



UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL
INSTITUTO DE CIÊNCIA E TECNOLOGIA DOS ALIMENTOS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA E TECNOLOGIA DE ALIMENTOS

HELENA SCHMIDT

**CARACTERIZAÇÃO FÍSICO-QUÍMICA, NUTRICIONAL E DE COMPOSTOS
BIOATIVOS DE SETE ESPÉCIES DA FAMÍLIA MYRTACEAE NATIVAS DA
REGIÃO SUL DO BRASIL**

Porto Alegre
2018

HELENA SCHMIDT

**CARACTERIZAÇÃO FÍSICO-QUÍMICA, NUTRICIONAL E DE COMPOSTOS
BIOATIVOS DE SETE ESPÉCIES DA FAMÍLIA MYRTACEAE NATIVAS DA
REGIÃO SUL DO BRASIL**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia de Alimentos da Universidade Federal do Rio Grande do Sul, como requisito parcial para obtenção do grau de Mestre em Ciência e Tecnologia de Alimentos.

Orientador: Prof^o. Dr. Alessandro de Oliveira Rios

Co-orientadora: Prof^a. Dr^a. Simone Flôres

Porto Alegre

2018

CIP - Catalogação na Publicação

Schmidt, Helena de Oliveira Santos

CARACTERIZAÇÃO FÍSICO-QUÍMICA, NUTRICIONAL E DE
COMPOSTOS BIOATIVOS DE SETE ESPÉCIES DA FAMÍLIA
MYRTACEAE NATIVAS DA REGIÃO SUL DO BRASIL / Helena
de Oliveira Santos Schmidt. -- 2018.

162 f.

Orientador: Alessandro de Oliveira Rios.

Coorientador: Simone Hickmann Flôres.

Dissertação (Mestrado) -- Universidade Federal do
Rio Grande do Sul, Instituto de Ciência e Tecnologia
de Alimentos, Programa de Pós-Graduação em Ciência e
Tecnologia de Alimentos, Porto Alegre, BR-RS, 2018.

1. Frutas nativas. 2. Família Myrtaceae. 3.
Compostos bioativos. 4. Vitaminas . 5.
Biodiversidade. I. Rios, Alessandro de Oliveira,
orient. II. Flôres, Simone Hickmann, coorient. III.
Título.

Elaborada pelo Sistema de Geração Automática de Ficha Catalográfica da UFRGS
com os dados fornecidos pelo(a) autor(a).

UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL
INSTITUTO DE CIÊNCIA E TECNOLOGIA DE ALIMENTOS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA E TECNOLOGIA DE ALIMENTOS

Autora: Helena de Oliveira Santos Schmidt (Nutricionista/UFRGS)

Título da dissertação: Caracterização físico-química, nutricional e de compostos bioativos de sete espécies da família Myrtaceae nativas da Região Sul do Brasil

Submetida como parte dos requisitos para a obtenção do grau de
MESTRE EM CIÊNCIA E TECNOLOGIA DE ALIMENTOS

Aprovada em: ____/____/____

Homologada em: ____/____/____

Pela banca examinadora:

Por:

Prof. Dr. Alessandro de Oliveira Rios
Orientador
Docente do Instituto de Ciência e
Tecnologia de Alimentos
PPGCTA/UFRGS

Prof. Dr. Adriano Brandelli
Coordenador
PPGCTA/UFRGS

Prof^a. Dra. Simone Hickmann Flôres
Co-orientadora
Docente do Instituto de Ciência e
Tecnologia de Alimentos
PPGCTA/UFRGS

Prof. Dr. Vitor Manfroi
Diretor
ICTA/UFRGS

Banca: Prof^a. Dra. Juliane Elisa Welke
Doutora em Química - UFRGS
PPGCTA/UFRGS

Banca: Prof. Dr. Renar João Bender
Doutor em Fisiologia pós colheita-
Universidade da Flórida, EUA.
Professor Adjunto - UFRGS

Banca: Prof^a. Dr^a. Médelin Marques da Silva
Doutora em Ciência e Tecnologia de
Alimentos - UFRGS
Professora Adjunta – IFRS

AGRADECIMENTOS

A Deus, por todas oportunidades que me deste na vida.

Ao meus pais, Sandra e Cicero, por estarem sempre ao meu lado, pela dedicação incondicional, incentivo e por todo o amor.

Ao Daniel, que esteve ao meu lado, sempre me apoiando, por toda sua compreensão nos momentos de ausência e amor.

Aos meus familiares e amigos por toda paciência e apoio.

Ao meu orientador Prof. Alessandro, pela orientação, por todos ensinamentos, e por estar sempre à disposição.

À prof. Simone, pela co-orientação, por toda ajuda e disponibilidade. Aos professores Viviani e Vanuska por todo o apoio, e Paula e Eliseu por todo auxílio.

A todos os colegas que fizeram parte do projeto BFN-Região Sul, ao Carlos, Érica, Jucelaine, Patric e André, por todo auxílio. Em especial, à Fernanda, por toda parceria nesses dois anos, por toda ajuda, apoio, sempre disposta e disponível.

Aos colegas do Laboratório de Compostos Bioativos, por toda ajuda, e pelos momentos compartilhados.

Ao Projeto "Biodiversidade para Alimentação e Nutrição", Ministério do Meio Ambiente, Funbio, Bioversity International, FAO/ONU, Meio Ambiente e Fundo para o Meio Ambiente Global (GEF - *Global Environmental Facility*) pelo financiamento.

A Capes pela bolsa de estudos.

Ao Programa de Pós-graduação em Ciências e Tecnologia de Alimentos, da Universidade Federal do Rio Grande do Sul, pela oportunidade de qualificação profissional.

À banca examinadora, pelas contribuições.

A todos que de alguma forma, contribuíram para realização deste trabalho.

RESUMO

O Brasil é o maior detentor de biodiversidade biológica do mundo, com um grande número de espécies botânicas, dentre essas, destaca-se a família Myrtaceae, a qual tem mais de 5.000 espécies, distribuídas principalmente no hemisfério Sul. Muitas espécies dessa família são nativas da Região Sul do Brasil. Os recursos de vegetais nativos podem ser excelentes fontes de alimentos, como as frutas nativas, que possuem um potencial econômico, entretanto ainda não são muito utilizadas. A exploração do potencial desses recursos nativos depende de um maior conhecimento das espécies e de seu uso pelos agricultores, indústria, comércio e a população urbana. A ingestão de frutas está abaixo do recomendado pela população brasileira e seu consumo está associado à redução de riscos de diversas doenças crônicas não transmissíveis, por serem ricas em nutrientes e compostos bioativos. Uma das estratégias para aumentar a participação de frutas na dieta do brasileiro consiste na valorização das espécies frutíferas nativas subutilizadas em todas as cinco regiões do país. Neste sentido, este trabalho visa estudar sete espécies nativas da família Myrtaceae, produzidas na Região Sul do Brasil, que possuam potencialidade nutricional e econômica e que ainda são pouco utilizadas na dieta cotidiana. As frutas foram analisadas em relação às suas características físico-químicas, composição centesimal, teor de vitaminas e minerais, atividade antioxidante, além da identificação e quantificação dos principais compostos bioativos. No total 7 espécies, totalizando 21 amostras foram analisadas. Uma amostra de guabiroba e duas amostras de pitanga tiveram a maior relação sólidos solúveis/acidez titulável. As fibras nessas espécies, se caracterizam como do tipo insolúvel, e entre as amostras analisadas, o araçá foi o que apresentou a maior concentração de fibras. Uma amostra de uvaia se destacou pelo teor de minerais como ferro, cálcio e manganês. As três amostras de guabiroba apresentaram níveis de vitamina C elevados. Duas amostras de pitangas apresentaram o maior conteúdo de carotenoides totais e de licopeno, já a amostra 1 da uvaia apresentou o maior conteúdo de β -caroteno. As jabuticabas além de apresentarem os maiores teores de antocianinas, sendo a delphinidina a majoritária, se destacaram também pela capacidade antioxidante, quando avaliada pelo radical ABTS. A fim de investigar os compostos fenólicos, foram escolhidas duas espécies para análise no espectrômetro de massas. Essas mesmas frutas também foram analisadas quanto à atividade antioxidante *in vitro*. O principal ácido fenólico identificado na goiaba serrana foi a catequina, na cereja-do-rio-grande foi a rutina.

Palavras-chave: Biodiversidade; Frutas nativas; Vitaminas; Minerais; Compostos bioativos

ABSTRACT

Brazil is the largest holder of biological biodiversity in the world, with a large number of plant species, among these, there is the Myrtaceae family, which has more than 5,000 species, mainly distributed in the southern hemisphere. Many plants of this family are native in southern Brazil. Native plant resources are excellent sources of food, such the native fruits, which have an economic potential, but they are not yet widely used. Exploiting the potential of these native resources depends on a better understanding of the species and its use by farmers, industry, commerce and the urban population. The fruit intake is below the recommended by the Brazilian population and its consumption is associated with reduced risk of several chronic diseases, because they are rich in nutrients and bioactive compounds. One of the strategies to increase the participation of fruit in the Brazilian diet is the appreciation of native fruit species underutilized in all five regions of the country. Thus, this work aims to study seven native species of Myrtaceae family, produced in southern Brazil, which have nutritional and economic potential and that are still little used in everyday diet. The fruits will be analyzed for its physical and chemical characteristics, proximate composition, vitamin and mineral content, besides the identification and quantification of major bioactive compounds. In total 7 species, totaling 21 samples were analyzed. Sample 3 of guabiroaba and samples 1 and 2 of the pitanga had the highest soluble solids / titratable acidity ratio. The fibers in these species are characterized as of the insoluble type, and among the analyzed samples, the Araçá was the one that presented the largest of fibers. Sample 3 of uvaia was distinguished by the mineral content of iron, calcium and manganese. The three samples of guabiroba presented high levels of vitamin C. Two samples of pitangas presented the highest content of total carotenoids and of lycopene, whereas sample 1 of uvaia had the highest content of β -carotene. The jabuticabas showed not only the highest levels of anthocyanins, but also the antioxidant capacity when evaluated by the ABTS radical. In order to investigate the phenolic compounds, two species were chosen for analysis in the MS-MS mass spectrometer. These same fruits were also analyzed for antioxidant activity in vitro. The main phenolic acid identified in guava mountain was the catechin, in the cherry-of-rio-grande was the routine.

Keywords: Biodiversity; Native fruits; Vitamins; Minerals; Bioactive compounds

LISTA DE FIGURAS

CAPÍTULO 1: REVISÃO DA LITERATURA

Figura 1 - Fotografias de frutos e flores de <i>Acca Sellowiana</i>	22
Figura 2 - Fotografias dos frutos, flores e da árvore da <i>Campomanesia xanthocarpa</i>	26
Figura 3 - Fotografias das folhas e frutos da <i>Eugenia involucrata</i>	28
Figura 4 - Fotografias dos frutos e da árvore da <i>Eugenia pyriformis</i>	29
Figura 5 - Fotografia da árvore, das flores e dos frutos da <i>Eugenia uniflora</i>	30
Figura 6 - Fotografia das flores e folhas da <i>Plinia trunciflora</i>	31
Figura 7 - Fotografia da árvore, dos frutos e folhas do <i>Psidium cattleianum</i>	32

CAPÍTULO 3: MANUSCRITO 1

Figure 1. Principal Component Analysis (PCA) of chemical parameters for the three samples of seven species from the Mirtaceae Family	75
Figure 2. Principal Component Analysis (PCA) for mineral parameters of the three samples of seven species from the Mirtaceae Family	77

CAPÍTULO 3: MANUSCRITO 2

Figure 1. Principal component analysis of bioactive compounds of seven species of Myrtaceae Family.....	97
Figure 2. Principal component analysis of vitamins of seven species of Myrtaceae Family...	101

CAPÍTULO 3: MANUSCRITO 3

Figure 1. Photo of <i>Acca selowiana</i> and <i>Eugenia involucrata</i> fruits from southern Brazil	115
Figure 2. Effect of hydroethanolic extracts from different samples of feijoa and cherry on GSH oxidation. Data are expressed as means \pm SEM (n=3). Different from control (p < 0.05)	129

LISTA DE TABELAS

CAPÍTULO 1: REVISÃO DA LITERATURA

Tabela 1 - Teores de pH, sólidos solúveis totais (SST %) e acidez total titulável (ATT%) de sete frutas da Família Myrtaceae	22
Tabela 2 - Composição nutricional de sete frutas da Família Myrtaceae.....	23
Tabela 3 - Conteúdo de Vitamina C e A de sete frutas da família Myrtaceae	24
Tabela 4 - Conteúdo de Minerais de sete frutas da Família Myrtaceae	25
Tabela 5 - Atividade antioxidante de sete frutas da família Myrtaceae	34
Tabela 6 - Conteúdo de carotenoides em frutas nativas da família Myrtaceae	37
Tabela 7 - Conteúdo de Antocianinas em frutas nativas da família Myrtacea	39
Tabela 8 - Conteúdo de compostos fenólicos em frutas nativas da família Myrtaceae.....	42

CAPÍTULO 2: MATERIAL E MÉTODOS

Tabela 9 - Informações das amostras coletadas: nome científico, nome comum, localização, época, quantidade adquirida e nº tombo	46
Tabela 10 - Faixas de concentração, r^2 , limites de quantificação (LOQ), limites de detecção (LOD) dos padrões de vitaminas	53
Tabela 11 – Limites de quantificação (LOQ) e detecção (LOD) dos minerais	55
Tabela 12 - Faixas de concentração, r^2 , limites de quantificação (LOQ), limites de detecção (LOD) dos padrões de carotenoides e antocianinas.....	59
Tabela 13 - Faixas de concentração, r^2 , limites de quantificação (LOQ), limites de detecção (LOD) dos padrões de ácidos fenólicos.....	62

CAPÍTULO 3: MANUSCRITO 1

Table 1. Information on the seven Myrtacea Family species harvested in three different Locations.....	69
Table 2. Working rang, limits of quantification (LOQ) and detection (LOD) of minerals.....	71
Table 3. Minimum, average and maximum values of certified material and results obtained expressed em $g \cdot 100g^{-1}$ of fresh weight	72
Table 4. Physicochemical parameters of seven fruits from the Myrtacea Family	73
Table 5. Centesimal composition of seven fruits of Myrtacea Family of southern region of Brazil	76

Table 6. Mineral content of the seven fruits of Myrtaceae Family of the southern region of Brazil	80
---	----

CAPÍTULO 3: MANUSCRITO 2

Table 1. Information on the seven Myrtaceae Family species harvested in three different regions	90
Table 2. Work range, determination coefficients (r^2), limit of quantification (LOQ), limit of detection (LOD) of bioactive compounds and vitamin standards	95
Table 3. The carotenoid composition of seven fruits of the Family Myrtaceae	99
Table 4. Profile of anthocyanins of species of the Family Myrtaceae	100
Table 5. Composition of Vitamins of seven fruits of the Family Myrtaceae	103

CAPÍTULO 3: MANUSCRITO 3

Table 1. Information on species <i>Acca sellowiana</i> and <i>Eugenia involucrata</i> harvested in three different locations	114
Table 2. Work range, determination coefficients (r^2), limit of quantification (LOQ), limit of detection (LOD) of phenolic acids standards	117
Table 3. Chromatographic and Spectroscopic Characteristics and Phenolic compound of <i>Acca sellowiana</i> Fruit obtained by HPLC-DAD-MS/MS	121
Table 4. Chromatographic and Spectroscopic Characteristics and Phenolic compound of <i>Eugenia involucrata</i> Fruit obtained by HPLC-DAD-MS/MS	125
Table 5. Chromatographic and Spectroscopic Characteristics and Anthocyanins of <i>Eugenia involucrata</i> Fruit obtained by HPLC-DAD-MS/MS	127

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

ABTS	2,2'- azinobis (3-etilbenzotiazolina-6-ácido sulfônico)
B1	Tiamina
B2	Riboflavina
B3	Niacina
B5	Ácido Pantotênico
B6	Piridoxina
B7	Biotina
BFN	<i>Biodiversity for Food Nutrition</i>
CLAE	Cromatografia Líquida de Alta Eficiência
DRI	<i>Dietary Reference Intakes</i>
DCNT	Doença Crônica não transmissíveis
GSH	Glutathiona
H2O2	Peróxido de Hidrogênio
HPLC	High performance liquid chromatography
LOD	Limite de detecção/ <i>Limit of detection</i>
LOQ	Limite de quantificação/ <i>Limit of quantification</i>
FW	<i>Fresh weight</i>
DW	<i>Dry weight</i>
ISO	<i>International Organization for Standardization</i>
PCA	<i>Principal Component Analysis</i>
TTA	<i>Total titrable acidity</i>
TSS	<i>Total soluble solids</i>
TDF	<i>Total dietary fiber</i>
IDF	<i>Insoluble dietary fiber</i>
SDF	<i>Soluble dietary fiber</i>
MTBE	<i>Methyl tert-butyl ether</i>
Ca	Cálcio/ <i>Calcium</i>
Fe	Ferro/ <i>iron</i>
Zn	Zinco/ <i>zinc</i>
K	Potássio/ <i>potassium</i>
Na	Sódio/ <i>sodium</i>
Mg	Magnésio/ <i>magnesium</i>
Mn	Manganês/ <i>manganese</i>
Cu	Cobre/ <i>copper</i>
P	Fósforo/ <i>phosphorus</i>
Se	Selênio/ <i>selenium</i>
r ²	Coeficiente de determinação/ <i>determination coefficient</i>

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	15
2 OBJETIVOS	18
2.1 OBJETIVO GERAL.....	18
2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	18
 CAPÍTULO 1 - REVISÃO DA LITERATURA	
3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	20
3.1 Família Myrtaceae	20
3.2 <i>Acca sellowiana</i> (Berg) Burret (Goiaba-serrana)	20
3.3 <i>Campomanesia xanthocarpa</i> O. Berg (Guabiroba)	26
3.4 <i>Eugenia involucrata</i> DC. (Cereja-do-rio-grande)	27
3.5 <i>Eugenia pyriformis</i> Cambess (Uvaia)	28
3.6 <i>Eugenia uniflora</i> L. (Pitanga)	29
3.7 <i>Plinia trunciflora</i> (O. Berg) Kausel (Jaboticaba)	30
3.8 <i>Psidium cattleianum</i> Sabine (Araçá)	32
3.9 Atividade Antioxidante	33
3.9.1 Atividade antioxidante <i>in vitro</i>	35
3.10 Compostos Bioativos	36
3.10.1 Carotenoides	36
3.10.2 Antocianinas	38
3.10.3 Compostos fenólicos	40
 CAPÍTULO 2 – MATERIAL E MÉTODOS	
4 MATERIAL E MÉTODOS	45
4.1 Material	45
4.1.1 Matéria-Prima	45
4.1.1.1 Preparo da matéria-prima	45
4.1.2 Reagentes e padrões	47

4.2 Metodologia	48
4.2.1 Análises físico-químicas	48
4.2.1.1 pH e Acidez	48
4.2.1.2 Sólidos Solúveis Totais	48
4.2.1.3 Dimensões da fruta	48
4.2.2 Composição centesimal	49
4.2.2.1 Umidade.....	49
4.2.2.2 Cinzas	49
4.2.2.3 Proteínas	49
4.2.2.4 Lipídeos	49
4.2.2.5 Fibra Alimentar.....	49
4.2.3 Vitaminas	50
4.2.3.1 Vitamina A	50
4.2.3.2 Riboflavina e Piridoxina.....	50
4.2.3.3 Tiamina e Niacina.....	51
4.2.3.4 Ácido Pantotênico e Biotina.....	52
4.2.3.5 Vitamina C.....	54
4.2.4 Minerais	54
4.2.5 Capacidade Antioxidante	55
4.2.5.1 Ensaio ABTS.....	55
4.2.5.2 Ensaio da glutathione (GSH) e Ensaio da desoxirribose.....	56
4.2.5.2.2 <i>Ensaio da glutathione</i>	56
4.2.5.2.3 <i>Ensaio da desoxirribose</i>	57
4.2.6 Compostos Bioativos	58
4.2.6.1 Carotenoides	58
4.2.6.2 Antocianinas	58
4.2.6.3 Compostos Fenólicos.....	60
4.3 Análise Estatística	63

CAPÍTULO 3 – MANUSCRITOS

Manuscrito 1 - CHEMICAL AND PHYSICOCHEMICAL EVALUATION AND MINERAL CHARACTERIZATION OF SEVEN FRUITS OF THE MYRTACEA FAMILY FROM THE SOUTH OF BRAZIL	65
--	----

1 INTRODUCTION	66
2 MATERIALS AND METHODS	67
2.1 Chemical	67
2.2 Samples	68
2.3 Physical Characterization	68
2.4 Chemical Composition	68
2.5 Minerals	70
2.6 Statistical analysis	71
3 RESULTS AND DISCUSSION	71
4 CONCLUSION	81
REFERÊNCIAS	82

Manuscrito 2 - DETERMINATION OF VITAMIN COMPOSITION, BIOACTIVE COMPOUNDS AND ANTIOXIDANT CAPACITY OF SEVEN FRUIT SPECIES

FROM THE MYRTACEAE FAMILY IN SOUTH BRAZIL	86
1 INTRODUCTION	87
2 MATERIALS AND METHODS	88
2.1 Chemical	88
2.2 Samples	89
2.3 Extraction of vitamins	90
2.3.1 Vitamins B Complex	90
2.3.2 Vitamin C	91
2.3.3 Vitamin A	91
2.4 Extraction of the Bioactive Compounds	92
2.4.1 Carotenoids	92
2.4.2 Anthocyanins	92
2.4.3 Antioxidant capacity	92
2.5 Instrumentation and chromatographic conditions	93
2.6 Statistical analysis	94
3 RESULTS AND DISCUSSION	95
4 CONCLUSION	104
REFERENCES	105

Manuscrito 3 - PHENOLIC COMPOUNDS AND ANTIOXIDANT ACTIVITY OF ACCA SELLOWIANA AND EUGENIA INVOLUCRATA (MYRTACEAE) FROM SOUTHERN BRAZIL	111
1 INTRODUCTION	112
2 MATERIALS AND METHODS	113
2.1 Chemical	113
2.2 Samples	114
2.3 Phenolic Compounds	115
2.3.1 Anthocyanic phenolic compounds extraction	115
2.3.2 Non-anthocyanic phenolic compounds extraction	115
2.3.3 SPE- C18 purification procedure	116
2.3.4 Instrumentation and chromatographic conditions	116
2.4 Evaluation of antioxidant activity <i>in vitro</i>	118
2.4.1 Hydroethanolic extract preparation	118
2.4.2 GSH assay	118
2.4.3 Deoxyribose assay	118
2.5 Statistical analysis	119
3 RESULTS AND DISCUSSION	119
4 CONCLUSION	130
REFERENCES	131

CAPÍTULO 4 – DISCUSSÃO GERAL E CONCLUSÃO

DISCUSSÃO GERAL	137
CONCLUSÃO	139
REFERÊNCIAS	140

1 INTRODUÇÃO

O Brasil detém a maior biodiversidade biológica do mundo, sendo considerado um país rico em relação a sua flora. Devido a essa grande biodiversidade agrícola, possui alto potencial de uso pela humanidade, especialmente no que diz respeito à criação de novas opções à alimentação e ao fornecimento de produtos medicinais (RIDGEN; CAVALCANTI, 2002).

O país tem um grande número de espécies de frutas nativas que ainda não são utilizadas e com interesse potencial para a agroindústria, as quais podem representar uma possível fonte de renda para a população local (ALVES et al., 2008). Os recursos vegetais nativos, além de fontes de alimentos, podem ser utilizados para a obtenção de fibras, pigmentos, condimentos, aromas, energia e de compostos ativos para a produção de medicamentos. A exploração desse potencial depende de um maior conhecimento das espécies e de seu uso pelos agricultores, indústria, comércio e a população urbana. Depende ainda, da adoção de apropriadas estratégias para difusão do conhecimento e de iniciativas voltadas à valorização e ao estímulo do uso de componentes da flora nativa brasileira (CORADIN; SIMINSK; REIS, 2011).

A biodiversidade contribui na preservação do clima e do solo, garante o aumento da fertilidade e da diversificação de várias espécies alimentares, o que permite o desenvolvimento de alimentos com maiores teores de nutrientes e contribui para a segurança alimentar (GANGATHARA; NERI, 2012).

Espécies regionais podem desempenhar um papel importante na alimentação das pessoas; melhorar a nutrição e, conseqüentemente, a saúde, por meio de uma dieta mais diversificada. A dieta com pouca variedade e baixo valor nutricional tem sido cada vez mais consumida pela população, que contribui para os problemas crescentes de desnutrição, obesidade e doenças crônicas não transmissíveis (DCNT). (BASTOS, 2014). Além disso, as espécies são associadas a biodiversidade e podem contribuir significativamente para a geração de renda dos agricultores familiares (JAARVERLD et al., 2014).

A recomendação da WHO (2003) da ingestão diária de 400g de frutas, verduras e legumes/ *per capita* está associada à redução de riscos de DCNT como as doenças cardiovasculares, diabetes, aterosclerose, obesidade, e diversos tipos de câncer. Segundo o Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE, 2011), a ingestão de frutas está abaixo do recomendado para 90% da população brasileira. Frutas e vegetais ricos em nutrientes e compostos bioativos podem reduzir o risco de DCNT, que chegam a afetar até 3 bilhões de

peças em todo o mundo e constituem como uma das principais condições patogênicas no envelhecimento da população. Frutas nativas do Brasil, certamente, representam um alimento promissor como fonte de compostos bioativos (INFANTE et al., 2016).

Uma das estratégias para aumentar a participação de frutas na dieta do brasileiro consiste na valorização das espécies frutíferas nativas subutilizadas em todas as cinco regiões do país. As frutas fornecem maior variedade à dieta, representam alimentos nutritivos ricos em compostos funcionais, que podem atuar como antioxidantes naturais (PEREIRA et al., 2012).

O consumo de frutas tropicais ou exóticas tem aumentado em todo o mundo, com avanços crescentes no mercado doméstico e mercados internacionais, devido ao reconhecimento do seu alto valor nutricional (CORADIN; SIMINSK; REIS, 2011).

A Região Sul do Brasil é formada pelos Estados do Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul e caracteriza-se por uma heterogeneidade de tipos de solos, o que a coloca com uma região em potencial na produção nacional de alimentos. Os biomas presentes nessa região do país (Mata Atlântica, Pampa e Bioma Cerrado no estado do Paraná) são caracterizados por possuírem uma elevada riqueza de espécies, sendo a Mata Atlântica a que apresenta o maior número de plantas terrestres entre os biomas brasileiros (16.146 espécies), seguida do Cerrado (12.070) e do bioma Pampa (1.458). Além dessa riqueza de espécies, o nível de endemismo é bastante alto, cerca de 50% das plantas terrestres registradas na Mata Atlântica são endêmicas (FORZZA et al., 2010).

Dentre várias espécies presentes nos biomas da Região Sul, as da família botânica Myrtaceae estão amplamente distribuídas, sendo algumas, importantes pelo seu uso medicinal e principalmente pelo consumo alimentar, sendo muitas plantas tropicais e subtropicais de grande importância econômica. Muitas frutas dessa família são nativas, comestíveis e com uso potencial para serem comercializadas *in natura*; no entanto poucas estão disponíveis nos mercados.

Embora as espécies nativas tenham despertado atenção devido ao seu potencial de contribuição para nutrição, para a economia, e para a conservação da biodiversidade (NANDAL; BHARDWAJ, 2014), há uma lacuna entre o seu potencial agrícola e a ingestão alimentar pela população, devido ao pouco conhecimento do valor nutricional, o que impede o uso mais amplo e sua valorização dentro do sistema de produção alimentar.

O Projeto conhecido em inglês como “Biodiversity for Food and Nutrition” (BFN), intitulado “Conservação e Uso Sustentável da Biodiversidade para melhoria da Nutrição e do Bem-Estar Humano” é coordenado internacionalmente pelo Bioversity International e tem

como agências implementadoras o Programa das Nações Unidas para o Meio Ambiente (PNUMA) e a Organização das Nações Unidas para a Alimentação e a Agricultura (FAO). Além do Brasil participam outros três países: Quênia, Sri Lanka e Turquia. No Brasil, o projeto tem como objetivo promover a conservação e o uso sustentável da biodiversidade em programas que contribuam para melhorar a segurança alimentar e a nutrição humana, por meio da valorização da importância alimentícia e nutricional das espécies nativas relacionadas à agrobiodiversidade. No Brasil é implementado pelo Ministério do Meio Ambiente (MMA). No plano operacional de implementação do Projeto, estão contempladas análises da composição nutricional (macro e micronutrientes) das espécies nativas listadas na publicação *Plantas para o Futuro* (MMA, 2011) e a incorporação de ações para o fortalecimento da conservação dessas espécies. Em função dos dados escassos encontrados na literatura quanto à composição nutricional das espécies nativas da Família Myrtaceae contempladas na publicação *Plantas para o Futuro*, também com o objetivo de aumentar o número de dados existentes, assim como padronizar todas as análises de composição nutricional e visando estimular o consumo, valorizar a produção, o presente projeto justifica-se por analisar a composição nutricional de frutas nativas de sete espécies da família Myrtaceae.

2 OBJETIVOS

2.1 OBJETIVO GERAL

Determinar a composição físico-química, nutricional e de compostos bioativos de sete espécies da família Myrtaceae: Goiaba serrana (*Acca sellowiana* Berg Burret), Guabiroba (*Campomanesia xanthocarpa* O. Berg), Cereja-do-rio-grande (*Eugenia involucrata* DC.), Uvaia (*Eugenia pyriformis* Camb.), Pitanga (*Eugenia uniflora* L.), Jabuticaba (*Plinia trunciflora* O. Berg Kausel) e Araçá (*Psidium cattleianum* Sabine) produzidas na Região Sul do Brasil.

2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- a) Determinar as características físico-química (pH, acidez, sólidos solúveis e textura) de sete espécies da Família Myrtaceae encontradas na região Sul do Brasil;
- b) Determinar a composição centesimal (umidade, cinzas, proteína, lipídeos, fibras e carboidratos);
- c) Determinar os teores de vitamina A, C e do complexo B: tiamina (B1), riboflavina (B2), niacina (B3), ácido pantotênico (B5), piridoxina (B6) e biotina (B7);
- d) Determinar o teor de minerais por espectrometria de absorção atômica (Ca, K, Na, Mg, Fe, Zn, Mn, Cu, P e Se);
- e) Determinar a capacidade antioxidante das frutas pelo método ABTS;
- f) Identificar e quantificar o teor de carotenoides e antocianinas das frutas por Cromatografia Líquida de Alta Eficiência das frutas;
- g) Identificar e quantificar o teor de ácidos fenólicos da *Acca sellowiana* (Berg) Burret e *Eugenia involucrata* DC por Cromatografia Líquida de Alta Eficiência acoplada a Espectrometria de Massas;
- h) Avaliar a atividade antioxidante de extratos hidroetanólicos da *Acca sellowiana* (Berg) Burret e *Eugenia involucrata* DC.

CAPÍTULO 1 - REVISÃO DA LITERATURA

3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

3.1 Família Myrtaceae

A família Myrtaceae inclui vários gêneros importantes ecológica e economicamente no mundo. Esta família compreende 130 a 150 gêneros e mais de 5.500 espécies, distribuídos principalmente no hemisfério Sul, com dois principais centros de diversidade, América do Sul e Austrália; pode ocorrer ainda na Ásia tropical, na África e Europa, em uma pequena representação. Atualmente a classificação divide Myrtaceae em duas subfamílias: Psiloxylodeae e Myrtoideae. (GOVAERTS et al., 2008; WILSON 2011; GRATTAPAGLIA et al., 2012).

No Brasil a família Myrtaceae representa a quarta família de plantas lenhosas mais ricas em espécies, com 23 gêneros e de 928 a 1000 espécies descritas (FORZZA et al. 2010; SOBRAL et al. 2015), com representações em uma variedade de biomas da região Neotropical, com uma diversidade de espécies da mata atlântica, representada principalmente por *Myrcia s.l.* e *Eugenia s.l.* (MURRAY-SMITH, et al., 2009; EVE; BUNGER; 2015). A família é caracterizada por apresentar folhas inteiras com glândulas de óleos, ovário semi-ínfero a ínfero, estames geralmente numerosos, floema interno e pontuações guarnecidas nos vasos xilemáticos.

O potencial das frutíferas da família Myrtaceae são inúmeros, uma vez que podem ser utilizadas em programas de recuperação de áreas degradadas e de preservação permanente por terem frutas amplamente consumidas pela avifauna, o que auxilia na dispersão das sementes (LORENZI, 2002).

Muitas espécies dessa família possuem propriedades medicinais e funcionais, aplicação alimentar, são ricas em compostos bioativos e acumulam compostos voláteis em suas folhas e frutas (BREITMAIER, 2006, ROCHA *et al.*, 2011).

Dentre as muitas espécies da família Myrtaceae, goiaba serrana, guabiroba, cereja-do-rio-grande, uvaia, pitanga, jabuticaba e araçá são espécies frutíferas nativas da região Sul do Brasil, na qual possuem potencial agrícola (CORADIN, 2011).

3.2 *Acca sellowiana* (Berg) Burret (Goiaba-serrana)

Esta espécie da família Myrtaceae é conhecida popularmente por goiabeira-do-mato, goiabeira-da-serra, goiabeira-serrana ou feijoa. Há cerca de 20 variedades de feijoa

(WESTON, 2010). É nativa do Brasil e nordeste do Uruguai. Devido à sua fácil adaptabilidade nas regiões subtropicais, atualmente, é extensivamente cultivada em vários países como Austrália, França, Israel, Itália, Turquia, Iran, Rússia, Colômbia, Estados Unidos e principalmente Nova Zelândia (THORP; BIELESKI, 2002; BARNI et al., 2004). No Brasil é encontrada principalmente nos Estados de Santa Catarina, Paraná e Rio Grande do Sul (DUCROQUET et al., 2000).

O arbusto de folhas persistentes que raramente ultrapassa seis metros de altura, com fuste ramificado, especialmente em campo aberto (Figura 1). Apresenta crescimento lento e potencial ornamental devido a sua folhagem discolor com vistosa floração. Suas flores brancas e vermelhas são desprovidas de nectários e apresentam quatro pétalas vistosas, carnosas e adocicadas, que são os principais recursos florais para os polinizadores (DUCROQUET et al., 2000). A colheita da fruta ocorre de fevereiro a maio.

A fruta é semelhante à goiaba comum em aparência, tamanho e textura, mas a polpa cor gelo possui sabor diferenciado, doce-acidulado e aromático (DUCROQUET et al., 2000; PASQUARIELLO et al., 2015). A fruta tem casca verde suave e macia e o mesocarpo branco, com polpa suculenta em torno das sementes e pouco arenosa perto da casca. A casca é azeda e amarga, mas pode ser consumida com a polpa, contrabalanceando com sua doçura (WESTON, 2010).

O pH da fruta é em torno de 3,0, possui um teor de sólidos solúveis de 10 a 13 ° Brix e o valor de acidez varia conforme o cultivar (ROMERO-RODRIGUEZ et al., 1994; AMARANTE et al., 2013; PASQUARIELLO et al., 2015). Esses valores estão apresentados na Tabela 1.

A fruta possui em torno de 5% de fibra dietética, além de baixo teor de lipídeos (Tabela 2). Assim como a goiaba tradicional, a feijoa é uma boa fonte de vitamina C (80 mg.100g⁻¹), com valor superior ao da laranja (54 mg.100g⁻¹), conforme Tabela 3. A fruta apresenta alto conteúdo de potássio, fósforo, magnésio, iodo, entre outros minerais, apresentado na Tabela 4.

Figura 1 - Fotografias de frutos, flores e da árvore de *Acca Sellowiana*

Fonte: http://www.ufrgs.br/fitoecologia/florars/index.php?pag=buscar_mini.php.

Tabela 1 - Teores de pH, sólidos solúveis totais (SST %) e acidez total titulável (ATT%) de sete frutas da Família Myrtaceae

Frutas	pH	SST (°Brix)	ATT (%)	Referência
	-	10 a 13	4 a 6,70	PASQUARIELLO et al., 2015
Goiaba Serrana	3,4	12,3	1,40	ROMERO-RODRIGUEZ et al., 1994
	3,7			
	3,0	11,1	2,07	AMARANTE et al., 2013
Guabiroba	-	15,34	0,34	PEREIRA et al., 2012
Cereja-do-rio-grande	3,14	9,50	19,85 mL	CAMLOFSKI, 2008
	2,77	7,50	2,31	RUFFINO et al., 2009
Uvaia	-	7,70	1,10	PEREIRA et al., 2012
	3,70	9,20	-	SILVA et al., 2014
Pitanga	2,88	11,5	1,67	BAGETTI et al., 2011
	3,01	11,8	1,63	
	3,38	13,8	1,87	
	3,34	7,97	1,23	LOPES et al., 2013
	3,22	13,00	1,37	SATO e CUNHA, 2007
Jabuticaba	3,18	11,22	1,65	RUFFINO et al., 2009
	-	13,8	0,88	PEREIRA et al., 2012
Araçá	3,53	11,40	1,88	HAMINIUK et a., 2006
	4,3	9,8	-	SILVA et al., 2014

Tabela 2 - Composição nutricional de sete espécies da Família Myrtaceae

Frutas	Umidade	Cinzas	Proteína	Lipídeos	Carboidratos	Fibras	Referência
Goiaba Serrana	84%	0,20%	0,50 a 1,1%	0,30%	-	5,0%	ROMERO-RODRIGUEZ et al., 1994
	79,14 %	0,68%	1,10%	1,31%	7,88	9,88%	SANTOS et al., 2013
Guabiroba	82,21 (g.100g ⁻¹ base úmida)	0,47 (g.100g ⁻¹ base úmida)	5,53 (g.100g ⁻¹ base seca)	3,7 (g.100g ⁻¹ base seca)	15,68 (g.100g ⁻¹ base seca)	9,75 (g.100g ⁻¹ base seca)	PEREIRA et al., 2012
	81,4 (g mg.100g ⁻¹)	0,5 (g mg.100g ⁻¹)	1,1 (g mg.100g ⁻¹)	1,9 (g mg.100g ⁻¹)	8,9 (g mg.100g ⁻¹)	6,3 (g mg.100g ⁻¹)	VALLILO et al., 2008
Cereja-do-rio-grande	90,71 (g.100 mL ⁻¹)	0,31 (g.100 mL ⁻¹)	0,61 (g.100 mL ⁻¹)	0,11 (g.100 mL ⁻¹)	-	-	CAMLOFSKI, 2008
	94,50 (g.100g ⁻¹ base úmida)	0,23 (g.100g ⁻¹ base úmida)	15,82 (g.100g ⁻¹ base seca)	0,52 (g.100g ⁻¹ base seca)	4,37 (g.100g ⁻¹ Base seca)	3,09 (g.100g ⁻¹ Base seca)	PEREIRA et al., 2012
Uvaia	91 (g.100g ⁻¹ base úmida)	5,5 (g.100g ⁻¹ base seca)	5,5 (g.100g ⁻¹ base seca)	2,2 (g.100g ⁻¹ base seca)	44,4 (g.100g ⁻¹ base seca)	42,2 (g.100g ⁻¹ base seca)	SILVA et al., 2014
	85,8 (g.100g ⁻¹)	0,5 (g.100g ⁻¹)	0,8 (g.100g ⁻¹)	0,4 (g.100g ⁻¹)	12,5 (g.100g ⁻¹)	0,6 (g.100g ⁻¹)	VILLACHICA et al., 1996
Pitanga	81,2% (base úmida)	2,4% (base úmida)	1,2% (base úmida)	0,40% (base úmida)	14,8 % (base úmida)	-	BAGETTI et al., 2011
	-	0,37% (base seca)	0,68% (base seca)	0,49% (base seca)	-	-	LOPES et al., 2013
Jabuticaba	83,3% (g.100g ⁻¹ base úmida)	0,4 (g.100g ⁻¹ base úmida)	0,6 (g.100g ⁻¹ base úmida)	0,1 (g.100g ⁻¹ base úmida)	15,3 (g.100g ⁻¹ base úmida)	2,3 (g.100g ⁻¹ base úmida)	NEPA/UNICAMP, 2006
	86,46 %	0,23 (g.100g ⁻¹)	0,21 (g.100g ⁻¹)	0,17 (g.100g ⁻¹)	13,11 (g.100g ⁻¹)	8,45 (g.100g ⁻¹)	CALLONI et al., 2015
	85,51% (base úmida)	0,34% (base úmida)	0,33% (base úmida)	0,14% (base úmida)	11,80% (base úmida)	-	SATO e CUNHA, 2007
	-	2,30 (mg.100g ⁻¹ Base seca)	1,02 (mg.100g ⁻¹ Base seca)	0,55 (mg.100g ⁻¹ Base seca)	78,2 (mg.100g ⁻¹ Base seca)	17,90 (mg.100g ⁻¹ Base seca)	ALEZANDRO et al., 2013
	87,4% (base seca)	3,1% (base seca)	5,0% (base seca)	1,8% (base seca)	90,1% (base seca)	38,2% (base seca)	INADA et al., 2015
Araçá	83,31 (g.100g ⁻¹ base úmida)	0,63 (g.100g ⁻¹ base úmida)	4,24 (g.100g ⁻¹ base seca)	1,53 (g.100g ⁻¹ base seca)	15,08 (g.100g ⁻¹ base seca)	11,95 (g.100g ⁻¹ base seca)	PEREIRA et al., 2012
	85,5 (g.100g ⁻¹ base úmida)	5,5 (g.100g ⁻¹ Base seca)	6,9 (g.100g ⁻¹ base seca)	1,4 (g.100g ⁻¹ base seca)	55,1 (g.100g ⁻¹ base seca)	31 (g.100g ⁻¹ base seca)	SILVA et al., 2014
	-	3,05% (base seca)	2,10% (base seca)	1,24% (base seca)	-	-	MCCOOK-RUSSELL et al., 2012

Tabela 3 - Conteúdo de Vitamina C e A de sete espécies da família Myrtaceae

Frutas	Vitamina C	Vitamina A	Referência
Goiaba Serrana	80 mg.100g ⁻¹	-	DUCROQUET et al., 2000; THORP e BIELESK, 2002
	8,75 mg.100g ⁻¹		SALVO, TOSCANO, DUGO, 1987
	25,43 a 39,87g de ácido ascórbico.100g ⁻¹ em base úmida	-	PASQUARIELLO et al., 2015
Guabiroba	30,58 mg de ácido ascórbico.g ⁻¹ base seca	6,838 µg.g ⁻¹ equivalentes de retinol base seca	PEREIRA et al., 2012
	17,8 mg de ácido ascórbico em base úmida	-	VALLILO et al., 2008
	313,21 mg.100g ⁻¹ de ácido ascórbico	-	SANTOS et al., 2013
Cereja-do-rio-grande	54,64 mg.100g ⁻¹	-	CAMLOFSKI, 2008
Uvaia	0,7 mg.g ⁻¹ de ácido ascórbico base seca	37,834 µg.g ⁻¹ equivalentes de retinol base seca	PEREIRA et al., 2012
	39,3 mg.100g ⁻¹ base úmida	-	RUFINO et al., 2010
Pitanga	0,101 mg.100g ⁻¹ de ácido ascórbico base úmida	-	DENARDIN et al., 2015
	14 mg.100g ⁻¹	635 mg.100g ⁻¹	VILLACHICA et al., 1996
	21,5 mg.100g ⁻¹ base úmida	-	FREYRE et al., 2000
Jaboticaba	16,2 mg.100g ⁻¹		NEPA/UNICAMP, 2006
	238 mg.100g ⁻¹ de base úmida		RUFFINO et al., 2011
	8,6 mg.100 mL ⁻¹ de ácido ascórbico	73 µg.100g ⁻¹ equivalentes de retinol base seca	INADA et al., 2015
Araçá	0,3 mg.g ⁻¹ de ácido ascórbico base seca	0,718 µg.g ⁻¹ equivalentes de retinol base seca	PEREIRA et al., 2012

Tabela 4 - Conteúdo de Minerais de sete espécies da Família Myrtaceae

Frutas	Minerais	Referência
Goiaba Serrana	Unidade (mg.100g ⁻¹): I (3)	DUCROQUET et al., 2000 FERRARA e MONTESANO, 2001 THORP e BIELESK, 2002
	Unidade (mg.100g ⁻¹): K (166), Na (5), Ca (4), Mg (8), P (10), Fe (0,05)	MORTON, 1987
	Unidade (mg.dL ⁻¹): K (100), Na (13,8), Ca (17,8), Mg (8,2) Fe (0,5), I (0,34)	BELOUS, OMAROV, MAROVA, 2014
Guabiroba	Unidade (µg.g ⁻¹): K (5912,86), Na (54,80), Ca (443,91), Mg (689,35), Fe (18,30), Zn (17,39), Al (27,18)	PEREIRA et al., 2014
	Unidade (mg.kg ⁻¹): K (2084), Na (26), Ca (101), Mg (135), P (149), Fe (6,4), Zn (4,0),	VALLILO et al., 2008
Cereja-do-rio-grande	Unidade (mg.100g ⁻¹): K (230), Na (8,10), Ca (8,90), P (15,20), Fe (0,30), Zn (0,10)	CAMLOFSKI, 2008
Uvaia	Unidade (µg.g ⁻¹): K (8882,43), Na (99,73), Ca (542,50), Mg (528,32), Fe (21,27), Zn (60,48), Al (31,27), Mn (26,37)	PEREIRA et al., 2014
Pitanga	Unidade (mg.100g ⁻¹): Ca (9,0), P (11,0), Fe (0,2)	VILLACHICA et al., 1996
Jabuticaba	Unidade (mg.100g ⁻¹): K (130), Ca (8), Mg (18), P (0,15), Fe (0,10), Zn (0,30), Mn (0,30), Cu (0,07).	NEPA/UNICAMP, 2006
	Unidade (mg.100g ⁻¹): K (700,7), Na (23,3), Ca (27,1), Mg (72,3), P (75,7), Fe (23,7), Zn (1,1), Mn (1,1), Se (1,9), Cu (0,8)	INADA et a., 2015
Araçá	Unidade (µg.g ⁻¹): K (7890,07), Na (828,78), Ca (685,72), Mg (661,82), Fe (14,91), Zn (19,62), Al (8,97), Cu (6,20)	PEREIRA et al., 2014

3.3 *Campomanesia xanthocarpa* O. Berg (Guabiroba)

É popularmente conhecida como guabiroba, graviroba, guabirova, guabirobeira, guavirobeira. Ela ocorre além do Brasil, na Argentina, Paraguai e Bolívia. É cultivada principalmente nas regiões Sul e Sudeste do Brasil, da região que se estende desde Minas Gerais e Mato Grosso do Sul até o Rio Grande do Sul (LORENZI et al., 2006).

A árvore de até 15 metros de altura possui folhas simples, muitas vezes assimétricas, com botão floral com cerca de 4,5 cm de comprimento, piriforme, sépalas com cerca de 2mm de comprimento, desiguais, ovadas, mais ou menos côncavas. A floração normalmente ocorre de setembro a novembro por um curto período de tempo, cerca de 10 a 15 dias, e a maturação dos frutos, em 15 e 20 dias (RASEIRA et al., 2004).

A fruta é do tipo baga, amarela, globosa, com cerca de 2,5 cm de comprimento e cerca de 2-3 cm de largura, com epicarpo liso e fino (Figura 2). O endocarpo é succulento, doce e aromático, as sementes são amareladas, com pontinhos mais ou menos rosados, apresentam glândulas contendo óleo essencial (SANCHOTENE, 1989; LORENZI et al., 2006).

O teor de sólidos solúveis totais (SST) presentes na guabiroba é considerado elevado com 15,34° Brix e a relação SST /acidez titulável indica que a guabiroba é uma fruta muito doce e saborosa, como apresentado na Tabela 1 (PEREIRA et al., 2012).

A polpa da fruta madura apresenta alto conteúdo de proteína, lipídeos e fibras (Tabela 2). O teor de vitamina C apresenta valores em torno de 30,58 mg (Tabela 3). Para guabiroba foi encontrado valor de riboflavina (Vitamina B2) de 0,09 mg em base úmida. A guabiroba contém níveis elevados de K, Ca, Mg, Fe (Tabela 4) (SANTOS et al., 2009; PEREIRA et al., 2012; PEREIRA et al., 2014).

Figura 2 - Fotografias dos frutos, flores e da árvore da *Campomanesia xanthocarpa*



3.4 *Eugenia involucrata* DC. (Cereja-do-rio-grande)

É conhecida popularmente como cerejeira-do-rio-grande, cerejeira-do-mato e cereja. As plantas são encontradas no Uruguai, Argentina e Paraguai, no Brasil, ocorrem espontaneamente desde o Rio de Janeiro e sul de Minas Gerais até o Rio Grande do Sul (DONADIO et al., 2002).

Suas árvores têm de 10 a 15 metros de altura (Figura 3), toleram baixas temperaturas e as frutas florescem de setembro a novembro. Além de potencial frutícola, a espécie é empregada para fins madeireiros e paisagísticos, além de ser indicada para recuperação de áreas alteradas já que suas frutas atraem a fauna (LORENZI, 2008).

A cereja-do-rio-grande possui epicarpo fino e brilhante, mesocarpo suculento, ácido-adocicado, que envolve o endocarpo, representado por caroços que variam de um a cinco, branco-esverdeados, arredondados, com cerca de um centímetro de diâmetro (LORENZI, 2000).

A fruta apresenta valores médios de pH de 3,14; teor de sólidos solúveis de 9,50 °Brix, e acidez total de 19,85 mL em KOH 0,1 (Tabela 1). Essas características relacionam o sabor característico doce e ácido desta fruta (CAMLOFSKI, 2008), sendo excelente para o consumo *in natura*.

A composição nutricional desta fruta apresenta-se na Tabela 2. Não foram encontrados valores de fibras para a cereja-do-rio-grande. De acordo com a Tabela 3, o teor de vitamina C é de 54,64 mg.100g⁻¹ e os valores médios em mg.100g⁻¹ encontrados para minerais estão demonstrados na Tabela 4, sendo eles de 15,20; 8,90; 8,10; 0,30; 0,10 e 230,00 para fósforo, cálcio, sódio, ferro, zinco e potássio, respectivamente (CAMLOFSKI, 2008).

Figura 3 - Fotografias das folhas e frutos da *Eugenia involucrata*



Fonte: http://www.ufrgs.br/fitoecologia/florars/index.php?pag=buscar_mini.php

3.5 *Eugenia pyriformis* Cambess (Uvaia)

A *Eugenia pyriformis* tem como nomes populares uvaia, uvalha, uvalheira, uvaieira, uvaia-do-mato e azedinha. São encontrada espécies no nordeste Argentino e Paraguai, e no Brasil ocorrem naturalmente de São Paulo até o Rio Grande do Sul.

A árvore dessa espécie tem até 15 metros de altura, o tronco possui casca lisa, as flores são brancas (Figura 4). No sul do Brasil, a maturação da fruta ocorre entre janeiro e fevereiro. A fruta possui de 2,0 a 2,4 cm de comprimento, é amarela e aveludada, succulenta e aromática, possui um mesocarpo doce e ácido. Como sua casca é muito tenra e frágil há dificuldade na colheita e conservação pós-colheita da fruta, sendo por isso, dificilmente oferecida para consumo *in natura* (CORADIN, 2011).

Como apresentado na Tabela 1 a polpa da uvaia apresenta valores de pH que variam de 2,77 a 3,70. O teor de sólidos solúveis totais varia de 7,50 a 9,20 °Brix e a acidez de 1,10 % a 2,31 % (RUFINO et al., 2009; PEREIRA et al., 2012; SILVA et al., 2014).

A polpa apresenta em torno de 90% de água e baixo teor de lipídeos, elevado conteúdo de fibras, visto que o consumo de 100 gramas por porção da polpa fresca fornece aproximadamente 40 g de fibras (Tabela 2) (PEREIRA et al., 2012; SILVA et al., 2014). Na uvaia encontra-se vitamina C e A e ainda altos teores de minerais como potássio e cálcio (Tabela 3).

Figura 4 - Fotografias dos frutos e da árvore da *Eugenia pyriformis*



Fonte: http://www.ufrgs.br/fitoecologia/florars/index.php?pag=buscar_mini.php

3.6 *Eugenia uniflora* L. (Pitanga)

Os nomes populares atribuídos a *Eugenia uniflora* são pitangueira, pitangueira-vermelha, pitanga e pitanga-mulata (Figura 5). É uma árvore nativa do Sul e Sudeste do Brasil. Adapta-se favoravelmente em diferentes condições climáticas e, por isso, pode ser encontrada em muitos lugares além da América do Sul (Paraguai, Argentina e Uruguai), ocorre também na América Central, Flórida, Califórnia, Hawaii, Holanda, França, China, Tunísia, Argélia, Índia e Sri Lanka (GOMES, 2007). No Brasil possui distribuição geográfica da Bahia ao Rio Grande do Sul. O período de frutificação ocorre nos meses de outubro a dezembro.

A pitangueira é um arbusto denso de 2-4 m de altura, com folhagem persistente. As flores são hermafroditas. A fruta é uma baga globosa, corado com as sépalas persistentes. Quando inicia o processo de maturação, o epicarpo passa do verde para o amarelo, alaranjado, vermelho, vermelho-escuro, podendo chegar até quase o negro (BOURSCHEID et al., 2011).

O sabor é doce ácido, e o aroma muito intenso e característico. A espessura do endocarpo é de 3-5 mm e sua coloração é rósea a vermelha. Normalmente, apresenta uma semente grande ou, algumas vezes, duas ou três pequenas, globosas, achatadas sobre seus sulcos comuns. O tegumento é bastante aderente a amêndoa, a qual tem coloração verde-clara. O comércio de frutas *in natura* é difícil, devido à alta fragilidade e pericibilidade destas (BOURSCHEID et al., 2011).

A pitanga possui valores de pH variando de 2,88 a 3,38, dependendo da variação do fenótipo em vermelho, roxo e laranja. Os teores de sólidos solúveis totais podem variar de 11,5 a 13,8 °Brix (Tabela 1), sendo o fenótipo de cor laranja o que apresenta o maior teor. A acidez varia entre 1,2 e 1,8% (BAGETTI et al., 2011, LOPES et al., 2013).

A fruta possui em torno de 80% de umidade e baixo teor de lipídeos (Tabela 2); altas concentrações de vitamina A (Tabela 3) e minerais como cálcio e fósforo (Tabela 4) (VILLACHICA et al., 1996).

Figura 5 - Fotografia da árvore, das flores e dos frutos da *Eugenia uniflora*



Fonte: http://www.ufrgs.br/fitoecologia/florars/index.php?pag=buscar_mini.php

3.7 *Plinia trunciflora* (O. Berg) Kausel (Jaboticaba)

A *Plinia trunciflora* é popularmente chamada de jaboticaba, jaboticabeira, jaboticaba-de-sabará, jaboticaba-mineira, jaboticaba-de-cabinho, jaboticaba-café, jaboticaba-preta e jaboticaba-miúda. É uma das frutas nativas mais conhecidas e apreciadas no Brasil, sendo a frutífera nativa mais cultivada domesticamente no Sul e Sudeste (Figura 6). Tem ocorrência natural na Argentina, Bolívia, Paraguai, Peru e Brasil. No Brasil ocorre desde Minas Gerais até o Rio Grande do Sul (SOBRAL, 2003).

Três espécies de jaboticabas possuem uma distribuição natural e são cultivadas no Brasil. Uma delas, a *Plinia trunciflora* (O. Berg) Kausel (sinônimo de *Plinia peruviana*) de ocorrência na região Sul do Brasil, principalmente no Rio Grande do Sul, sendo nativa desta região. A *Plinia cauliflora* (DC.) Berg (sinônimo de *Myrciaria cauliflora*), possui ocorrência principalmente na região Sudeste do Brasil e ainda há a *Plinia jaboticaba* (Vell.) Berg (sinônimo *Myrciaria jaboticaba*) (CALLONI et al., 2015).

As árvores dessa espécie atingem 15 metros de altura. É uma planta glabra com notável nodosidade do tronco, ramificação ascendente, formando copa arredondada e folhagem densa e perene, possuem botões florais que se apresentam globosos e as flores são brancas (SOBRAL, 2003). A jabuticabeira é muito cultivada em pomares domésticos e comerciais, bem como no uso paisagístico devido ao seu caráter extremamente ornamental, tanto no Brasil quanto no exterior (KINUPP; LISBOA; BARROS, 2011). No Brasil a frutificação ocorre no período de outubro a dezembro.

A jabuticaba é uma baga esférica preta e brilhante, quando maduras, de até 20 mm de diâmetro com uma casca fina e frágil. Quando ficam muito aglomerados tornam-se afilados e angulosos em direção à base. A polpa é branca, levemente ácida e doce, com um sabor adstringente e único. As frutas são consumidas preferencialmente *in natura* (SOBRAL, 2003; KINUPP LISBOA; BARROS, 2011; ALEZANDRO et al., 2013).

A polpa da fruta apresenta pH de 3,22 e teor de sólidos solúveis totais de 13 °Brix, e 1,37 % de acidez (Tabela 1). A composição nutricional da jabuticaba é caracterizada pelo teor de carboidratos (principalmente glicose e frutose) e fibras dietéticas (Tabela 2).

A fruta possui excelentes valores de vitamina C, suprimindo 20% da ingestão diária recomendada (Tabela 3), e minerais, tais como potássio, cálcio, ferro, magnésio e fósforo, entre outros (Tabela 4).

Figura 6 - Fotografia das flores e folhas da *Plinia trunciflora*



Fonte: http://www.ufrgs.br/fitoecologia/florars/index.php?pag=buscar_mini.php

3.8 *Psidium cattleianum* Sabine (Araçá)

O *Psidium cattleianum* é chamado de araçá, araçá-da-praia, araçazeiro, araçá-amarelo, araçá-de-coroa, araçá-vermelho, conhecido também como goiaba selvagem (Figura 7). Além da ocorrência natural no nordeste do Uruguai, o araçá tem sido cultivado em várias partes do mundo, como na Coreia do Sul e Jamaica. No Brasil, apresenta extensa área de ocorrência na costa atlântica brasileira, desde a Bahia até o Rio Grande do Sul (MARCHIORI; SOBRAL, 1997; MOON et al., 2011; McCOOK-RUSSEL, 2012; SOBRAL, 2014).

É uma pequena árvore ou arbusto de até 6 metros de altura com tronco liso e casca castanha-avermelhada descamante. As flores são formadas nos ramos do ano e possuem coloração branca. A frutificação ocorre no período de janeiro a maio (LISBÔA; KINUPP; BARROS, 2011).

A fruta é comestível, possui uma baga globosa, piriforme, ovoide ou achatada, de coloração amarela ou vermelha quando madura, coroada pelo cálice. O tamanho da fruta varia de 2,2 a 5 cm de diâmetro. Possui casca amarelada lisa e brilhante. A polpa pode apresentar-se branca, amarelo-clara ou vermelha, carnuda, esbranquiçada e rodeado por muitas pequenas sementes. As frutas são muito apreciadas pela avifauna e pelo homem, entretanto, são perecíveis, dificultando sua comercialização in natura (CORREA; PENNA, 1984; LORENZI, 2002; SANTOS et al., 2010; LISBÔA; KINUPP; BARROS, 2011).

A fruta é suculenta, com sabor doce, levemente adstringente e acidulada, contendo 13,8° Brix e 0,88 de acidez (Tabela 1). O araçá possui elevado conteúdo de fibras (31 g.100 g⁻¹), 83% de umidade e 4 a 6 g/100g de proteína (Tabela 2). Na sua composição tem Vitamina C e A (Tabela 3). É rico em minerais como, K, Na, Ca, Mg e Fe (Tabela 4).

Figura 7 - Fotografia da árvore, dos frutos e folhas do *Psidium cattleianum*



3.9 Atividade Antioxidante

Em circunstâncias normais, o metabolismo humano mantém o equilíbrio entre oxidantes e antioxidantes para atingir homeostase. Em condições fisiológicas a produção de espécies reativas de oxigênio (ROS) e de nitrogênio (RNS) pode causar um desequilíbrio, o que conduz ao estresse oxidativo e nitrosativo. Tal situação pode implicar no desenvolvimento de doenças crônicas e degenerativas, sendo que a inversa associação é hipoteticamente atribuída às propriedades antioxidantes dos compostos bioativos, que minimizam os danos oxidativos *in vivo* induzidos por ROS e RNS (HALLIWELL e GUTTERIDGE, 2007; SEIFRIED et al., 2007; QUINCOZES-SANTOS et al., 2013).

Existe muita dificuldade em comparar a atividade antioxidante entre as frutas, uma vez que os estudos utilizam diferentes métodos de análise, além de expressarem os resultados de inúmeras maneiras distintas, sem uma padronização conforme mostrado na Tabela 5.

Um dos métodos mais utilizados para medir a atividade antioxidante é através da captura do radical 2,2'-azinobis (3-etilbenzotiazolina-6-ácido sulfônico) (ABTS), que pode ser gerado através de uma reação química, eletroquímica ou enzimática, com absorvância em 734 nm. Com essa metodologia, pode-se medir a atividade de compostos de natureza hidrofílica e lipofílica. (KUSKOSKI et al., 2005, RUFINO et al., 2007). O método DPPH é baseado na captura do radical DPPH (2,2-difenil-1-picril-hidrazil) por antioxidantes, produzindo um decréscimo da absorvância a 515 nm (RUFINO et al., 2007). Com essa absorvância em 515 nm no método DPPH, pode haver interferências desse método quando aplicado a antocianinas e carotenoides. Estudos relatam uma forte correlação positiva entre os ensaios ABTS e DPPH (DUDONNÉ et al., 2009; FLOEGEL et al., 2011).

A atividade antioxidante da polpa da goiaba serrana, apresentada na Tabela 5, se deve principalmente as proantocianidinas de produtos polifenólicos, que habitualmente fornecem uma fruta com um gosto adstringente e, as vezes amarga (WESTON, 2010, HAMINIUK et al., 2011). A atividade antioxidante da fruta varia entre as diferentes variedades (PASQUARIELLO et al., 2015).

A atividade antioxidante da guabiroba (Tabela 5) mostra que os valores ultrapassam os encontrados no açaí (COUTINHO; POPPI; CARDOSO, 2008; HAMINIUK et al., 2011, PEREIRA et al., 2012). A cereja-do-rio-grande é uma excelente fonte de compostos antioxidantes capazes de neutralizar espécies reativas de oxigênio, além de sua atividade antioxidante (Tabela 5), exibe também uma boa atividade anti-inflamatória (INFANTE et al., 2016).

Tabela 5 - Atividade antioxidante de sete frutas da família Myrtaceae

Frutas	Atividade Antioxidante	Método	Referência
Goiaba Serrana	108,58 $\mu\text{g.mL}^{-1}$	DPPH	HAMINIUK et al., 2011
	1,41-2,82 $\mu\text{mol TE.g}^{-1}$ de base úmida	DPPH	PASQUARIELLO et al., 2015
Guabiroba	507,49 μM equiv Trolox. g^{-1} de base seca 161,29 g.g^{-1} matéria seca DPPH	ABTS DPPH	PEREIRA et al., 2012
	4,76 – 8,48 $\mu\text{g mL}^{-1}$ 656,82 – 3205,13 mg.g^{-1} α -tocoferol	DPPH Complexo fosfomolibdênio	CZAIKOSKI et al., 2015
	121,24 $\mu\text{g.mL}^{-1}$	DPPH	HAMINIUK et al., 2011
Cereja-do-rio-grande	988,52 $\mu\text{g.mL}^{-1}$ 321,74 $\mu\text{mol TE.g}^{-1}$ 58,31 $\mu\text{g.mL}^{-1}$ 4,56 $\mu\text{mol Trolox.g}^{-1}$	DPPH ORAC Ácido hipocloroso Branqueamento β -Caroteno	INFANTE et al., 2016
	121.41,48 $\mu\text{M.g}^{-1}$	FRAP	CAMLOFSKI, 2008
Uvaia	3247 g.g^{-1} DPPH em base úmida 18 $\mu\text{mol Trolox.g}^{-1}$ em base úmida 38,4 $\mu\text{mol Fe}_2\text{SO}_4.\text{g}^{-1}$ em base úmida 79,8 % Inibição da Oxidação em base úmida	DPPH ABTS FRAP Branqueamento β -Caroteno	RUFINO et a., 2010
	45,49 $\mu\text{g.mL}^{-1}$	DPPH	HAMINIUK et al., 2011
	336, 29 μM equiv Trolox. g^{-1} em base seca 170,26 g.g^{-1} base secaDPPH	ABTS DPPH	PEREIRA et al., 2012
Pitanga	8,33-10,43 mmol.100 g^{-1} TE em base seca	DPPH	CELLI, PEREIRA-NETO, BETA, 2011
	1,4-3,1 $\text{mmol Trolox 100 g}^{-1}$ base úmida 1,1-3,1 $\text{mmol Trolox 100 g}^{-1}$ base úmida	DPPH FRAP	BAGETTI et al., 2011
	36,78-121 mg.L^{-1} base úmida 23-81 $\mu\text{mol.g}^{-1}$ base úmida	DPPH FRAP	DENARDIN et al., 2015
Jaboticaba	47,04 $\mu\text{g.mL}^{-1}$	DPPH	HAMINIUK et al., 2011
	19,4 $\mu\text{g.mL}^{-1}$	DPPH	REYNERTSON et al., 2008
	71,2 mmol.100g^{-1} Fe^{+2} 36,3 mmol.100g^{-1} equiv Trolox 43,5 mmol.100g^{-1} equiv Trolox	FRAP ORAC TEAC	INADA et al., 2015
Araçá	3617-7884 $\mu\text{g equiv Trolox.g}^{-1}$ base úmida	DPPH	FETTER et al., 2010
	94,71 $\mu\text{g.mL}^{-1}$	DPPH	HAMINIUK et al., 2011
	242,30 $\mu\text{M.g}^{-1}$ equiv Trolox em base seca 389,74 g.g^{-1} DPPH em base seca	ABTS DPPH	PEREIRA et al., 2012
	1177,89 $\mu\text{mol.100g}^{-1}$ equiv Trolox em base úmida 6679,92 $\mu\text{mol.100g}^{-1}$ equiv Trolox em base úmida 623,98 mg.100g^{-1} equiv ácido ascórbico em base úmida	DPPH ABTS FRAP	ZAPATA, CORTES, ROJANO, 2013
	150,2 Mm.g^{-1} TE em base seca 16.713 g.g^{-1} DPPH em base seca	ABTS DPPH	NORA et al., 2014
	48,05 mg.L^{-1} em base úmida 89,09 $\mu\text{mol.g}^{-1}$ em base úmida	DPPH FRAP	DENARDIN et al., 2015

Na uvaia, a atividade antioxidante, mostrou-se eficaz com valor de 79,8% de eficiência para inibição da peroxidação lipídica pelo método de branqueamento do β -caroteno (Tabela 5). Os extratos de uvaia mostram-se promissores alternativas para substituir os antioxidantes sintéticos, tais como BHT e BHA, e para evitar a oxidação de gorduras numa variedade de produtos alimentares (HAMINIUK et al., 2011). O extrato de *E. pyrifomes* possui propriedade antioxidante e anti-inflamatório *in vivo* e *in vitro*. A capacidade anti-inflamatória a torna adequada para ser considerada como um suplemento dietético a fim de reduzir o estresse oxidativo e inflamação (RAMIREZ et al., 2012).

A atividade antioxidante na pitanga varia conforme a variedade da fruta que pode apresentar-se em diferentes colorações: laranja, vermelha e roxa. O mesmo pode ser verificado para o araçá, no qual os resultados mostram diferenças segundo a cor da variedade da fruta, em amarelo ou vermelho. O araçá vermelho possui atividade antioxidante de até 7884 $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ equiv Trolox em base úmida pelo método DPPH (Tabela 5).

A jabuticaba exibe uma boa atividade antioxidante (47,04 $\mu\text{g}\cdot\text{mL}^{-1}$), podendo atuar contra os radicais livres, controla estresse oxidativo em condições patológicas, o que pode contribuir para a prevenção de várias doenças incluindo doenças neurodegenerativas (HAMINIUK et al., 2011; ALEZANDRO et al, 2013; WU, LONG, et al., 2013).

3.9.1 Atividade Antioxidante *in vitro*

O peróxido de hidrogênio não é considerado um radical livre, porém, está envolvido de forma direta ou indireta em diversas patologias. Em termos químicos, H_2O_2 é fracamente reativo, no entanto exerce papel importante no estresse oxidativo por ser capaz de transpor as membranas celulares facilmente e gerar o radical hidroxil ($\cdot\text{OH}$). O sequestro do peróxido de hidrogênio (H_2O_2) é gerado *in vivo* pela dismutação do radical ânion superóxido ($\text{O}_2\cdot^-$) ou é produzido por enzimas oxidases e pela oxidação de ácidos graxos. H_2O_2 pode atuar como agente oxidante ou redutor leve, mas não oxida a maioria das moléculas orgânicas facilmente, incluindo lipídios, DNA e proteínas. Um ensaio utilizado para determinar o sequestro do H_2O_2 pode ser utilizando a glutiona (GSH) (BRAUGHLER, HALLL, 1989; BARREIROS et al., 2006).

O radical hidroxil ($\text{HO}\cdot$) é um dos mais deletérios radicais livres, pois sua meia-vida é muito curta e dificilmente pode ser sequestrado *in vivo*. Em experimentos *in vitro* pode ser sequestrado facilmente devido a sua alta reatividade, porém para que esse resultado se reproduza *in vivo* é necessário que sejam ministradas altas concentrações de antioxidante. Este

radical frequentemente ataca as moléculas por abstração de hidrogênio e pode ser gerado através da reação do H_2O_2 com metais de transição ou pela homólise da água por exposição à radiação ionizante.^{4,57} Um dos métodos específicos para determinar o sequestro do radical hidroxil é o ensaio empregando-se a 2-deoxirribose (SARMA, SHARMA, 1999).

3.10 Compostos Bioativos

3.10.1 Carotenoides

Os carotenoides são compostos lipossolúveis, são pigmentos naturais responsáveis pela coloração amarela, laranja e vermelha de frutas, folhas e algumas flores. Mais de 700 compostos já foram identificados, sendo α -caroteno, β -caroteno, licopeno, zeaxantina, luteína e criptoxantina os pigmentos dessa classe mais encontrados em vegetais (VOUTILAINEN et al., 2006; RAO; RAO, 2007; SAINI et al., 2015). Os carotenoides apresentam propriedades funcionais, são excelentes antioxidantes, alguns são precursores da vitamina A, e estudos epidemiológicos têm associado o seu consumo com a redução dos riscos de desenvolver doenças crônicas (RAPOSO et al., 2015).

Frutas nativas como juçara, uvaia, e araçá, que além de boas características organolépticas, possuem altos níveis de compostos bioativos têm tido seu consumo intensificado devido à associação entre o consumo de frutas e o risco diminuído de desenvolver doenças crônicas, como câncer, diabetes, doença cardíaca e Alzheimer (MURSU et al., 2014). Tais propriedades são associadas à sua capacidade antioxidante devido a presença de compostos bioativos, como carotenoides, antocianinas, flavonoides e fenóis (MANDIC et al., 2008).

Os teores de carotenoides encontrados na literatura para as frutas da família Myrtaceae estão apresentados na Tabela 6. Para a goiaba serrana não foram encontrados na literatura teores de carotenoides, no entanto a fruta apresenta antocianinas (Tabela 7). Para a cereja-do-rio-grande, além dos carotenoides, também não foram encontradas informações sobre o conteúdo de antocianinas. A guabiroba mostra-se rica em carotenoides, sendo os principais a β -criptoxantina, a luteína e o β -caroteno (Tabela 6). O conteúdo total de carotenoides da pitanga é de $87,88 \mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$, na qual o licopeno é o principal carotenoide (Tabela 6).

O conteúdo total de carotenoides na uvaia ($1306 \mu\text{g}\cdot 100\text{g}^{-1}$ de matéria úmida) é o mais elevado quando comparado com outras espécies nativas, como o araçá ($77,7 1306 \mu\text{g}\cdot 100\text{g}^{-1}$

de matéria úmida), juçara e grumixama, sendo o *all-trans*- β -criptoxantina o principal pigmento, representando 40% dos carotenoides, seguido pelo *all-trans*- β -caroteno com 13% (Tabela 6) (SILVA et al., 2014).

Entretanto Pereira et al. (2012) identificaram a luteína como o principal carotenoide presente na uvaia. Desse modo, de acordo com as classificações de boas fontes de carotenoides proposta por Britton e Khachik (2009), a uvaia pode ser considerada como uma fruta de expressivo teor (500-2000 $\mu\text{g}\cdot 100\text{g}^{-1}$) como apresentado na Tabela 6.

Nove carotenoides foram identificados na polpa de araçá, sendo o *all-trans*- β -criptoxantina o principal pigmento encontrado, representando 34% do teor total na polpa desta fruta, seguido pelo *all-trans*- β -caroteno e pelo *all-trans*-luteína, correspondendo a 26% e 20% do teor total, respectivamente (SILVA et al., 2014). Entretanto, a luteína foi identificada como sendo o principal carotenoide de araçá colhido no Rio Grande do Sul (PEREIRA et al., 2012).

Tabela 6 - Conteúdo de carotenoides em frutas nativas da família Myrtaceae

Fruta	Carotenoide	Concentração	Referência
Guabiroba	β -criptoxantina	121,08 $\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ em base seca	PEREIRA et al., 2012
	Luteína	81,91 $\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ em base seca	
	β - caroteno	34,33 $\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ em base seca	
	Zeaxantina	32,45 $\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ em base seca	
	A – caroteno	16,64 $\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ em base seca	
	β -criptoxantina	93,09 $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$	
Luteína	14,92 $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$		
β - caroteno	123,47 $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$		
α – caroteno	55,61 $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$		
Licopeno	0,91 $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$		
Violaxantina	2,84 $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$		
Uvaia	Carotenoides totais	1,7 $\text{mg}\cdot 100\text{g}^{-1}$ em base úmida	RUFINO et al., 2010
	Luteína	307,49 $\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ em base seca	PEREIRA et al., 2012
	β - caroteno	191 $\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ em base seca	
	β -criptoxantina	159,09 $\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ em base seca	
	α – caroteno	124,39 $\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ em base seca	
	Zeaxantina	40,38 $\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ em base seca	
	Luteína	86,0 $\mu\text{g}\cdot 100\text{g}^{-1}$ base úmida	SILVA et al., 2014
β - caroteno	170,9 $\mu\text{g}\cdot 100\text{g}^{-1}$ base úmida		
β -criptoxantina	521,1 $\mu\text{g}\cdot 100\text{g}^{-1}$ base úmida		
α – caroteno	14,2 $\mu\text{g}\cdot 100\text{g}^{-1}$ base úmida		
Zeaxantina	56,0 $\mu\text{g}\cdot 100\text{g}^{-1}$ base úmida		
Pitanga	Luteína	3,12 $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ base seca	LOPES-FILHO et al., 2008
	β - caroteno	2,35 $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ base seca	
	β -criptoxantina	15,24 $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ base seca	
	α – caroteno	0,54 $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ base seca	
	Zeaxantina	3,96 $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ base seca	
	Licopeno	33,22 $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ base seca	
	β - caroteno	2,9-5,1 $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ base úmida	
β -criptoxantina	16-34 $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ base úmida		
Licopeno	151-166 $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ base úmida		

Araçá	Carotenoides totais	0,59- 1,07 mg.100g ⁻¹ equiv β- caroteno em base úmida	FETTER et al., 2010
	Carotenoides totais	3,89- 11,34 µg.g ⁻¹ β- caroteno Em base úmida	MEDINA et al., 2011
	Luteína β- caroteno β-criptoxantina α – caroteno Zeaxantina	26,38 g.g ⁻¹ de base seca 2,95 g.g ⁻¹ de base seca 0,95 g.g ⁻¹ de base seca 4,01 g.g ⁻¹ de base seca 3,29 g.g ⁻¹ de base seca	PEREIRA et al., 2012
	Luteína β- caroteno β-criptoxantina α – caroteno Zeaxantina	557,8 µg.100g ⁻¹ de base seca 512,6 µg.100g ⁻¹ de base seca 1029,8 µg.100g ⁻¹ de base seca 60,8 µg.100g ⁻¹ de base seca 137,5 µg.100g ⁻¹ de base seca	NORA et al., 2014
	Luteína β- caroteno β-criptoxantina Zeaxantina	15,7 µg.100 ⁻¹ g base úmida 20,0 µg.100 ⁻¹ g base úmida 26,4 µg.100 ⁻¹ g base úmida 1,7 µg.100 ⁻¹ g base úmida	SILVA et al., 2014
	Carotenoides totais	6,27 µg.g ⁻¹ equiv β- caroteno em base úmida	DENARDIN et al., 2015

3.10.2 Antocianinas

As antocianinas compõem o maior grupo de pigmentos solúveis em água do reino vegetal, existem cerca de 400 antocianinas diferentes e são encontradas em frutas, hortaliças e flores. Elas são responsáveis por diversas cores nas plantas, como azul, roxo, violeta e vermelho (CASTAÑEDA-OVANDO et al., 2009, HUANG et al., 2014). Pertencem ao grupo dos flavonoides, devido a sua característica do esqueleto carbônico C₆C₃C₆. A estrutura básica das antocianinas é o 2-difenilbenzopirona do sal *flavylium* (PRIOR; WU, 2006). Elas também têm efeito protetor contra doenças neurodegenerativas e crônicas e atuam como inibidores de mutagênese e carcinogênese, devido ao seu poder antioxidante, atuando contra os radicais livres (ZAFRA-STONE et al., 2007; CASTAÑEDA-OVANDO et al., 2009, BORNSEK et al., 2012).

Na pitanga foram identificadas antocianinas como a cianidina-3-*O*- glicosídeo, na qual a variedade roxa da fruta foi a que mais apresentou antocianinas totais com cerca de 1689 µg.g⁻¹ (Tabela 7). Foram identificadas nas três variedades de pitanga do Rio Grande do Sul, a cianidina-3- glicosidase e a malvidina (DENARDIN et al., 2015).

Uvaia e guabiroba, embora em menor quantidade quando comparada com as demais frutas, apresentam antocianinas em sua composição. A guabiroba possui conteúdo de antocianinas de 15,21 mg.100g⁻¹ em base úmida e a uvaia de 1,13 a 4,77 em base úmida (Tabela 7).

Tabela 7 - Conteúdo de Antocianinas em frutas nativas da família Myrtaceae

Fruta	Antocianinas	Referência
Goiaba serrana	70,24 mg 100 g ⁻¹ base úmida	HAMINIUK et al., 2011
Guabiroba	15,21 mg 100 g ⁻¹ base úmida	HAMINIUK et al., 2011
Cereja-do-rio-grande	-	-
Uvaia	1,13 mg.100g ⁻¹ base úmida	RUFINO et a., 2010
	4,77 mg 100g ⁻¹ base úmida	HAMINIUK et al., 2011
Pitanga	16 mg.100g ⁻¹ base úmida 26 mg.100g ⁻¹ base úmida	LIMA, MELO, LIMA, 2002 LIMA, MELO, LIMA, 2005
	31,04 µg.g ⁻¹ - 1689 µg.g ⁻¹ base seca	CELLI, PEREIRA-NETO, BETA, 2011
	25 mg.100g ⁻¹ - 136 mg.100g ⁻¹ base úmida	BAGETTI et al., 2011
	530 µg.g ⁻¹ base seca	SOARES et al., 2015
Jabuticaba	Cianidina 3- glicosídeo: 4,33 mg.g ⁻¹ base seca Delfinidina 3- glicosídeo: 0,81 mg.g ⁻¹ base seca	REYNERTSON et al., 2008
	342,23 mg 100 g ⁻¹ base úmida	HAMINIUK et al., 2011
	58,1 mg.100g ⁻¹ base úmida	RUFINO et al., 2011
	732,77 mg.100g ⁻¹ base seca	LEITE-LEGATTI et al., 2012
	Delfinidina: 23,5 mg.100g ⁻¹ base seca Cianidina: 123 mg.100g ⁻¹ base seca	ALEZANDRO et al., 2013
	Cianidina 3- glicosídeo: 280 mg.100g ⁻¹ base seca Delfinidina 3- glicosídeo: 48 mg.100g ⁻¹ base seca	INADA et al., 2015
	5,37 mg.100 g ⁻¹ base úmida	HAMINIUK et al., 2011
	0,21 – 6,59 mg.100g ⁻¹ base úmida	MEDINA et al., 2011
Araçá	10,69-36,12 mg.100g ⁻¹ base úmida	FETTER et al., 2010
	Cianidina 3- glicosídeo: 354,7 mg.g ⁻¹ base seca Malvidina 3- glicosídeo: 243,6 mg.g ⁻¹ base seca Cianidina: 87,6 mg.g ⁻¹ base seca	NORA et al., 2014

A jabuticaba tem demonstrado ser uma fonte rica de antocianinas, como a cianidina-3-glicosídeo, a qual é encontrada principalmente na casca (HAMINIUK et al., 2011; ALEZANDRO et al., 2013; LEITE-LEGATTI et al., 2012; CALLONI et al., 2015; MORALES et al., 2016). O teor de antocianinas para a jabuticaba ($242\text{mg}\cdot 100\text{g}^{-1}$ cyn-3-glu) da espécie nativa da região sul do Brasil é semelhante à polpa congelada de açaí (FLOEGEL et al., 2010, CALLONI et al., 2015). A casca da jabuticaba liofilizada apresentou valores de antocianinas totais de $732,77\text{ mg}\cdot 100\text{g}^{-1}$ (LEITE-LEGATTI et al., 2012). Dentre as sete frutas da família Myrtaceae contempladas no presente trabalho, a jabuticaba é a que possui maior quantidade de antocianinas.

No araçá vermelho foram identificadas as antocianinas malvidina, cianidina e cianidina-3- glicosídeo, esta última apresenta-se em maior quantidade em relação as demais (NORA et al., 2014).

3.10.3 Compostos fenólicos

Ácidos fenólicos podem ser divididos em três grupos principais, ácidos hidroxibenzóicos, ácidos hidroxicinâmicos, e flavonoides. Quimicamente, estes compostos têm ao menos um anel aromático, na qual um hidrogênio é substituído por um grupo hidroxil (HELENO et al., 2015). Os ácidos fenólicos são produzidos nas plantas e fungos, e estão presentes em quase todos os alimentos derivados de plantas, representando uma porção significativa da dieta humana e têm sido amplamente estudados devido às suas bioatividades, como possíveis antioxidante, antimicrobiana e antitumoral (CLIFFORD; SCALBERT, 2000; FERREIRA; BARROS; ABREU, 2009; ALVES et al., 2013; HELENO et al., 2014a). Dentre os vários compostos fenólicos existentes, os mais estudados são: ácido cumárico, ácido cafeico, ácido ferúlico, ácido gálico, ácido benzoico, ácido vanílico, ácido cinâmico, ácido hidroxibenzóico, catequinas, quercetina e kaempferol (HELENO et al., 2015).

A quercetina é um importante flavonoide da dieta presente em vegetais, frutas vermelhas, frutas cítricas, chá e vinho tinto. Ela é considerada um dos antioxidantes mais potentes e possui propriedades anti-inflamatória, anticancerígena, associada também a prevenção de doenças cardiovasculares. A quercetina tem recebido crescente atenção como um flavonoide pró-apoptótico com efeitos específicos, e quase exclusivamente, em células tumorais (SAK, 2014; KOBORI et al., 2016).

As principais catequinas são epigalocatequina e epicatequina. São atribuídas a essas substâncias e ao kaempferol propriedades antioxidantes, anti-carcinogênica, antimicrobiana, antivirais, anti-inflamatórias e antidiabéticos (HIGDON; FREI, 2003; CUI et al., 2008).

Flavonóis, como catequina e epicatequina, têm diferentes mecanismos de ação, dependendo da concentração que chegam no tecido alvo. Os níveis micromolares seriam suficientes para a eliminação de radicais livres e metais que induzem ao estresse oxidativo. Por outro lado, em níveis nanomolares mais complexas e específicas são as interações químicas, tais como a inibição de geração de enzimas radical livre (NADPH oxidase) e regulação da sinalização celular, que melhor explica a função benéfica no corpo humano. Nas células do intestino, a epicatequina, juntamente com outros compostos fenólicos, também pode reduzir o aumento transiente das oxidases associado com a ativação do fator de necrose tumoral (TNF α) (FRAGA; OTEIZA, 2011).

Na goiaba serrana foram identificados os seguintes ácidos fenólicos: ácido siríngico, ácido ferúlico, ácido *o*-cumárico, ácido *trans* cinâmico (TUNCEL; YILMAZ, 2015). Além desses, catequina e leucoantocianidina também estão presentes na fruta (Tabela 8). As flavonas e isoflavonas foram identificadas como princípio ativo em goiabas serranas (LAPCIK et al., 2005; BONTEMPO et al., 2007). A fruta obteve a maior quantidade de flavonoides (77 mg.100g⁻¹ de quercetina) quando comparado com outras frutas nativas como jabuticaba, araçá, grumixama e cambuci (HAMINIUK et al., 2011).

Para a guabiroba os valores encontrados foram de 53,21 mg.100g⁻¹ de quercetina da fruta fresca (HAMINIUK et al., 2011). Na cereja-do-rio-grande estão presentes epicatequinas (33,52%), tanto na polpa como nas sementes (INFANTE et al. 2016). Na uvaia o conteúdo total de flavonoides varia de 17,5mg a 58,72 mg.100g⁻¹ (Tabela 8).

Na cereja-do-rio-grande foi observado ácido gálico com teores de 42% do total nas sementes e 24% na polpa (INFANTE et al. 2016), assim como na pitanga do Rio Grande do Sul, na variedade roxa, que também foi identificado este mesmo ácido (DENARDIN et al., 2015). Na pitanga foram identificados e quantificados flavonoides como a miricetina-3-O-hexosidase, miricetina-3-O-pentosideo, miricetina-3-O-rhamnosideo, quercetina-3-O-hexosideo, quercetina-3-O-pentosideo, quercetina-3-O-rhamnosideo, miricetina deoxyhexosideo-gallate (Tabela 8). Denardin (2015) identificou quercetina e kaempferol em três variedades de pitanga oriunda da região Sul do Brasil.

Tabela 8 - Conteúdo de compostos fenólicos em frutas nativas da família Myrtaceae

Frutas	Compostos fenólicos	Referência
Goiaba serrana	77,97 mg de quercetina 100 g ⁻¹ em base úmida	HAMINIUK et al., 2011
	Catequina: 153 mg.dL ⁻¹ Leucoantocianidina: 109,8 mg.dL ⁻¹	BELOUS, OMAROV, OMAROVA, 2014
	12,22- 33,17 mg.100g ⁻¹ equiv de catequina em base úmida 92,88 – 251,02 mg.100g ⁻¹ GAE em base úmida	PASQUARIELLO et al., 2015
	14,4 mg.g ⁻¹ GAE em base seca	TUNCEL, YILMAZ, 2015
Guabiroba	56,21 mg.100 g ⁻¹ de quercetina em base úmida	HAMINIUK et al., 2011
Cereja-do-rio-grande	22,75 mg.g ⁻¹ GAE em base seca Ácido gálico: 42,42 mg.g ⁻¹ em base seca Ácido <i>m</i> -cumárico: 0,83 mg.g ⁻¹ em base seca Epicatequina: 33,53 mg.g ⁻¹ em base seca	INFANTE et al., 2016
	Ácido gálico: 57,3 mg.kg ⁻¹ em base seca Ácido clorogênico: 11,1 mg.kg ⁻¹ em base seca Ácido ferúlico: 1,1 mg.kg ⁻¹ em base seca Ácido <i>p</i> -cumárico: 14 mg.kg ⁻¹ em base seca Quercetina: 47 mg.kg ⁻¹ em base seca Miricetina: 7 mg.kg ⁻¹ em base seca Ácido elágico: 37 mg.kg ⁻¹ em base seca	NICÁCIO et al., 2017
	17,5 mg.100g ⁻¹ base úmida	RUFINO et al., 2010
Uvaia	58,72 mg.100 g ⁻¹ de quercetina em base úmida	HAMINIUK et al., 2011
Pitanga	Miricetina 3-O-hexosídeo: 130-132 µg.g ⁻¹ equiv aglicona base seca Miricetina 3-O-pentosídeo: 22-25 µg.g ⁻¹ equiv aglicona base seca Miricetina 3-O-rhamnosídeo: 226-279 µg.g ⁻¹ equiv aglicona base seca Quercetina 3-O-hexosídeo: 115-375 µg.g ⁻¹ equiv aglicona base seca Quercetina 3-O-pentosídeo: 27-61 µg.g ⁻¹ equiv aglicona base seca Quercetina 3-O-rhamnosídeo:135-285 µg.g ⁻¹ equiv aglicona base seca Miricetina deoxyhexosídeo-galato:7,8–9,9 µg.g ⁻¹ equiv aglicona base seca	CELLI, PEREIRA-NETO, BETA, 2011
	10 mg equiv catequina.100g ⁻¹	VIZTTO et al., 2013
Jabuticaba	Miricetina: 2,0 mg.g ⁻¹ em base seca Quercetina: 4,0 mg.g ⁻¹ em base seca Quercetrina: 0,11 mg.g ⁻¹ em base seca Rutina: 0,21 mg.g ⁻¹ em base seca	REYNERTSON et al., 2008
	31,60 mg.100 g ⁻¹ de quercetina em base úmida	HAMINIUK et al., 2011
	Miricetina: 0,4 mg.100g ⁻¹ em base seca Quercetina: 0,4 mg.100g ⁻¹ em base seca Rutina: 77 mg.100g ⁻¹ em base seca Miricitrina: 3,5 mg.100g ⁻¹ em base seca	INADA et al., 2015
Araçá	133,73 mg.100g ⁻¹ de equiv quercetina em base úmida Ácido cumárico: 27,43 mg.100g ⁻¹ em base úmida Ácido clorogênico: 8,42 mg.100g ⁻¹ em base úmida Ácido elágico: 52,86 mg.100g ⁻¹ em base úmida	ZAPATA et al., 2013
	49,46 mg.100 g ⁻¹ de quercetina em base úmida	HAMINIUK et al., 2011
	Epicatequina: 263 – 2659 µg.g ⁻¹ em base úmida Miricetina: 0,2 – 14 µg.g ⁻¹ em base úmida Quercetina: 0,2 – 6,8 µg.g ⁻¹ em base úmida Ácido cumárico: 2,6 – 49,1 µg.g ⁻¹ em base úmida Ácido ferúlico: 2,0 – 8,1 µg.g ⁻¹ em base úmida Ácido gálico: 193,2 – 801 µg.g ⁻¹ em base úmida	MEDINA et al., 2011
	Ácido gálico: 12,2 mg.100g ⁻¹	SILVA et al., 2014

Estudos têm demonstrado que as espécies de jabuticaba são fontes de flavonoides (Tabela 8), como o kaempferol, o qual é encontrado principalmente na casca (HAMINIUK et al., 2011; LEITE-LEGATTI et al., 2012; MORALES et al., 2016), sendo considerada com um importante alimento funcional. Foi encontrado para essa espécie valores para o ácido elágico de 0,34 - 0,52 mg.g⁻¹ em base seca (REYNERTSON et al., 2008, ALEZANDRO et al., 2013, INADA et al., 2015) e para o ácido gálico de 7,9 mg.100g⁻¹ em base seca (INADA et al., 2015).

O ácido gálico foi identificado, tanto na uvaia quanto no araçá, no teor de 27,5 e 12,2 mg.100g⁻¹, respectivamente (SILVA et al., 2014). Em outro estudo com araçá, o ácido gálico foi quantificado em 193,2 – 801 µg.g⁻¹ (base úmida), além deste ácido, foram identificados e quantificados outros, como o ácido ferúlico e ácido cumárico (Tabela 8). As diferenças se devem aos diversos genótipos e solventes utilizados na extração (MEDINA et al., 2011; MOON et al., 2011). Além desses ácidos, no araçá foram identificados e quantificados compostos como a epicatequina, miricetina e quercetina (MEDINA et al., 2011, DENARDIN et al., 2015). A quantidade total de flavonoides é de 49,46 mg.100g⁻¹ de quercetina (Tabela 8) (HAMINIUK et al., 2011).

CAPÍTULO 2 – MATERIAL E MÉTODOS

4 MATERIAL E MÉTODOS

4.1 Material

4.1.1 Matéria-Prima

Foram analisadas nesse trabalho sete espécies frutíferas nativas da Região Sul do Brasil (Rio Grande do Sul e Santa Catarina), da família Myrtaceae contempladas na publicação Plantas para o Futuro – Região Sul, sendo elas: Goiaba serrana (*Acca sellowiana* Berg Burret), Guabiroba (*Campomanesia xanthocarpa* O. Berg), Cereja-do-rio-grande (*Eugenia involucrata* DC.), Uvaia (*Eugenia pyriformis* Camb.), Pitanga (*Eugenia uniflora* L.), Jabuticaba (*Plinia trunciflora* O. Berg Kausel), e Araçá (*Psidium cattleianum* Sabine), conforme tabela 9.

As frutas foram colhidas após serem devidamente identificadas e a espécie botânica ser confirmada por um biólogo especialista. As exsicatas foram coletadas e depositadas no herbário do Instituto de Biociências/UFRGS. Foram coletadas três amostras de cada espécie de regiões diferentes, totalizando 21 amostras, conforme Tabela 9. Além da coleta de três regiões diferentes, as amostras foram coletadas em mais de um ponto da cidade, com no mínimo 3 lotes em diferentes árvores/plantas. Todas as amostras coletadas estavam em estágio de maturação completa, indicado pelo °Brix, e foram transportadas sob refrigeração até o Laboratório de Compostos Bioativos do Instituto de Ciência e Tecnologia de Alimentos (ICTA) da Universidade Federal do Rio Grande do Sul (UFRGS).

4.1.1.1 Preparo da matéria-prima

Foram utilizadas as partes comestíveis das plantas coletadas. Para todas as amostras, foram utilizadas, casca, polpa e semente, com exceção da goiaba serrana, que foi utilizada, apenas polpa e semente (retirada de 2 milímetros casca).

As amostras de frutas foram selecionadas visualmente e lavadas em água corrente e sanitizadas por imersão em solução clorada (30 mg.L⁻¹ por 15 min). Uma nova lavagem com água corrente foi feita para remoção do cloro residual. As amostras foram despulpadas, homogeneizadas (Braesi/DES-20) e liofilizadas (Liotop/L101). Após serem liofilizadas as amostras foram acondicionadas em embalagens plásticas a vácuo (FASTVAC®/F200 flash) e armazenadas em freezer a -18°C até a utilização.

Tabela 9 - Informações das amostras coletadas: nome científico, nome comum, localização, época, quantidade adquirida e nº tombo

Nome Científico	Nome Comum	Local de coleta	Local de cultivo (GPS)	Época da colheita	Quantidade	Nº tombo (ICN) ^a
<i>Psidium cattleianum</i> Sabine 'vermelho'	Araçá 1	Antônio Prado, RS	28S51'35.11" 51W23'51.71"	Fevereiro, 2016	5 kg	186745
	Araçá 2	Pelotas, RS	31S67'80.74" 52W44'32.71"	Abril, 2016	8 kg	186746
	Araçá 3	Ipê, RS	28S 82'16.67" 51W 27'97.22"	Abril, 2016	8 kg	186747
<i>Eugenia involucrata</i> DC.	Cereja 1	Viamão, RS	30S 8'3.92" 51W 1'49.30"	Outubro, 2016	4,5 kg	193953
	Cereja 2	Rolante, RS	29S 38'0.39" 50W 34'18.47"	Outubro, 2016	4 kg	193954
	Cereja 3	Antônio Prado, RS	28S51'35.11" 51W23'51.71"	Novembro 2016	4,7 kg	193959
<i>Acca sellowiana</i> (O. Berg) Burret	Goiaba Serrana 1	Antônio Prado, RS	28S 51'25.60" 51W 16'56.15"	Abril, 2016	2 kg	187146
	Goiaba Serrana 2	Ipê, RS	28S 82'16.67" 51W 27'97.22"	Abril, 2016	2 kg	187147
	Goiaba Serrana 3	São Joaquim, SC	28S 16'34.47" 49W 56'9.57"	Abril, 2016	4,5 kg	187148
<i>Campomanesia</i> <i>xanthocarpa</i> O.Berg	Guabiroba 1	Pelotas, RS	31S67'80.74" 52W44'32.71"	Novembro, 2016	2 kg	193957
	Guabiroba 2	Viamão, RS	30S 8'3.92" 51W 1'49.30"	Novembro, 2016	3 kg	193952
	Guabiroba 3	Antônio Prado, RS	28S51'35.11" 51W23'51.71"	Dezembro, 2016	3 kg	193964
<i>Plinia peruviana</i> (Poir.) Govaerts	Jaboticaba 1	Iporã do Oeste, SC	26S 59'12.88" 53W 32'12.07"	Setembro, 2016	4 kg	193956
	Jaboticaba 2	Rolante, RS	29S 38'0.39" 50W 34'18.47"	Outubro, 2016	8 kg	193951
	Jaboticaba 3	Aratiba, RS	27S 22'52.85" 52W 13'22.57"	Outubro, 2016	5 kg	193955
<i>Eugenia uniflora</i> L.	Pitanga 1	Sete de Setembro, RS	28S 12'26.48" 54W 29'31.84"	Novembro, 2016	4 kg	193958
	Pitanga 2	Antônio Prado, RS	28S51'35.11" 51W23'51.71"	Novembro, 2016	4 kg	193947
	Pitanga 3	Florianópolis, SC	27S 26'00.3" 48W 30'54.7"	Março, 2017	6 kg	187144
<i>Eugenia pyriformis</i> Cambess.	Uvaia 1	Pelotas, RS	31S67'80.74" 52W44'32.71"	Fevereiro, 2016	7,5 kg	187144
	Uvaia 2	Nova Santa Rita, RS	29S 52'18.7" 51W 15'34.0"	Janeiro, 2017	3 kg	193965
	Uvaia 3	Arvorezinha, RS	28S 52'21.8" 52W 11'09.9"	Março, 2017	3,5 kg	194095

^a ICN: Instituto de Ciências Naturais

4.1.2 Reagentes e padrões

Acetato de sódio, fosfato de sódio monobásico e bibásico, fosfato de potássio monobásico e bibásico foram obtidos da Neon Comercial[®] (São Paulo, Brasil). Ácido clorídrico, ácido tiobarbitúrico (TBA), ácido fórmico, ácido sulfúrico suprapuro, ácido ortofosfórico 85% acetona, éter de petróleo, éter etílico, e peróxido de hidrogênio (H₂O₂) foram obtidos pela Dinâmica Química Contemporânea[®] (São Paulo, Brasil). Reagentes grau HPLC como éter terc-metil-butílico (MTBE), acetonitrila, dimetilformamida e metanol foram obtidos da Panreac[®] (Barcelona, Espanha).

Os padrões de ácido D-pantotênico (hemicálcico), D-biotina, cloridrato de piridoxina (B6), cloridrato de tiamina (B1), riboflavina (B2), ácido nicotínico, ácido tetrahidrofólico, ácido folínico e enzima Taka-diaestase fúngica, radical 2,2'-azino-bis-(ácido 3-etilbenzotiazolona-6-sulfônico) (ABTS), Trolox (±)-6-Hydroxy-2,5,7,8-tetrametilcromano-2-carboxílico acid), 2-desoxi-D-ribose, glutationa (GSH), 5,5'-ditio-bis-(ácido 2-nitrobenzóico) (DTNB), ácido etilenodiaminotetracético (EDTA) e kit para análise de fibra dietética foram obtidos da Sigma-Aldrich[®] (St Louis, Estados Unidos).

Padrões de carotenoides de β-caroteno, Criptoxantina foram obtidos pela Sigma-Aldrich[®]; α-caroteno e zeaxantina pela Fluka Analytical[®] (Munique, Alemanha); e luteína pela Indofine Chemical Company[®] (Nova Jersey, Estados Unidos). Os padrões de ácidos fenólicos como: gálico, clorogênico e caféico, catequina, epicatequina, galato de epigallocatequina, luteolina, miricetina, quercetina e resveratrol e os padrões de antocianinas: cianidina-3-glicosídeo, cianidina-3,5-glicosídeo, delphinidina-3-β-glicosídeo, pelargonidina-3-glicosídeo, delphinidina aglicona, cianidina aglicona, malvidina-3,5-diglicose pelargonidina aglicona foram obtidos da Sigma-Aldrich[®] (St Louis, Estados Unidos). Padrão de ácido ascórbico foi obtido pela Neon Comercial[®] (São Paulo, Brasil). Cartuchos strata SPE C₁₈ (Phenomenex) foi obtido pela empresa Allcrom[®] (São Paulo, Brasil).

O material de referência certificado SRM 2383 (*Baby Food Composition*) foi adquirido do National Institute of Standards and Technology[®] (NIST) (Gaithersburg, Estados Unidos, 2015). Este material foi escolhido devido a sua composição ser a mais parecida com as amostras analisadas. A composição da comida para bebê é uma mistura de frutas, legumes, macarrão, farinha de arroz e leite em pó.

A água foi purificada pelo sistema Milli-Q[®] (modelo Integral 10). As amostras e solventes foram filtrados por membranas Millipore 0,45µm (Millex LCR 0,45 µm, 13 mm) antes de serem injetadas no cromatógrafo.

4.2 Metodologia

4.2.1 Análises físico-químicas

4.2.1.1 Potencial hidrogeniônico (pH) e Acidez

O pH foi determinado por método eletrométrico potenciométrico com pH-metro (Quimis[®], modelo Q400AS, São Paulo, Brasil). A acidez das soluções foi determinada por titulação com NaOH (0,1 N), e os resultados estão expressos em gramas de ácido cítrico por 100 mL de amostra (INSTITUTO ADOLFO LUTZ, 2008). Todas as medidas foram realizadas em triplicata.

4.2.1.2 Sólidos Solúveis Totais

As leituras do grau Brix foram feitas por refratometria, utilizando o refratômetro digital (ATAGO[®], *pocket* 1-877, EUA), corrigido para 20° C. O aparelho foi calibrado a temperatura ambiente com água destilada (Índice de refração = 1,3330 e 0° Brix a 20°C) e a leituras das amostras em triplicata (INSTITUTO ADOLFO LUTZ, 2008).

4.2.1.3 Dimensões da fruta

Foram avaliadas individualmente 10 frutas uniformemente no mesmo estágio de maturação, conforme o grau Brix. Foi feita a pesagem em balança analítica (Shimadzu[®], AY220, Japão) da fruta inteira. Para os diâmetros longitudinal e transversal foi utilizado paquímetro de aço inoxidável digital (Brasfort[®], Brasil).

4.2.2 Composição centesimal

As análises de composição centesimal (umidade, cinzas, proteínas, lipídios, fibra alimentar) foram determinadas segundo a AOAC (2012). O teor de carboidratos foi estimado por diferença.

4.2.2.1 Umidade

Umidade foi determinada por gravimetria em estufa de ar forçado a 105°C (DeLeo, Porto Alegre, Brasil).

4.2.2.2 Cinzas

A determinação de cinza ou resíduo mineral fixo foi realizada por incineração em mufla controlada a 550° C (Linn High Therm, Elektro, Eschenfelden, Alemanha).

4.2.2.3 Proteínas

A análise de proteínas foi determinada pelo método de Kjeldahl, utilizando destilador de nitrogênio (Novatécnica, NT 415, São Paulo, Brasil) para nitrogênio total empregando-se o fator de 6,25 para conversão em proteínas.

4.2.2.4 Lipídeos

O teor de lipídeos totais foi determinado pela extração a frio com clorofórmio:metanol, de acordo com o método de Bligh & Dyer (1959).

4.2.2.5 Fibra Alimentar

Os teores de fibra alimentar total, solúvel e insolúvel foram determinados pelo método enzimático gravimétrico da AOAC (1997).

4.2.3 Vitaminas

As vitaminas analisadas foram: retinol (vitamina A), tiamina (B1), riboflavina (B2), niacina (B3), piridoxina (B6), ácido pantotênico (B5), biotina (B7) e ácido ascórbico (vitamina C). Para as vitaminas do complexo B, a extração foi segundo AOAC (2012) e quantificação por cromatografia líquida de alta eficiência (CLAE). Para todas as vitaminas do complexo B foram realizados análise de recuperação do analito, limites de quantificação e detecção, precisão e exatidão.

4.2.3.1 Vitamina A

A atividade da vitamina A foi calculada de acordo com o fator de conversão proposto pela IOM (2011), baseado em equivalente de atividade de retinol ($\mu\text{g.EAR}^{-1}$). Esse sistema de conversão de carotenoides pró-vitâmicos A em vitamina A considera: 1 equivalente de atividade retinol = 12 μg de β -caroteno; 1 equivalente de atividade retinol = 24 μg de outros carotenoides pró-vitâmicos A (α -caroteno, β -criptoxantina e γ -caroteno).

4.2.3.2 Riboflavina e Piridoxina

Para a construção da curva analítica da riboflavina (B2) foram usadas concentrações de 6 a 500 ng.mL^{-1} e para a piridoxina (B6) concentrações de 19,2 a 1600 ng.mL^{-1} . Os padrões foram preparados conforme descrito por Presoto e Almeida-Muradin (2008).

Extração

A determinação das vitaminas riboflavina e piridoxina, foi realizada conforme metodologia proposta por Moreschi (2006) e Presoto e Almeida-Muradin (2008). Foi realizada uma extração ácida através da autoclave (Digitale AV30), seguida por reação enzimática. Para isso foram pesadas 2,5 g de amostra liofilizada em frasco erlenmeyer e adicionados 25 mL ácido clorídrico 0,1 N (volume adicionado deve ser igual ou maior a 10 vezes o peso seco da amostra) e mantido na autoclave ($121^\circ \text{C.45 min}^{-1}$). Após, o pH foi ajustado para 4,6 ($\pm 0,1$) com acetato de sódio 2,5 M e adicionado a enzima Taka-Diastase (0,5 g) a amostra, essa mistura foi mantida em banho maria (Dubnoff NT232 – Novatecnica) a 42°C por 2 horas sob agitação. Os extratos foram avolumados com água Milli-Q® para 100

mL em balão volumétrico e filtrados em papel filtro plissado. O filtrado foi armazenado em frasco âmbar até o momento da análise por cromatografia líquida de alta eficiência.

Condições Cromatográficas

As análises foram realizadas em um cromatógrafo Agilent[®], série 1100 (Santa Clara, CA, EUA), equipado com um sistema solvente quaternário de bombeamento (G1311A – DE14917573) e um detector de fluorescência (G1321A). A coluna utilizada foi C18 Nova-Pak[®], 4 μ m, 300 x 3,9 mm (Waters[®], Massachusetts, EUA).

Para a determinação vitamina B2 foi realizada uma corrida isocrática, com a seguinte fase móvel: mistura de tampão fosfato de potássio pH 7,2 com dimetilformamida 85:15 (v/v). O tampão foi preparado, pesando-se 8,7g de tampão fosfato de potássio bibásico e 6,8 do monobásico para 1 litro de água Milli-Q[®] em balão volumétrico. Quando necessário o pH foi ajustado com ácido ortofosfórico. O fluxo da corrida foi de 1 mL.min⁻¹ a 25° C, e um tempo total de 10 minutos. O volume de injeção foi de 10 μ L e a detecção foi por fluorescência, com excitação de 450 nm e emissão de 530 nm.

Para a vitamina B6 foi realizada uma corrida isocrática, sendo a fase móvel o tampão fosfato de potássio pH 2,5 e acetonitrila, na proporção de 96:4 (v/v). Para o ajuste do pH do tampão a 2,5 foi utilizado ácido ortofosfórico. Utilizou-se também o fluxo de 1 mL.min⁻¹ a 25°C, e tempo total de corrida de 6 min. O volume de injeção foi de 10 μ L e a detecção foi por fluorescência, com excitação de 296 nm e emissão de 390 nm.

Os limites de detecção (LOD) e quantificação (LOQ) foram calculados e estão apresentados na Tabela 10.

4.2.3.3 Tiamina e Niacina

Para a construção da curva analítica foram usadas concentrações de 5 a 100 μ g.mL⁻¹, conforme descrito na Tabela 10. Os padrões de tiamina (B1) e niacina (B3) foram diluídos em solução tampão fosfato de sódio 0,05 M pH 3,0.

Extração

A determinação de tiamina e niacina foram realizadas segundo e Abe-Matsumoto, Sampaio, Bastos (2016) com adaptações. Foi realizada uma extração ácida, seguida por reação enzimática. Foi pesada 1 g de amostra liofilizada e adicionados 10 mL de ácido clorídrico 0,1 N e mantido em banho maria com agitação (100° C por 30 minutos). Após as

amostras serem resfriadas, o pH foi ajustado para 4,0-4,5 com acetato de sódio 5,0 M. Para esta solução foram pesados 412,4 g de fosfato de sódio em 1 litro de água destilada. Foi adicionado às amostras 0,5 g da enzima Taka-Diastase e colocado em banho maria sob agitação (47° C por 2 horas). As amostras foram resfriadas e filtradas com papel filtro plissado em um balão volumétrico de 25 mL. O filtro foi lavado com tampão fosfato de sódio 0,05 M e o volume do balão completado com o mesmo tampão. Os extratos foram armazenados em frascos âmbar até o momento da análise no HPLC.

Condições cromatográficas

As análises foram realizadas em um cromatógrafo Agilent®, série 1100 (Santa Clara, CA, EUA), equipado com um sistema solvente quaternário de bombeamento e um detector UV-Visível (G1314B – DE71358944). Foi utilizada uma coluna C18 ODS Phenomenex HyperClone™, 5µm, 120 A, 250 x 4,6 mm, Allcrom.

Para a corrida foi realizado um gradiente, com eluição inicial de tampão fosfato de sódio (pH 3,0):metanol de 98:2, no tempo de 9 minutos proporção de 40:60, e no tempo de 15 minutos 98:2. Para este tampão pesou-se 6,9 g de fosfato de sódio monobásico em 1 litro de água Milli-Q®, e quando necessário, ajustado com ácido ortofosfórico 85%. O fluxo da corrida foi de 0,6 mL.min⁻¹ a 27°C, e um tempo total de 15 minutos. O volume de injeção foi de 20 µL e a detecção foi por UV-visível, com absorção em 254 nm e os limites encontram-se na tabela 10.

4.2.3.4 Ácido Pantotênico e Biotina

Para a construção da curva analítica foram usadas concentrações de 5 a 100 µg.mL⁻¹ dos padrões. O padrão de ácido pantotênico (B5) foi diluído em solução tampão fosfato de sódio 0,05 M pH 3,0 e a biotina (B7) na mistura de solução tampão fosfato de sódio com acetonitrila 50:50 (v/v).

Extração

A determinação de ácido pantotênico e biotina foi realizada segundo Abe-Matsumoto, Sampaio, Bastos (2016) com adaptações. Foi realizada uma extração ácida, seguida por reação enzimática. Foi pesada 1 g de amostra liofilizada e adicionados 10 mL de ácido clorídrico 0,1 N e mantido em banho maria com agitação (100° C por 30 minutos). Após as

amostras serem resfriadas, o pH foi ajustado para 4,0-4,5 com tampão fosfato de sódio pH 9,0. Para este tampão foi pesado 21 g de fosfato de sódio bibásico em 1 litro de água MilliQ®. Foi adicionado as amostras 0,5 g da enzima Taka-Diastase e colocado em banho maria sob agitação (47° C por 4 horas). As amostras foram resfriadas e filtradas com papel filtro plissado em um balão volumétrico de 25 mL. O filtro foi lavado com tampão fosfato de sódio 0,05 M e o balão completado com o mesmo tampão. Os extratos foram armazenados em frascos âmbar até o momento da análise no HPLC.

Condições cromatográficas

As análises foram realizadas em um cromatógrafo Agilent®, série 1100 (Santa Clara, CA, EUA), equipado com um sistema solvente quaternário de bombeamento e um detector UV-Visível. Foi utilizada uma coluna C18 ODS Phenomenex HyperClone™, 5µm, 120 Å, 250 x 4,6 mm, Allcrom.

A corrida isocrática teve como fase móvel o tampão fosfato de sódio pH 3,0 e acetonitrila, na proporção de 85:15 (v/v). Para este tampão foi pesado 6,9 g de fosfato de sódio monobásico em 1 litro de água Milli-Q®, e quando necessário, ajustado com ácido ortofosfórico 85%. O fluxo da corrida foi de 0,6 mL.min⁻¹ a 27°C, e um tempo total de 15 minutos. O volume de injeção foi de 20 µL e a detecção foi por UV-visível, com absorção em 209 nm.

Os limites de detecção (LOD) e quantificação (LOQ), apresentam-se na tabela 10.

Tabela 10 - Faixas de concentração, r², limites de quantificação (LOQ), limites de detecção (LOD) dos padrões de vitaminas

Vitaminas	Faixa de concentração (µg.mL⁻¹)	r²	LOD (mg.100g⁻¹)	LOQ (mg.100g⁻¹)
Tiamina	1 a 100	0,9948	7,0 x 10 ⁻³	2,0 x 10 ⁻²
Riboflavina	0,006 a 0,506	0,9982	6,64 x 10 ⁻⁹	2,21 x 10 ⁻⁸
Niacina	1 a 100	0,9989	2,0 x 10 ⁻³	6,0 x 10 ⁻³
Ácido pantotênico	5 a 100	0,9984	6,97 x 10 ⁻³	2,32 x 10 ⁻²
Piridoxina	0,019 a 1,6	0,9992	1,08 x 10 ⁻⁷	3,60 x 10 ⁻⁷
Biotina	5 a 100	0,9944	3,92 x 10 ⁻⁹	1,30 x 10 ⁻⁸

4.2.3.5 Vitamina C

Extração

A determinação de vitamina C foi baseada na metodologia proposta por ROSA et al. (2007) com algumas modificações. Cada amostra de 2g foi homogeneizada em um Ultra-Turrax® (IKA, T25 digital) com 20 mL de ácido sulfúrico 0,05 M a 96%, durante 1 min, centrifugado (centrífuga Hitach CR21 GIII- HIMAC) a 25.400 g durante 15 minutos e, em seguida, filtrada através de uma unidade de filtro hidrofílico de teflon.

Condições cromatográficas

As amostras foram analisadas por HPLC utilizando um cromatógrafo Waters Alliance 2695® (Milford, EUA) conectado a um detector de arranjo diodos (DAD 2996). Foi utilizada uma coluna polimérica C18 (250 mm x 4,6 mm i.d., 5 µm). A fase móvel foi de ácido sulfúrico 0,05 M, com fluxo de 1,0 mL.min⁻¹, volume de injeção de 10 µL e comprimento de onda de 254 nm. A vitamina C foi quantificada pela injeção do padrão de ácido ascórbico no dia da análise.

4.2.4 Minerais

Os teores de minerais foram determinados por espectrometria de absorção atômica no Laboratório de Análises Inorgânicas da Fundação de Ciência e Tecnologia – CIENTEC (Porto Alegre, Brasil). Os elementos minerais quantificados foram: Cálcio (Ca), Potássio (K), Sódio (Na), Magnésio (Mg), Ferro (Fe), Zinco (Zn), Manganês (Mn), Cobre (Cu), Fósforo (P) e Selênio (Se).

O fósforo foi determinado por absorciometria molecular (método amarelo de molibdovanadato). Selênio foi determinado por espectrometria de absorção atômica com forno de grafite e os demais elementos (Zn, Cu, Mn, K, Na, Ca, Mg e Fe) foram determinados por espectrometria de emissão atômica com plasma por micro-ondas, com exceção do zinco nas amostras Guabiroba 2, Guabiroba 3, Jabuticaba 1 e Jabuticaba 2 que foram determinados por espectrometria de absorção atômica com chama. Os limites de detecção e quantificação para os minerais encontra-se na Tabela 11.

Tabela 11 – Faixa de trabalho, r^2 , limites de quantificação (LOQ) e detecção (LOD) dos minerais

Mineral	Faixa de trabalho	Coefficiente de correlação (r^2)	LOQ	LOD
Ca (mg.Kg ⁻¹)	0,10-1,5 mg/L	0,99980	4 (mg.Kg ⁻¹)	0,3 (mg.Kg ⁻¹)
K (mg.Kg ⁻¹)	0,10-1,5 mg/L	0,99980	4 (mg.Kg ⁻¹)	0,02 (mg.Kg ⁻¹)
Na (mg.Kg ⁻¹)	0,10-1,5 mg/L	0,99980	20 (mg.Kg ⁻¹)	0,1 (mg.Kg ⁻¹)
Mg (mg.Kg ⁻¹)	0,10-1,5 mg/L	0,99980	4 (mg.Kg ⁻¹)	0,3 (mg.Kg ⁻¹)
Fe (mg.Kg ⁻¹)	0,025-1,0 mg/L	0,99980	0,8 (mg.Kg ⁻¹)	0,2 (mg.Kg ⁻¹)
Zn (mg.Kg ⁻¹)	0,025-1,0 mg/L	0,99957	3 (mg.Kg ⁻¹)	0,97 (mg.Kg ⁻¹)
Mn (mg.Kg ⁻¹)	0,025-1,0 mg/L	0,99980	0,8 (mg.Kg ⁻¹)	0,04 (mg.Kg ⁻¹)
Cu (mg.Kg ⁻¹)	0,025-1,0 mg/L	0,99980	0,8 (mg.Kg ⁻¹)	0,08 (mg.Kg ⁻¹)
P (g.100g ⁻¹)	1,0-10,0 mg/L	0,99980	0,018 (g.100g ⁻¹)	0,014 (g.100g ⁻¹)
Se (mg.Kg ⁻¹)	2,0-20,0 µg/L	0,99268	0,25 (mg.Kg ⁻¹)	0,09 (mg.Kg ⁻¹)

4.2.5 Capacidade Antioxidante

4.2.5.1 Ensaio ABTS

A determinação da capacidade antioxidante total das frutas foi realizada pela captura do radical livre ABTS segundo a metodologia utilizada por Rufino *et al.* (2007b). Para o extrato pesou-se 1 grama de amostra e 20 mL de metanol 50%, homogeneizado em turrax e deixado em repouso por 60 minutos em ambiente escuro. Após, o extrato foi centrifugado a 25.400 g por 15 minutos e o sobrenadante foi armazenado em balão âmbar de 50 mL. Esse processo foi repetido com acetona 70% substituindo o metanol. O balão foi avolumado para 50 mL. A partir do extrato obtido foram preparados tubos de ensaio, com no mínimo, três diluições diferentes, em triplicata. Em ambiente escuro, foi transferido uma alíquota de 100 µL de cada diluição do extrato para tubos de ensaio com 1,0 mL do radical ABTS^{•+}, os tubos foram homogeneizados em agitador e foi realizada a leitura a 734 nm em espectrofotômetro (Shimadzu UV-1800) após 6 minutos da mistura. Os resultados estão expressos como µM.g⁻¹ de trolox.

4.2.5.2 Ensaio da glutatona (GSH) e Ensaio da desoxirribose

Para o ensaio da glutatona e da desoxirribose foram utilizadas duas espécies: a Cereja-do-rio-grande e Goiaba serrana. Essas espécies foram escolhidas, após uma revisão da literatura, na qual possuíam menos informações na base de dados científicas e após o ensaio ABTS, na qual essas espécies se destacaram. Para esses dois ensaios foi realizado um extrato hidroetanólico.

Extração

O extrato exaustivo foi obtido seguindo o método utilizado por Rockenbach et al. (2008), com modificações. Adicionou-se 25 mL da solução extratora (etanol em água a 50% contendo 0,1% de HCl, para a Cereja-do-Rio-Grande e etanol em água a 50% para a Goiaba Serrana) à amostra liofilizada (0,5g), deixando a mistura sob agitação mecânica durante 40 minutos para homogeneização. Após, a solução foi filtrada a vácuo. O processo foi repetido três vezes e, ao final, volume final do extrato foi ajustado para 100 mL com o solvente de extração.

4.2.5.2.2 Ensaio da glutatona

A capacidade de proteção dos extratos hidroetanólicos (50%) das três amostras de cerejas e goiabas serrana foram testados contra a oxidação da GSH na presença de peróxido de hidrogênio (H_2O_2) pela quantificação do desaparecimento dos grupos sulfidril (-SH) da GSH. Nos tubos de ensaio foram adicionados, água destilada, H_2O_2 (150 mM), tampão fosfato de potássio pH 6,8 (1 mM), GSH (60 mM), diferentes concentrações dos extratos hidroetanólicos da cereja e goiaba serrana (0,1; 0,5 e 1,0 $\mu\text{g.mL}^{-1}$) e Trolox[®] (75 $\mu\text{g.mL}^{-1}$) que foi utilizado como antioxidante padrão.

Os tubos de ensaio foram incubados ao abrigo da luz, em repouso à temperatura ambiente por 60 minutos. Após o término da incubação, 100 μL dessa solução incubada foi adicionado em um tubo com 2 mL de 5,5'-ditiobis- (2-nitrobenzóico) (DTNB 10 mM). A mistura foi agitada em vortex e após 5 minutos de reação, a intensidade da coloração amarela foi avaliada por espectrofotômetro a 412 nm (ELLMAN, 1959). Os resultados foram calculados como porcentagem de grupos sulfidril da GSH.

4.2.5.2.3 Ensaio da desoxirribose

A capacidade em remover o radical hidroxil ($\cdot\text{OH}$) formado a partir da reação de Fenton dos extratos hidroetanólicos (50%) das três amostras da cereja e goiaba serrana, foram avaliados pelo método da degradação da desoxirribose, segundo metodologia descrita por Halliwell, Gutteridge e Aruoma (1987). O radical $\cdot\text{OH}$ que foi gerado pela reação do cloreto férrico (FeCl_3) e ácido etilenodiamin otetracético (EDTA) na presença de ácido ascórbico, formando $\text{Fe}_2\text{-EDTA}$ e que por sua vez reage com H_2O_2 para formar $\text{Fe}_3\text{-EDTA}$ e $\cdot\text{OH}$ através da reação de Fenton. O radical $\cdot\text{OH}$, após formado reage com o 2-desoxirribose formando malondialdeído, que sob aquecimento com o ácido tiobarbitúrico (TBA) apresenta uma coloração rosa que é quantificável por espectrofotometria a 532 nm. Portanto, substâncias antioxidantes que forem adicionadas podem competir com 2-desoxirribose pelo $\cdot\text{OH}$ produzindo uma redução na coloração rosa.

Em tubos de ensaio foram adicionados 100 μL de FeCl_3 1 (mM), EDTA (1 mM), ácido ascórbico 2 (mM) e H_2O_2 (10 mM). Foram adicionados também aos tubos o tampão fosfato de potássio pH 7,4 (50mM), 2-desoxirribose e os extratos hidroetanólicos das três amostras de cereja e goiaba serrana sob diferentes concentrações (0,1; 0,5 e 1,0 $\mu\text{g.mL}^{-1}$) e foi utilizado Trolox[®] (75 $\mu\text{g.mL}^{-1}$) como antioxidante padrão. Os tubos de ensaio foram mantidos em aquecimento no banho maria a 37 °C por 1 h para ocorrer a reação. Após, 1 mL de TBA e 1 mL ácido clorídrico (25%) foram adicionados aos tubos, e foram mantidos sob aquecimento em banho maria a 100 °C por 15 min. Após esse período, foram resfriados à temperatura ambiente e a absorbância foi medida a 532 nm. Os resultados foram calculados utilizando a fórmula a seguir:

$$\% \text{ Geração de } \cdot\text{OH} = 100 - [A_0 - (A_1 - A_2)] \times 100 / A_0$$

Onde A_0 = absorbância na ausência de extrato e presença da desoxirribose, A_1 = absorbância na presença de extrato e presença da desoxirribose e A_2 = absorbância na presença de extrato e ausência da desoxirribose (branco da amostra).

4.2.6 Compostos Bioativos

4.2.6.1 Carotenoides

Extração

O extrato exaustivo de carotenoides foi preparado de acordo com Rodriguez-Amaya (2001). O extrato das frutas foi feito com acetona e homogeneização em turrax. Após, foi realizado o particionamento com éter de petróleo e éter etílico e posteriormente a saponificação com KOH 10 % durante uma noite à temperatura ambiente. Após a remoção do álcali, o extrato foi concentrado em evaporador rotativo (Quimis[®]/Q334.2) ($T < 25\text{ }^{\circ}\text{C}$), seco em um fluxo de nitrogênio e armazenado em tubos ambar no freezer ($-18\text{ }^{\circ}\text{C}$) para posterior quantificação por cromatografia líquida de alta eficiência. Para a análise, o extrato concentrado foi diluído em éter terc-metil-butílico (MTBE), colocado em ultrassom (Unique, modelo USC 1400A) por 15 minutos e filtrado em filtro (Millex LCR 0,45 μm , 13 mm) para posterior injeção no cromatógrafo.

As análises foram realizadas em um cromatógrafo Agilent[®], série 1100 (Santa Clara, CA, EUA), equipado com um sistema solvente quaternário de bombeamento e um detector UV-Visível. A coluna usada para carotenoides foi de 250 mm x 4,6 mm ID, 3 μm , coluna de fase reversa C₃₀ polimérica (YMC, modelo CT99SO3-2546WT). A fase móvel constitui um gradiente de eluição inicial de água:metanol:MTBE de 5:90:5, em 12 minutos a concentração foi para 0:95:5; em 25 minutos, 0:89:11, em 40 minutos foi para 0:75:25, e, finalmente, 00:50:50 em 60 minutos, com uma taxa de fluxo de 1 mL.min⁻¹ a 22 $^{\circ}\text{C}$ e volume de injeção de 5 μL . Os espectros foram obtidos, entre 250 e 600 nm e os cromatogramas transformados em um comprimento de onda fixo de 450 nm para carotenoides.

A identificação e quantificação foi efetuada por comparação dos tempos de retenção dos picos da amostra e seus respectivos padrões, sob as mesmas condições cromatográficas. Para a quantificação, foi construída uma curva padrão para carotenoides nas faixas mostradas na Tabela 12.

4.2.6.2 Antocianinas

As antocianinas foram extraídas de acordo com Zanatta et al (2005). Para a extração, 0,5 gramas de amostra liofilizada foram diluídas com uma solução metanólica de HCl 1% e homogeneizadas em Ultra-Turrax[®]. A extração foi repetida, exaustivamente, até as amostras

não apresentarem mais cor. Após, a solução foi filtrada à vácuo. O extrato de antocianinas foi filtrado em filtro (Millex LCR 0,45 μm , 13 mm) para posterior injeção no cromatógrafo. O extrato bruto de antocianinas foi armazenado em frascos âmbar e em freezer sob atmosfera de nitrogênio até o momento das análises, que ocorreram no mesmo dia da extração.

As antocianinas foram analisadas seguindo metodologia proposta por Vargas et al (2016), por cromatógrafo (Agilent®, Série 1100, Santa Clara, EUA) equipado com um sistema de bomba quaternária e um detector UV-visível. Os pigmentos foram separados em uma coluna de fase reversa C₁₈ Shim-pak CLC-ODS (5 μm , 250 x 4,6 mm). A fase móvel constituiu um gradiente de eluição linear de ácido fórmico aquoso 5% e metanol na proporção de 85:15 (v/v) a 20:80 em 25 minutos, sendo mantida essa proporção isocrática por 15 minutos. O fluxo da fase móvel foi de 1,0 mL.min⁻¹, o volume de injeção foi de 5 μL e a temperatura da coluna mantida à 29 °C. Os cromatogramas foram processados a 520 nm.

Para a quantificação das antocianinas, curvas padrão foram construídas a partir dos padrões de cianidina 3-glicosídeo, cianidina 3,5 diglucosídeo, delphinidina 3-glicosídeo, pelargonidina 3-glicosídeo e pelargonidina 3,5-diglucosídeo, conforme Tabela 12.

Tabela 12 - Faixas de concentração, r², limites de quantificação (LOQ), limites de detecção (LOD) dos padrões de carotenoides e antocianinas

Compostos Bioativos	Faixa de trabalho	r ²	LOD	LOQ
Carotenoides				
Luteína ($\mu\text{g.g}^{-1}$)	1 – 65	0,9991	$6,90 \times 10^{-3}$	$1,15 \times 10^{-2}$
Zeaxantina ($\mu\text{g.g}^{-1}$)	1 – 40	0,9997	$9,56 \times 10^{-2}$	$1,59 \times 10^{-2}$
Cryptoxantina ($\mu\text{g.g}^{-1}$)	3 – 100	0,9911	$2,11 \times 10^{-2}$	$3,51 \times 10^{-2}$
α -caroteno ($\mu\text{g.g}^{-1}$)	2-25	0,9934	$1,97 \times 10^{-2}$	$3,28 \times 10^{-2}$
β -caroteno ($\mu\text{g.g}^{-1}$)	5-50	0,9998	$6,53 \times 10^{-2}$	$10,89 \times 10^{-2}$
Licopeno ($\mu\text{g.g}^{-1}$)	10-100	0,9977	$7,0 \times 10^{-3}$	$3,3 \times 10^{-2}$
Antocianinas				
Cianidina-3-glicosídeo (mg.mL^{-1})	5-40	0,9987	$1,69 \times 10^{-2}$	$2,81 \times 10^{-2}$
Cianidina-3,5-diglucosídeo (mg.mL^{-1})	16-84	0,9983	$2,05 \times 10^{-1}$	$3,5 \times 10^{-1}$
Delfinidina-3 β -glicosídeo (mg.mL^{-1})	5-100	0,9944	$1,16 \times 10^{-1}$	$1,93 \times 10^{-1}$
Pelargonidina-3-glicosídeo (mg.mL^{-1})	5-50	0,9923	$2,35 \times 10^{-3}$	$7,85 \times 10^{-2}$
Pelargonidina-3,5-diglucosídeo (mg.mL^{-1})	40-100	0,9937	$2,37 \times 10^{-4}$	$7,9 \times 10^{-4}$

4.2.6.3 Compostos Fenólicos

Para a identificação dos ácidos fenólicos foram escolhidas duas frutas em que, no momento da pesquisa, havia menos informações nas bases de dados científicas pesquisadas. As espécies analisadas foram a goiaba serrana e a cereja-do-rio-grande.

Compostos fenólicos antociânicos

Extração

A extração dos compostos antociânicos da Cereja-do-rio-grande foi realizada conforme metodologia proposta por Bochi et al. (2015), com modificações. As amostras liofilizadas foram adicionadas ao solvente de extração (metanol a 20% com ácido fórmico 0,35% em água destilada), na proporção de 0,2:10 (p/v), e deixadas sob agitação magnética por 20 minutos. Em seguida, o homogeneizado foi filtrado à vácuo. Esse processo de extração foi realizado em triplicata e repetido três vezes até a ausência de cor no extrato, indicando a ausência de compostos fenólicos antociânicos. O extrato foi concentrado em rotaevaporador (Quimis[®] Q334.2) para remoção do metanol.

Compostos fenólicos não-antociânicos

Extração

A extração dos compostos seguiu a metodologia descrita por Rodrigues et al. (2013), com modificações. Foi feita uma extração exaustiva por 2 minutos no Ultra-turrax (IKA[®], T25 digital 1/min x 1000) adicionando-se 20 mL de uma mistura de metanol com água destilada (80:20%; v/v) à 0,4 g da amostra liofilizada à temperatura ambiente ($22\pm 3^\circ$ C). Após, o extrato foi centrifugado (Hitachi, Himac, CR21 GIII, Japão) a 10.000 g durante 10 minutos a 20° C e o sobrenadante foi transferido para um balão volumétrico âmbar. Esse procedimento foi realizado em triplicata e repetido quatro vezes para a Goiaba Serrana e três vezes para a Cereja-do-Rio-Grande, até a ausência de cor. Os sobrenadantes foram combinados obtendo um volume final de 60 mL para a goiaba serrana e 80 ml para a cereja (extrato de compostos fenólicos). Para a quantificação dos compostos fenólicos, os extratos foram rotaevaporados (Quimis[®] Q334.2) e avolumados com a fase móvel A não antociânica (água MilliQ[®] e ácido fórmico, na proporção de 99,5: 0,5%, v/v) para 25 mL em balão volumétrico. Após, as amostras foram filtradas por membranas Millipore 0,45µm (Millex LCR 0,45 µm, 13 mm) e injetadas em um cromatógrafo.

A ausência de compostos fenólicos no sobrenadante foi verificada previamente utilizando o reagente Folin-Ciocalteu, seguindo a metodologia proposta por Becatti et al. (2010), com modificações. Foram adicionados 1375 µL do reagente de Folin-Ciocalteu (Sigma-Aldrich Chemical®, St. Louis, EUA) preparado (375 mL de água para 37,5 mL do reagente) à 25 µL da amostra, que reagiram por 8 minutos. Em seguida, foram adicionados 600 µL de água destilada e 500 µL de carbonato de sódio a 20%. A solução foi homogeneizada e deixada em repouso durante 30 min ao abrigo da luz. A absorbância foi lida a 750 nm à temperatura ambiente no espectrofotômetro (Shimadzu UV-Vis 1800/08302).

Procedimentos de purificação SPE- C18

Os extratos antociânicos e não-antociânicos foram purificados conforme descrito por Rodriguez-Saona & Wrolstad (2001) com algumas modificações. Os cartuchos de extração em fase sólida (SPE) C₁₈ (Strata, Phenomenex, Torrance, CA) foram previamente condicionados com metanol e água acidificada com HCl 0,01%. O cartucho foi carregado com a amostra. Os compostos polares foram eluídos com dois volumes de solução aquosa com HCl 0,01%. Os compostos fenólicos não-antociânicos foram eluídos usando acetato de etila e os antociânicos foram eluídos com metanol acidificado (com HCl 0,01%). Os extratos foram concentrados em rotaevaporador rotativo (36 °C), e as amostras foram reconstituídas em 1 mL da fase móvel A não antociânica (água MilliQ® e ácido fórmico, na proporção de 99,5: 0,5%, v/v). Após, as amostras foram imediatamente injetadas no aparelho HPLC-DAD-MS/MS.

Condições Cromatográficas

A identificação dos compostos fenólicos foi realizada em cromatógrafo HPLC (Shimadzu®, Kyoto, Japão), equipado com duas bombas (Shimadzu LC-20AD), um degaseificador (Shimadzu DGU-20A) e forno de coluna (Shimadzu CTO-20A), conectado em série a um detector de arranjo de diodos (Shimadzu SPD-20A) e conectado a um espectrofotometro de massas (MS) com analisador quadrupolo por tempo de voo (Q-Tof) e fonte de ionização por eletrospray (ESI) (Bruker Daltonics, modelo micrOTOF-QIII, Bremen, Alemanha). A coluna utilizada foi C₁₈ Phenomenex Synergi™, 250 x 4,6 mm, 4µm (Allcrom®, São Paulo, Brasil).

Para os compostos antociânicos a análise seguiu o método proposto por Bochi et al. (2015), na qual foram utilizadas como fases móveis: A - ácido fórmico a 3% em água (v/v) e B - 100% de acetonitrila. A separação foi obtida usando um gradiente linear de 5% a 20% B,

em 30 min, 20% de B foi mantido até 32 min. No final do gradiente, a coluna foi lavada aumentando B até 100%, mantendo-o durante 5 minutos e equilibrando nas condições iniciais durante 5 min. O fluxo foi de 0,8 mL.min⁻¹ e o volume de injeção foi de 5 µL.

Para os compostos não-antociânicos a fase móvel A foi constituída por uma mistura de água Milli-Q® e ácido fórmico (99,5:0,5%, v/v) e a fase móvel B por uma mistura de acetonitrila e ácido fórmico, nas mesmas proporções (99,5:0,5%, v/v), em um gradiente linear de 99:1 (v/v) fase móvel A/B para 50:50 (v/v) A/B por 50 minutos, e então 50:50 (v/v) A/B para 1:99 (v/v) A/B por 5 minutos. Essa razão foi mantida por mais 5 minutos. A taxa de fluxo da corrida foi de 0,7 mL.min⁻¹ a 29 °C e o volume de injeção de 5 µL.

Os espectros UV-Vis foram obtidos entre 200 e 600 nm, e os cromatogramas foram processados a 280, 320, 360 nm e 520 nm. Os espectros de massas foram adquiridos com uma varredura de m/z 100 a 1000. Os parâmetros de MS foram definidos da seguinte forma: fonte de ESI em modos positivo (antocianinas) e negativo; tensão capilar, 3000 V; temperatura do dry gas (N₂), 310 ° C; taxa de fluxo, 8 L.min⁻¹; gás de nebulização, 30 psi. MS² foi configurado no modo automático.

Os compostos fenólicos foram identificados com base na ordem de eluição e no tempo de retenção na coluna; características do espectro UV-Vis e de MS em comparação com padrões analisados nas mesmas condições e; dados disponíveis na literatura. Além disso, os compostos foram quantificados por HPLC-DAD-MS/MS, utilizando uma curva analítica de sete pontos, conforme tabela 13.

Tabela 13 - Faixas de concentração, r², limites de quantificação (LOQ), limites de detecção (LOD) dos padrões de ácidos fenólicos

Ácidos fenólicos	Faixa de trabalho (mg.L ⁻¹)	r ²	LOD (mg.L ⁻¹)	LOQ (mg.L ⁻¹)
Ácido gálico	0,75 - 24	0,9963	0,62	1,87
Ácido caféico	0,36 - 12	0,9961	0,97	2,94
Ácido clorogênico	0,75 - 24	0,9960	0,77	2,34
Ácido ferúlico	0,05 - 12	0,9940	0,85	2,56
Ácido elágico	0,05 - 12	0,9925	0,55	1,67
Catequina	0,70 - 70	0,9905	1,50	4,53
Galato de Epigallocatequina	0,10 - 70	0,9964	0,09	0,26
Rutina	0,11 - 15	0,9931	0,18	0,54
Ácido cumárico	0,05 - 12	0,9935	0,28	0,86
Luteolina	0,10 - 50	0,9931	0,34	1,04
Miricetina	0,28 - 50	0,9938	1,23	3,71
Quercetina	0,40 - 50	0,9942	0,71	2,15
Quercetina 3-glicosídeo	0,11 - 50	0,9997	0,07	0,20
Kampferol	0,05 - 12	0,9925	0,03	0,11

4.3 Análise Estatística

Os parâmetros físico-químicos, composição centesimal, análise de minerais, vitaminas, quantificação dos teores de compostos bioativos, assim como atividade antioxidante nas diferentes espécies de frutas foram avaliados em triplicata e os resultados foram expressos em média \pm desvio padrão. A análise estatística foi realizada utilizando ANOVA, com teste de comparação das médias pelo teste de Tukey ao nível de 5 % de significância, assim, em todos os casos foram considerados diferenças significativas quando $p \leq 0,05$. Adicionalmente, foram realizadas análises de componentes principais (ACP). Todas as análises estatísticas foram realizadas utilizando o software Statistica 12.0 (Statsoft Inc., Tulsa, USA).

CAPÍTULO 3 – MANUSCRITOS

Manuscrito 1

**CHEMICAL AND PHYSICOCHEMICAL EVALUATION AND MINERAL
CHARACTERIZATION OF SEVEN FRUITS OF THE MYRTACEA FAMILY FROM
THE SOUTH OF BRAZIL**

Manuscrito em preparação para submissão ao periódico
Food Chemistry

Helena de Oliveira SCHMIDT ^a, Fernanda Camboim ROCKETT ^a, Carlos Henrique PAGNO ^a, Patric Lima MONTEIRO ^a, Viviani Ruffo de OLIVEIRA ^b, Vanuska Lima da SILVA ^b, Simone Hickmann FLÔRES ^a, Alessandro de Oliveira RIOS ^{a*}

^a Institute of Food Science and Technology, Federal University of Rio Grande do Sul (UFRGS). Avenue Bento Gonçalves, 9500, Prédio 43.212, Campus do Vale, Porto Alegre, RS, CEP 91501-970, Brazil.

^b Department of Nutrition, Federal University of Rio Grande do Sul (UFRGS), Rua Ramiro Barcelos, 2400, Santa Cecília, Porto Alegre, RS, CEP: 90040-060, Brazil.

ABSTRACT: The native fruits of southern Brazil have a great potential to be explored, and their analysis are of great importance to stimulate the consumption and use of these fruits. The aim of this work is to analyze the centesimal and mineral composition of seven species of the Myrtaceae family native to southern Brazil. Two samples of *guabiroba* and *pitanga* presented the highest content of total soluble solids. The samples of *guabiroba* had the highest pH value. Two samples of *cereja* contained the highest protein content (13% and 8%). The three samples of *araçá* presented a superior value of total fiber (50%, 47% and 46%) among the fruits analyzed. All fruits examined in this study have a high percentage of insoluble fibers. The sample 3 of *uvaia* presented 443 mg.100g⁻¹ calcium and 43 mg.100g⁻¹ iron minerals content. This amount represents 20% of the daily need of intake. Two samples of *jabuticaba* presented superior value to magnesium. Fruits of the Myrtaceae family of Southern Brazil have balanced composition and can be considered in the diet from the Brazilian population.

Keywords: Biodiversity; Brazilian fruits; food composition; centesimal composition; nutrients.

1 INTRODUCTION

The extent of use and nutritional significance of wild fruits and vegetables varies in many societies around the world. Although Brazil has the greatest biodiversity on earth, including a lot of fruit species, reportedly with over 40,000 different plant species representing 20% of the world's flora, a sharp decline in the use of some food plants was reported as well as a lack of information on their nutritional compositions and ecology (BVENURA; SIVAKUMAR, 2017; LETERME *et al.*, 2006; OLIVEIRA *et al.*, 2012).

In recent years, there was an increase in the studies with Brazilian native fruits, underexploited, as well as the development of new food products based on them. However, information on the chemical characteristics and nutritional value of the fruits from the Brazilian Atlantic Forest are still limited (SILVA *et al.*, 2017). There are many overlooked native and exotic species, which can be considered as an alternative to enrich the diet of the Brazilian population and may be a future source of income for the local inhabitant (BORGES; CONCEIÇÃO; SILVEIRA, 2014; HAMINIUK *et al.*, 2011).

The Myrtaceae family includes various genera of economic and ecological importance worldwide (GRATTAPAGLIA *et al.*, 2012). It presents great diversity, with over 5650 species in 130 genera, distributed especially in the southern hemisphere, in places such as South America, Australia, and tropical Asia, with occurrences in Africa and Europe. In Brazil, this Family is widespread in the Atlantic Forest (GOVAERTS *et al.*, 2008; NOGUEIRA; FERREIRA; FERREIRA, 2016). The south of Brazil is characterized by subtropical zones, with warmer summers and colder winters, greater differences in photoperiod and less humidity, where weather conditions are suitable for the cultivation of subtropical fruits (BAREA-ÁLVAREZ *et al.*, 2016; CORADIN; SIMINSKI; REIS, 2011).

The consumption of fruits and vegetables is the topic of nutritional recommendations worldwide, as several dietary guidelines advise that half of our meals should have these components. Although diets high in fruits and vegetables are rich in vitamins, minerals, and dietetic fiber, and are directly linked to a decreased risk of disease, but in the last 30 years their global intake has decreased (RETAMALES, 2011). Many health policies of governmental organizations insist on the need of increasing the consumption of these foods due to the resulting health benefits (RAGAERT *et al.*, 2004; SEPTEMBRE-MALATERRE; REMIZE; POUCHERET, 2017).

Fruits are a valuable source of minerals, important contributors in the diet. Mineral micronutrients are involved in numerous biochemical processes, and an adequate intake of

these minerals is essential to the prevention of deficiency-related diseases, as these micronutrients act in several processes of the human physiological metabolism (LETERME *et al.*, 2006). Individual fruits may have a very different mineral content, that varies according to the plant source, its maturity, soil and weather conditions, and agricultural practice (MIRDEHGHAN; RAHEMI, 2007).

To obtain a reliable nutritional composition, it is extremely important to develop food composition tables, since nutritional information has been increasingly used by agricultural industries to promote fresh produce. The consumption of balanced nutrients, the assessment of the supply and food consumption of a country, and the development of research regarding the connections between diet and disease, as well as agricultural planning and food industry introduction are necessary in this process. For that, the selection of the appropriate methodologies to evaluate fruit components are essential, as they help understand nutritional values in order to stimulate fruit consumption and the improvement of their quality (ABEROUMAND; DEOKULE, 2009; SOUZA *et al.*, 2012; TORRES *et al.*, 2000).

Thus, the goal of this work was to determine centesimal and mineral compositions of seven different fruit species of the Myrtaceae family, native to southern Brazil, by using official AOAC methodologies in order to provide information that may contribute to the worldwide diet.

2 MATERIALS AND METHODS

2.1 Chemical

Analytical grade reagents as monobasic and bibasic sodium phosphate, sodium hydroxide and anhydrous sodium sulfate were obtained from Comercial Neon[®] (São Paulo, Brazil). Hydrochloric acid (HCl), supra pure sulfuric acid, chloroform, acetone, ethanol and methyl alcohol were purchased from Dinâmica Química Contemporânea[®] (São Paulo, Brazil). Total dietary fiber assay kit was purchased from Sigma-Aldrich[®] (St Louis, USA). Water was purified by Milli-Q[®] system (Integral 10). The certified reference material SRM 2383 (*Baby Food Composition*) was acquired from the National Institute of Standards and Technology (NIST) (USA, 2015).

2.2 Samples

For each species, three samples were harvested from three different cities (on Rio Grande do Sul and Santa Catarina states), as shown in Table 1. The samples were harvested from October 2016 to March 2017 and all of them were at ripe stage, according to the ° Brix. The fruits were selected based on visual inspection, and underwent a washing process before being depulped and homogenized (Braesi, DES-20, Caxias do Sul, Brazil). For all samples, the edible parts of the plants were used; shell, pulp, and seeds were applied, apart from *feijoa*, for which only pulp and seed were used (a 2 mm peel was removed). Following washing, samples were lyophilized (Liotop[®], L101, São Paulo, Brazil). The pulps were packed in sealed vacuum plastic bags (FASTVAC[®], F200 flash, São Paulo, Brazil) and stored at below freezing temperature (-18° C).

2.3 Physical Characterization

Ten uniform fruits were evaluated individually and at the same ripening stage, according to the ° Brix. The measurements were performed with a digital caliper (Brasfort[®], Brazil). The parameters evaluated were longitudinal and transversal diameter. The whole fruits were weighed individually on an analytical balance (Shimadzu[®], AY220, Japan).

2.4 Chemical Composition

The pH was determined by a potentiometric electrometric method with pH-meter (Quimis[®], model Q400AS, São Paulo, Brazil). The total titrable acidity (TTA) of the solutions was determined with sodium hydroxide (NaOH 0.1 N), and the results are expressed as grams of citric acid per 100 mL of sample (INSTITUTO ADOLFO LUTZ, 2008). The total soluble solids (TSS) was determined by direct reading in a portable digital refractometer (ATAGO[®] *pocket* 1-877, Bellevue, USA). The pH, TTA and TSS analysis were evaluated from homogenized fresh fruits.

Table 1. Information on the seven Myrtaceae Family species harvested in three different locations

Scientific name	Common name	Origin (City, State)	Geographical coordinate (GPS)	Quantity	Herbarium number ^a
<i>Psidium cattleianum</i> Sabine 'red'	Red Araçá 1	Antônio Prado, RS	28°51'35.11"S 51°23'51.71"W	5 kg	ICN 186745
	Red Araçá 2	Pelotas, RS	31°67'80.74"S 52°44'32.71"W	8 kg	ICN 186746
	Red Araçá 3	Ipê, RS	28°82'16.67"S 1°27'97.22" W	8 kg	ICN 186747
<i>Eugenia involucrata</i> DC.	Cereja 1	Viamão, RS	30°8'3.92"S 51°1'49.30"W	4.5 kg	ICN 193953
	Cereja 2	Rolante, RS	29°38'0.39"S 50°34'18.47"W	4 kg	ICN 193954
	Cereja 3	Antônio Prado, RS	28°51'35.11"S 51°23'51.71"W	4.7 kg	ICN 193959
<i>Acca sellowiana</i> (O. Berg) Burret	Feijoa 1	Antônio Prado, RS	28°51'25.60" 51°16'56.15"W	2 kg	ICN 187146
	Feijoa 2	Ipê, RS	28°82'16.67"S 51°27'97.22"W	2 kg	ICN 187147
	Feijoa 3	São Joaquim, SC	28°16'34.47"S 49°56'9.57"W	4.5 kg	ICN 187148
<i>Campomanesia xanthocarpa</i> O.Berg	Guabiroba1	Pelotas, RS	31°67'80.74"S 52°44'32.71"W	2 kg	ICN 193957
	Guabiroba 2	Viamão, RS	30°8'3.92"S 50°34'18.47"W	3 kg	ICN 193952
	Guabiroba 3	Antônio Prado, RS	28°51'35.11"S 51°23'51.71"W	3 kg	ICN 193964
<i>Plinia peruviana</i> (Poir.) Govaerts	Jabuticaba 1	Iporã do Oeste, SC	26°59'12.88"S 53°32'12.07"W	4 kg	ICN 193956
	Jabuticaba 2	Rolante, RS	29°38'0.39"S 50°34'18.47"W	8 kg	ICN 193951
	Jabuticaba 3	Aratiba, RS	27°22'52.85"S 52°13'22.57"W	5 kg	ICN 193955
<i>Eugenia uniflora</i> L.	Pitanga 1	Sete de Setembro, RS	28°12'26.48"S 54°29'31.84"W	4 kg	ICN 193958
	Pitanga 2	Antônio Prado, RS	28°51'35.11"S 51°23'51.71"W	4 kg	ICN 193947
	Pitanga 3	Florianópolis, SC	27°26'00.3"S 48°30'54.7"W	6 kg	ICN 187144
<i>Eugenia pyriformis</i> Cambess.	Uvaia 1	Pelotas, RS	31°67'80.74"S 52°44'32.71"W	7.5 kg	ICN 187144
	Uvaia 2	Nova Santa Rita, RS	29°52'18.7"S 51°15'34.0"W	3 kg	ICN 193965
	Uvaia 3	Arvorezinha, RS	28°52'21.8"S 52°11'09.9"W	3.5 kg	ICN 194095

^aICN: Institute of Natural Sciences

All the analyses of centesimal composition were carried out according to AOAC procedures (AOAC, 2012). The moisture was determined by gravimetry in a forced air oven at 105 °C, and ashes were quantified by muffle incineration at 550 °C. Protein content was determined by the Kjeldahl method, using a nitrogen conversion factor of 6.25. The lipid concentrate was measured by cold extraction with chloroform and methanol, according to the method of Bligh; Dyer, 1959.

The carbohydrate content was calculated by the difference between the total percentage of moisture, ash, protein, lipid, and total fiber. The total energy value was calculated using the conversion factors of nutrients: 4 kcal.g⁻¹ protein, 4 kcal.g⁻¹ carbohydrate content and 9 kcal.g⁻¹ for the lipid content. Energy (kcal) = 4 × (g protein + g carbohydrate) + 9 × (g lipid) (fresh weight).

Total dietary fiber (TDF) and insoluble dietary fiber (IDF) were determined by the gravimetric enzymatic method, according to the AOAC. Total dietary fiber was determined using the dry matter. For the enzymatic digestion, samples were heated to 100 °C with α -amylase and incubated at 60 °C with protease and amyloglucosidase enzymes. The soluble dietary fiber (SDF) was calculated as the sum of the total and insoluble fractions. All measurements were performed in triplicates.

The evaluation of method accuracy for centesimal composition was performed using certified reference material from the National Institute of Standards and Technology (NIST, Gaithersburg, MD, USA) of Baby Food Composition (NIST 2383). The baby food composite is a mixture of fruits, vegetables, macaroni, rice flour, and milk powder. This material was chosen because its composition is the most similar to the samples analyzed.

2.5 Minerals

The mineral contents were determined by atomic absorption spectrometry at the Laboratory of Inorganic Analysis of the Science and Technology Foundation (CIENTEC, Porto Alegre, Brazil), certified by the International Organization for Standardization ISO/IEC 17025 (ISO, 2006)

The mineral elements quantified were: Calcium (Ca), Potassium (K), Sodium (Na), Magnesium (Mg), Iron (Fe), Zinc (Zn), Manganese (Mn), Copper (Cu), Phosphorus (P) and Selenium (Se).

Phosphorus was determined by molecular absorptiometry (yellow vanadomolybdate method). Se was determined by atomic absorption spectrometry with graphite furnace, and the other elements (Zn, Cu, Mn, K, Na, Ca, Mg and Fe) were determined by atomic emission spectrometry with microwave plasma, with the exception of zinc in the samples Guabiroba 2, Guabiroba 3, Jabuticaba 1 and Jabuticaba 2, which was determined by flame atomic absorption spectrometry. The limits of detection and quantification of minerals are given in Table 2.

Table 2. Working range, Correlation coefficient (r^2), Limits of quantification (LOQ) and detection (LOD) of minerals

Mineral	Working range	Correlation coefficient (r^2)	LOQ	LOD
Ca (mg.Kg ⁻¹)	0.10-1.5 mg/L	0.99980	4 (mg.Kg ⁻¹)	0.3 (mg.Kg ⁻¹)
K (mg.Kg ⁻¹)	0.10-1.5 mg/L	0.99980	4 (mg.Kg ⁻¹)	0.02 (mg.Kg ⁻¹)
Na (mg.Kg ⁻¹)	0.10-1.5 mg/L	0.99980	20 (mg.Kg ⁻¹)	0.1 (mg.Kg ⁻¹)
Mg (mg.Kg ⁻¹)	0.10-1.5 mg/L	0.99980	4 (mg.Kg ⁻¹)	0.3 (mg.Kg ⁻¹)
Fe (mg.Kg ⁻¹)	0.025-1.0 mg/L	0.99980	0.8 (mg.Kg ⁻¹)	0.2 (mg.Kg ⁻¹)
Zn (mg.Kg ⁻¹)	0.025-1.0 mg/L	0.99957	3 (mg.Kg ⁻¹)	0.97 (mg.Kg ⁻¹)
Mn (mg.Kg ⁻¹)	0.025-1.0 mg/L	0.99980	0.8 (mg.Kg ⁻¹)	0.04 (mg.Kg ⁻¹)
Cu (mg.Kg ⁻¹)	0.025-1.0 mg/L	0.99980	0.8 (mg.Kg ⁻¹)	0.08 (mg.Kg ⁻¹)
P (g.100g ⁻¹)	1.0-10.0 mg/L	0.99980	0.018 (g.100g ⁻¹)	0.014 (g.100g ⁻¹)
Se (mg.Kg ⁻¹)	2.0-20.0 µg/L	0.99268	0.25 (mg.Kg ⁻¹)	0.09 (mg.Kg ⁻¹)

2.6 Statistical analysis

The statistic analysis was performed by analysis of variance (ANOVA) with a test of comparison of the means by applying a Tukey test at a significance level of 5 % and a Principal Component Analysis (PCA) test was performed using Statistica 12.0 software (STATSOFT Inc.).

3 RESULTS AND DISCUSSION

Certified reference materials are used to validate analytical methods. ISO (2015) defines reference material as a material characterized by a valid procedure in which the contents of one or more specified properties are certified, accompanied by a credential from an accredited certifying company. When using certified reference material, the results indicate the reliability of the obtained results.

The results of certified reference material from Baby Food Composition according to the NIST are shown in table 3. As seen in the results, the values obtained were within the minimum and maximum range stipulated by the reference material, for all parameters analyzed in the centesimal composition.

Table 3. Minimum, average and maximum values of certified material and results obtained expressed em g.100g⁻¹ of fresh weight

	Minimum value certificate	Medium value Certificate	Maximum value Certificate	Results obtained
Moisture	75.51	77.55	79.59	78.79 ± 0.14
Ash	0.642	0.71	0.768	0.73 ± 0.02
Protein	1.78	1.96	2.14	1.91 ± 0.04
Lipid	0	0	0	0
Total fiber	0.34	1.00	1.66	0.89 ± 0.005
Carbohydrate	17.32	19.42	21.52	17.69

The Principal Component Analysis (PCA) indicates a relationship between the variables, in the case of this study, between the different species that were evaluated and the relevant attributes analyzed by a dimensional distribution that reproduces an easier way of visualizing the results. It sets up a data image that allows a global analysis of the results obtained and suggests which attributes characterize the sample, and therefore it becomes a useful tool when the system has many variables and it is necessary to find the most influential one for the result (GRANATO *et al.*, 2018; JOLLIFFE, 2002).

Table 4 shows the physicochemical results obtained for the three samples of seven fruits from the Myrtaceae Family from South Brazil. Figure 1 shows Principal Component Analysis (PCA) of the samples and the evaluated attributes of centesimal composition and pH, TSS, TTA and TSS/TAA analysis to simplify the visualization of the results, as represented by Principal Components 1, 2 and 3, which make up 74% of the totality. According to the mean Principal Component Analysis in Table 4 and Fig 1., it was noted that the samples of *guabiroba* 2 and 3, and *pitanga* 1 and 2 obtained the highest total soluble solids (TSS), as a TSS/ATT ratio. These chemical data are of interest for comparative purposes, but they are also important to establish the relationship between nutrition and organoleptic properties of the fruit, such as acidity and sweetness, since the SST is an important aspect when correlated to the fruit sweetness, and sweet fruits are more likely to be accepted by consumers (PÉREZ-MORA; JORRIN-NOVO; MELGAREJO, 2018; SCHIASSI *et al.*, 2018). Sample 1 of *Araçá* obtained the highest value for TTA. The three samples of *guabiroba* and the sample 2 of *pitanga* had the highest value for pH, and according to the classification proposed by the Food and Drug Administration (FDA, 2016), they are classified as acidic fruits (pH 3.7-4.7). All other samples are considered very acid (pH <3.7), and no sample obtained the low acid fruits classification (pH 4.6-5.3).

Table 4. Physicochemical parameters of seven fruits from the Myrtaceae Family

Specie	Weight (g)	Height (cm)	Length (cm)	pH	TSS (%)	TTA (%)	SST/TTA
Araçá 1	10.71 ± 1.13 ^a	2.26 ± 0.21 ^c	2.74 ± 0.15 ^a	3.68 ± 0.01 ^a	6.00 ± 0.00 ^c	43.69 ± 4.03 ^a	0.1373
Araçá 2	14.52 ± 4.45 ^a	2.40 ± 0.27 ^a	2.88 ± 0.35 ^a	3.44 ± 0.01 ^b	8.89 ± 0.10 ^b	22.52 ± 0.38 ^c	0.3947
Araçá 3	10.95 ± 3.38 ^a	2.33 ± 0.24 ^b	2.57 ± 0.31 ^a	3.35 ± 0.01 ^c	10.50 ± 0.33 ^a	29.92 ± 0.37 ^b	0.3509
Cereja 1	9.56 ± 1.16 ^a	2.45 ± 0.25 ^a	2.49 ± 0.23 ^a	3.49 ± 0.02 ^a	5.72 ± 0.02 ^b	16.01 ± 0.28 ^b	0.3575
Cereja 2	4.46 ± 0.54 ^c	2.50 ± 0.12 ^a	1.93 ± 0.11 ^b	3.41 ± 0.04 ^b	5.61 ± 0.35 ^b	14.31 ± 0.20 ^c	0.3921
Cereja 3	5.55 ± 0.45 ^b	2.31 ± 0.11 ^a	1.95 ± 0.11 ^b	3.37 ± 0.01 ^b	9.44 ± 0.10 ^a	17.47 ± 0.39 ^a	0.5406
Feijoa 1	42.82 ± 15.56 ^a	4.86 ± 0.62 ^{ab}	3.98 ± 0.52 ^a	3.28 ± 0.02 ^a	9.11 ± 0.42 ^a	19.37 ± 0.59 ^b	0.4704
Feijoa 2	40.50 ± 23.25 ^a	4.14 ± 0.66 ^b	4.00 ± 0.66 ^a	3.21 ± 0.01 ^b	9.44 ± 0.38 ^a	31.75 ± 0.59 ^a	0.2974
Feijoa 3	75.29 ± 31.33 ^a	6.21 ± 1.51 ^a	4.71 ± 0.40 ^a	3.27 ± 0.03 ^a	8.56 ± 0.51 ^a	19.98 ± 0.64 ^b	0.4281
Guabiroba 1	2.58 ± 0.49 ^b	1.50 ± 0.09 ^b	1.60 ± 0.11 ^b	3.98 ± 0.03 ^a	8.33 ± 0.17 ^b	10.93 ± 0.25 ^c	0.7624
Guabiroba 2	2.82 ± 0.48 ^b	1.63 ± 0.12 ^b	1.66 ± 0.10 ^b	3.79 ± 0.05 ^b	9.33 ± 0.73 ^b	11.90 ± 0.14 ^b	0.7840
Guabiroba 3	6.41 ± 1.18 ^a	1.95 ± 0.14 ^a	2.12 ± 0.13 ^a	4.05 ± 0.06 ^a	14.06 ± 0.10 ^a	12.91 ± 0.15 ^a	1.0889
Jabuticaba 1	8.23 ± 0.75 ^a	2.33 ± 0.09 ^a	2.40 ± 0.12 ^a	3.41 ± 0.00 ^b	7.92 ± 0.08 ^a	25.94 ± 0.77 ^a	0.3052
Jabuticaba 2	8.59 ± 0.66 ^a	2.39 ± 0.06 ^a	2.39 ± 0.08 ^a	3.41 ± 0.01 ^b	7.89 ± 0.25 ^a	22.35 ± 0.10 ^b	0.3529
Jabuticaba 3	8.16 ± 0.41 ^a	2.39 ± 0.06 ^a	2.39 ± 0.06 ^a	3.51 ± 0.02 ^a	8.17 ± 0.17 ^a	18.71 ± 0.90 ^c	0.4364
Pitanga 1	1.68 ± 0.31 ^b	1.22 ± 0.12 ^b	1.41 ± 0.12 ^b	3.40 ± 0.04 ^b	14.67 ± 0.44 ^a	18.74 ± 0.15 ^b	0.7827
Pitanga 2	1.85 ± 0.28 ^b	1.15 ± 0.06 ^b	1.53 ± 0.08 ^b	4.11 ± 0.00 ^a	11.22 ± 0.35 ^b	7.64 ± 0.58 ^c	1.4689
Pitanga 3	3.87 ± 0.37 ^a	1.44 ± 0.17 ^a	2.08 ± 0.13 ^a	2.99 ± 0.02 ^c	7.89 ± 0.42 ^c	20.06 ± 0.65 ^a	0.3932
Uvaia 1	6.35 ± 0.69 ^b	2.18 ± 0.32 ^b	2.60 ± 0.67 ^a	3.04 ± 0.04 ^a	7.33 ± 0.64 ^a	22.09 ± 0.58 ^a	0.3320
Uvaia 2	12.39 ± 1.13 ^a	2.61 ± 0.19 ^a	3.04 ± 0.20 ^a	2.98 ± 0.01 ^b	1.67 ± 0.00 ^c	21.53 ± 0.29 ^a	0.0775
Uvaia 3	4.43 ± 0.61 ^c	1.80 ± 0.12 ^c	2.05 ± 0.11 ^b	2.82 ± 0.01 ^c	3.56 ± 0.25 ^b	10.67 ± 0.22 ^b	0.3333

Different superscripts in the same column for the same species indicate statistically significant differences (p<0.05)

For weight, height, length: values are the mean of 10 replicates (± standard error)

For pH, TSS, TTA: values are the mean of 3 replicates (± standard error)

Results SST expressed in ° Brix. Results TTA expressed as grams of citric acid per 100 mL of sample.

Results expressed as wet basis

As observed in Fig. 1, the samples 1 and 2 of *cereja* stand out for their protein content (13.92 ± 0.50 ; 8.62 ± 0.19 g.100g⁻¹, respectively). The content of *cereja* 1 is higher than *açaí* (12 g.100g⁻¹), *jussara* (7.5 g.100g⁻¹), black berries (10.5 g.100g⁻¹), red guava (4.22 g.100g⁻¹), among others reported (CAPRIOLI *et al.*, 2016; GORDON *et al.*, 2012; INADA *et al.*, 2015; MCCOOK-RUSSELL *et al.*, 2012).

As shown in Fig.1 and Table 5, the fruits have a high moisture value and low fat content. This is a characteristic of foods of vegetable origin, which usually have a low caloric intake, and are mostly composed of a high content of carbohydrates, fibers and minerals (FULTON *et al.*, 2016; YAHIA, 2009). Among the nutrients, the fibers have an utmost importance, as numerous studies have demonstrated that the consumption of foods with a high content of dietary fiber significantly reduce the risk of developing several chronic diseases, as the high fiber consumption is associated to better health (KACZMARCZYK, MELISSA M., MILLER, MICHAEL J., FREUND, 2013; MCRORIE; MCKEOWN, 2017; RUEL *et al.*, 2014).

According to Fig.1 and Table 5 the three samples of *araça* presented the highest total fiber and insoluble fiber content, with no significant difference among the three samples harvested from different locations. The sample 2 of *feijoa* and sample 1 of *guabiroba* also stood up for total and insoluble fiber. The total fiber content of these samples is higher than banana (10 g.100g⁻¹), mamey sapote (22 g.100g⁻¹), orange (21 g.100g⁻¹), *buriti* (29 g.100g⁻¹), plum and atemoya (17 g.100g⁻¹), and *açaí* (44 g.100g⁻¹) (GARCIA-AMEZQUITA *et al.*, 2018; NERI-NUMA *et al.*, 2018; SCHIASSI *et al.*, 2018; TOBARUELA *et al.*, 2017).

The fruits analyzed have the characteristic of having a higher percentage of insoluble than soluble fiber. Insoluble fibers contribute to the proper functioning of the gastrointestinal tract, due to laxative effects, and may potentially reduce the risk of diverticulitis, hemorrhoids and colorectal polyps (DEVRIES, 2004; MCRORIE; MCKEOWN, 2017).

Figure 1. Principal Component Analysis (PCA) of chemical parameters for the three samples of seven species from the Mirtaceae Family

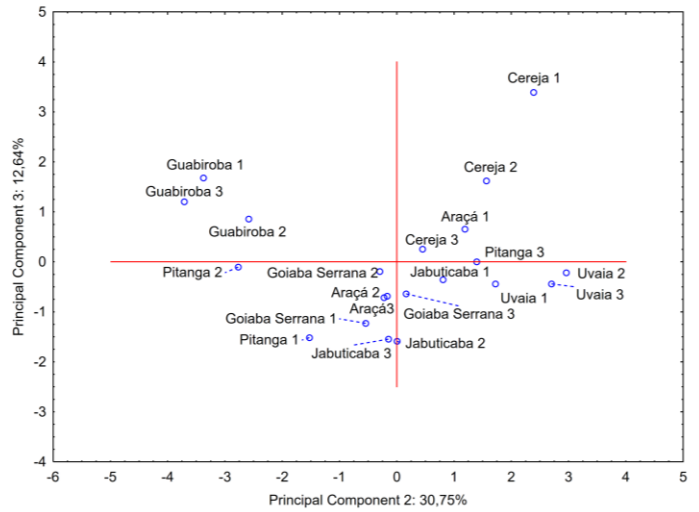
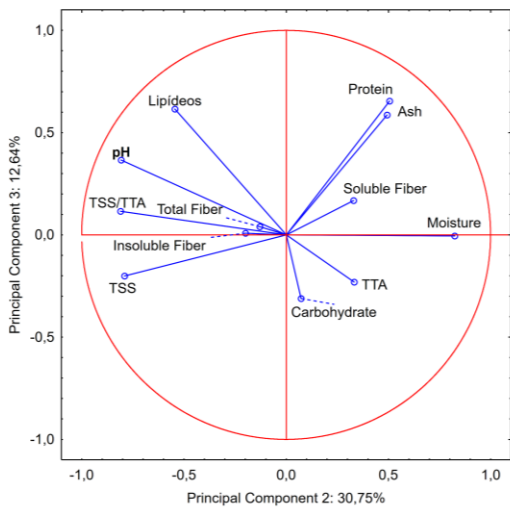
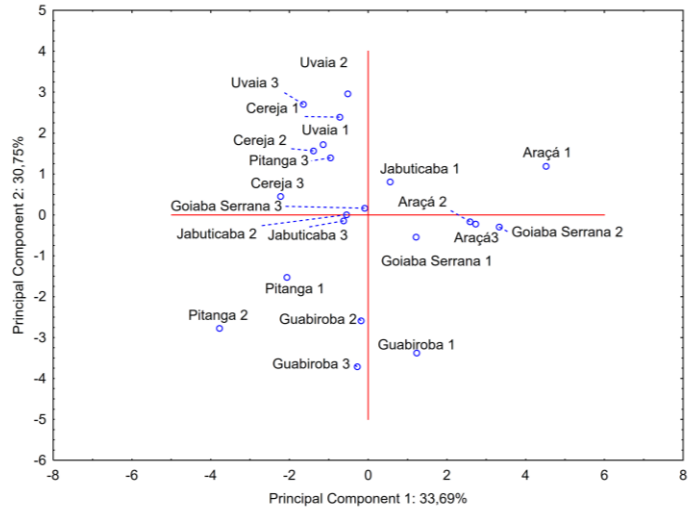
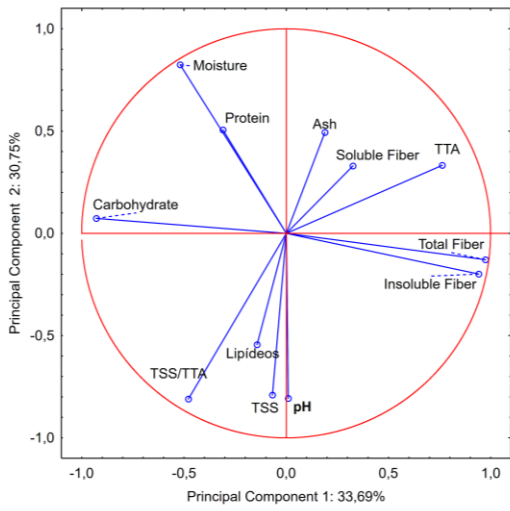


Table 5. Centesimal composition of seven fruits of Family Myrtaceae of southern region of Brazil

Specie	Moisture (%)	Ahs (%)	Protein (%)	Lipid (%)	Total Fiber (%)	Insoluble Fiber (%)	Soluble Fiber (%)	Carbohydrate (%)	Kcal (%)
Araçá 1	78.92 ± 1.53 ^b	6.33 ± 0.15 ^a	4.90 ± 0.13 ^a	0.88 ± 0.01 ^b	50.39 ± 1.97 ^a	39.83 ± 2.81 ^a	10.56 ± 0.84 ^a	37.50	37.45
Araçá 2	80.81 ± 1.44 ^b	3.81 ± 0.32 ^c	3.71 ± 0.31 ^b	0.54 ± 0.06 ^c	47.02 ± 0.68 ^a	37.31 ± 1.63 ^a	9.71 ± 0.95 ^a	44.92	38.24
Araçá 3	82.77 ± 0.53 ^a	5.33 ± 0.53 ^b	3.57 ± 0.08 ^b	1.02 ± 0.06 ^a	46.04 ± 0.23 ^a	43.27 ± 0.60 ^a	2.78 ± 0.37 ^b	44.04	33.11
Cereja 1	93.25 ± 0.06 ^a	6.78 ± 0.14 ^a	13.92 ± 0.59 ^a	3.15 ± 0.04 ^a	24.95 ± 0.07 ^a	19.34 ± 0.66 ^a	5.62 ± 0.59 ^a	51.19	19.50
Cereja 2	92.83 ± 0.10 ^b	5.66 ± 0.25 ^b	8.62 ± 0.19 ^b	3.69 ± 0.32 ^a	19.47 ± 0.68 ^b	14.16 ± 1.16 ^b	5.32 ± 0.47 ^a	62.55	22.81
Cereja 3	88.73 ± 0.18 ^c	4.58 ± 0.16 ^c	7.39 ± 0.15 ^c	3.23 ± 0.21 ^a	11.40 ± 0.66 ^c	6.89 ± 0.10 ^c	4.50 ± 0.57 ^a	73.40	39.69
Feijoa 1	84.85 ± 0.13 ^b	2.27 ± 0.18 ^b	4.31 ± 0.25 ^b	1.81 ± 0.12 ^c	40.83 ± 0.28 ^b	35.30 ± 0.12 ^b	5.53 ± 0.16 ^a	50.78	35.86
Feijoa 2	80.94 ± 0.27 ^c	3.26 ± 0.13 ^a	5.67 ± 0.15 ^a	3.37 ± 0.20 ^a	51.31 ± 0.91 ^a	45.14 ± 0.26 ^a	6.18 ± 0.64 ^a	36.39	37.86
Feijoa 3	87.78 ± 0.14 ^a	3.49 ± 0.14 ^a	5.48 ± 0.20 ^a	2.44 ± 0.26 ^b	29.13 ± 0.59 ^c	25.35 ± 0.85 ^c	3.78 ± 0.25 ^b	59.46	34.41
Guabiroba 1	74.80 ± 0.79 ^c	2.91 ± 0.10 ^a	4.99 ± 0.14 ^b	7.58 ± 0.38 ^a	42.37 ± 0.15 ^a	38.51 ± 0.69 ^a	3.86 ± 0.55 ^b	42.15	64.72
Guabiroba 2	78.77 ± 0.57 ^a	2.97 ± 0.12 ^a	4.78 ± 0.15 ^b	6.38 ± 0.80 ^{ab}	30.76 ± 0.59 ^b	26.10 ± 0.37 ^b	4.66 ± 0.23 ^{a,b}	55.10	63.03
Guabiroba 3	76.52 ± 0.24 ^b	3.05 ± 0.07 ^a	5.82 ± 0.15 ^a	5.98 ± 0.27 ^b	30.67 ± 2.20 ^b	23.55 ± 1.31 ^b	7.11 ± 0.89 ^a	54.49	69.29
Jabuticaba 1	86.75 ± 0.26 ^a	3.57 ± 0.07 ^a	7.74 ± 0.40 ^a	1.02 ± 0.04 ^a	31.50 ± 0.00 ^a	26.78 ± 0.23 ^a	4.72 ± 0.22 ^a	56.18	35.07
Jabuticaba 2	86.32 ± 0.28 ^a	2.59 ± 0.22 ^b	5.74 ± 0.24 ^b	0.88 ± 0.06 ^b	24.72 ± 2.02 ^b	24.54 ± 0.34 ^a	ND	66.08	40.37
Jabuticaba 3	85.42 ± 0.49 ^b	2.76 ± 0.19 ^b	4.59 ± 0.13 ^c	0.47 ± 0.01 ^c	24.41 ± 1.06 ^b	20.52 ± 1.27 ^b	3.89 ± 0.21 ^b	67.76	42.81
Pitanga 1	82.16 ± 0.31 ^b	2.96 ± 0.03 ^c	4.21 ± 0.28 ^c	2.45 ± 0.12 ^b	12.33 ± 0.30 ^b	6.30 ± 0.47 ^b	6.03 ± 0.18 ^b	78.05	62.52
Pitanga 2	85.71 ± 0.05 ^b	3.32 ± 0.13 ^b	5.45 ± 0.58 ^b	2.43 ± 0.13 ^b	7.82 ± 0.31 ^c	5.18 ± 0.35 ^b	2.64 ± 0.04 ^c	80.98	52.53
Pitanga 3	89.98 ± 2.44 ^a	3.67 ± 0.06 ^a	7.63 ± 0.38 ^a	3.22 ± 0.11 ^a	21.32 ± 0.74 ^a	13.55 ± 1.05 ^a	7.77 ± 0.30 ^a	64.17	31.67
Uvaia 1	92.74 ± 0.71 ^b	3.58 ± 0.01 ^b	7.84 ± 0.26 ^a	2.14 ± 0.12 ^a	20.15 ± 0.11 ^b	14.89 ± 0.38 ^a	5.26 ± 0.27 ^c	66.28	22.92
Uvaia 2	93.48 ± 0.12 ^b	3.18 ± 0.11 ^c	7.91 ± 0.17 ^a	2.08 ± 0.02 ^a	24.01 ± 1.16 ^a	16.94 ± 0.99 ^a	7.07 ± 0.16 ^b	62.82	19.68
Uvaia 3	96.19 ± 0.06 ^a	4.31 ± 0.22 ^a	4.87 ± 0.00 ^b	2.01 ± 0.08 ^a	18.76 ± 0.65 ^b	9.26 ± 0.54 ^b	9.50 ± 0.11 ^a	70.05	12.12

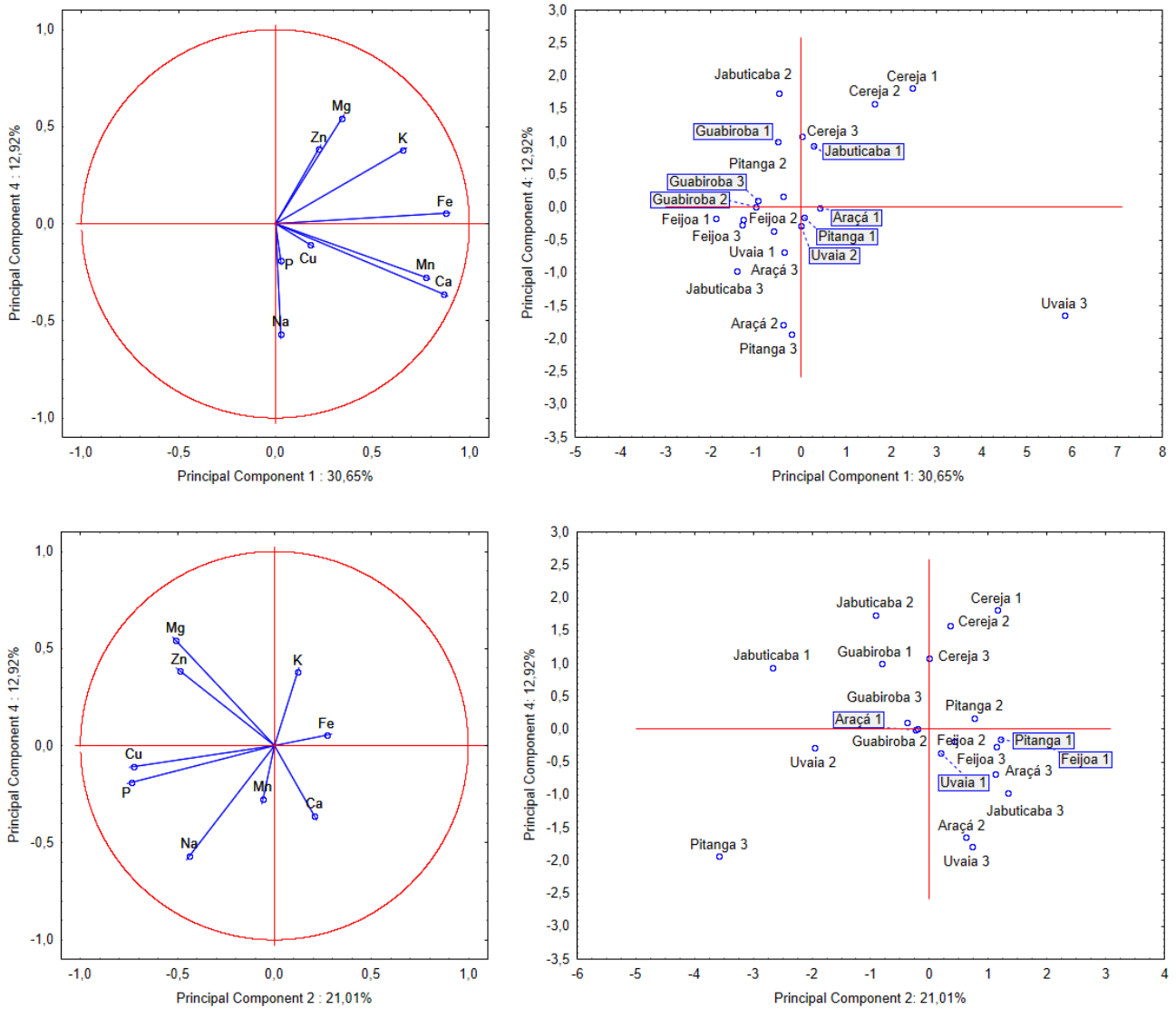
Different superscript in the same column for the same species indicate statistically significant difference ($p < 0.05$)

Values are the mean of 3 replications (\pm standard error)

Results expressed in $g \cdot 100g^{-1}$. Results expressed as dry basis.

Table 6 shows the mineral results and figure 2 shows the relationship among the mineral concentration of the different fruits of the Myrtaceae Family. The principal component (Fig. 2) is represented by Principal Components 1, 2, 3 and 4, which make up 79% of the totality. For the analysis of minerals, the content of each mineral varied statistically among almost all three samples of each harvested species, making it evident that soil differences contribute to the variability of the micronutrient content (BJÖRKMAN *et al.*, 2011; SEPTEMBRE-MALATERRE; REMIZE; POUCHERET, 2017).

Figure 2. Principal Component Analysis (PCA) for mineral parameters of the three samples of seven species from the Family Mirtaceae.



The sample 3 of *uvaia* presented the highest content of calcium (443.24 mg.100g⁻¹), iron (43.21 mg.100g⁻¹) and manganese (18.49 mg.100g⁻¹), according to Table 6 and Fig 2. The Ca value found is higher than in *jussara* (63.8 mg.100g⁻¹ of dw), *açaí* (7.8 mg.100g⁻¹ of fw) and eight native fruit species from Australia (INADA *et al.*, 2015; KONCZAK; ROULLE, 2011; MOREDA-PIÑEIRO *et al.*, 2018). In fresh weight, the value of calcium sample 3 of *uvaia* is 16.78 mg.g⁻¹. Next, the values of Ca in mg.kg⁻¹ (fresh fruit) were compared with the literature. Sample 3 of *uvaia* has a 168 mg.kg⁻¹ Ca value; this value is higher when compared to avocado (87 mg.kg⁻¹), persimmon (98 mg.kg⁻¹). Although it is lower than papaya (192 mg.kg⁻¹) and kiwifruit (236 mg.kg⁻¹) (BAREA-ÁLVAREZ *et al.*, 2016). Calcium is an essential nutrient for skeletal integrity and many biochemical processes. It is very important in human nutrition due to its direct relationship with bone mass (SHIN; KIM, 2015).

The iron value of sample 3 of *uvaia* on a fresh weight basis (1.64 mg.100g⁻¹) is higher when compared to other native fruits of Brazil, such as *buriti* (0.67 mg.100g⁻¹ fresh weight), *mangaba* (0.50 mg.100g⁻¹) and *marolo* (0.65 mg.100g⁻¹). The sample 1 of *cereja* and *pitanga* also showed pronounced values (SCHIASSI *et al.*, 2018). According to Dietary Reference Intakes (DRIs) (IOM, 2001), the value of *uvaia* 3 corresponds to 20.5% of the daily intake of iron. This essential element operates as a component of hemoglobin, myoglobin, as well as a component of several enzymatic systems, and it has an essential role in oxygen transport and cellular respiration (ABEROUMAND; DEOKULE, 2009).

The *uvaia* 3 also had the highest manganese content. For literature comparison, the value of manganese is 7.04 mg.kg⁻¹ (fresh fruit) for sample 3 of *uvaia*. This value is higher than the value for other fruits such as orange (0.4 mg.kg⁻¹ fw), banana (3.3 mg.kg⁻¹ fw), pineapple (1.5 mg.kg⁻¹ fw) and vegetables such as peas (6.0 mg.kg⁻¹ fw), beans (3.4 mg.kg⁻¹ fw) and tomatoes (2.0 mg.kg⁻¹ fw) (TINGGI; REILLY; PATTERSON, 1997).

According to Fig. 2, the three samples of *cereja* showed the highest values for potassium (2293.29; 2199.34 and 1816.14 mg.100g⁻¹ for *cereja* 1, 2 and 3, respectively). For comparison with the literature the values those values of potassium were transformed to mg.kg⁻¹ on wet basis for *cereja* are 1540, 1570 and 2040 mg.kg⁻¹. The value of sample 3 of *cereja* is higher when compared to literature values for mango (1670 mg.kg⁻¹), persimmon (1640 mg.kg⁻¹) and papaya (1840 mg.kg⁻¹). However, it presented lower values than kiwifruit (2600 mg.kg⁻¹) and avocado (5260 mg.kg⁻¹) (BAREA-ÁLVAREZ *et al.*, 2016).

For the mineral sodium, the three samples of *feijoa* and *jabuticaba*, samples 1 and 2 of *pitanga* and *uvaia*, samples 2 and 3 of *cereja*, and sample 3 of *guabiroba* presented values

below the limit of quantification. Lower concentrations of this mineral were also found in the study by (BARROS; FERREIRA; GENOVESE, 2012), which analyzed lemon, tangerine and orange ($< 3 \text{ mg}\cdot 100\text{g}^{-1} \text{ fw}$). The sample 3 of *pitanga* and the sample 2 of *araçá* presented the highest sodium content among the fruits analyzed in this study (113.11 and $66.44 \text{ mg}\cdot 100\text{g}^{-1}$, respectively). The contents of *pitanga* 3 ($11.33 \text{ mg}\cdot 100\text{g}^{-1} \text{ fw}$) were higher than those found in fruits such as custard apple ($6.3 \text{ mg}\cdot 100\text{g}^{-1} \text{ fw}$), mango and papaya ($3.8 \text{ mg}\cdot 100\text{g}^{-1} \text{ fw}$), starfruit and breadfruit ($1.4 \text{ mg}\cdot 100\text{g}^{-1} \text{ fw}$). The Na and P contents in fruits have a direct relationship with farming conditions such as soil, salinity and the use of fertilisers (BAREA-ÁLVAREZ *et al.*, 2016; SOUZA *et al.*, 2012). The mineral selenium was not detected in any of the samples analyzed in this study.

The samples 1 and 2 of *jabuticaba* exhibited superior value of magnesium for the analyzed samples (138.01 and $137.48 \text{ mg}\cdot 100\text{g}^{-1}$, respectively), followed by samples 2 and 3 of *cereja* (118.86 and $108.77 \text{ mg}\cdot 100\text{g}^{-1}$). The values of these two samples of *jabuticaba* are superior than those found by Inada *et al.* (2015) ($72.3 \text{ mg}\cdot 100\text{g}^{-1}$). When compared to other native fruits such as *buriti* ($14.29 \text{ mg}\cdot 100\text{g}^{-1} \text{ fw}$), *mangaba* ($12.80 \text{ mg}\cdot 100\text{g}^{-1} \text{ fw}$) and yellow mombin ($10.31 \text{ mg}\cdot 100\text{g}^{-1} \text{ fw}$) (SCHIASSI *et al.*, 2018), these two samples of *jabuticaba* presented a superior content on wet bases (18.28 and $18.80 \text{ mg}\cdot 100\text{g}^{-1} \text{ fw}$). *Jabuticaba* 1 also presented the highest phosphorus content ($189.18 \text{ mg}\cdot 100\text{g}^{-1}$), followed by sample 2 of *uvaia* ($172.65 \text{ mg}\cdot 100\text{g}^{-1}$) and sample 3 of *pitanga* ($162.21 \text{ mg}\cdot 100\text{g}^{-1}$). A high daily intake of magnesium and phosphorus is associated with a healthier profile (RUEL *et al.*, 2014). These last two samples also presented higher values of copper (1.52 and $1.36 \text{ mg}\cdot 100\text{g}^{-1}$), that on wet basis are 0.15 and $0.08 \text{ mg}\cdot 100\text{g}^{-1}$. These values are lower when compared to values of the literature for thirteen native Amazon fruits, which showed a content for this mineral ranging from 0.40 to $4.23 \text{ mg}\cdot 100\text{g}^{-1}$ (BERTO *et al.*, 2015).

Sample 1 of *guabiroba* and sample 1 of *araçá* presented the highest values of the mineral zinc (3.03 and $2.22 \text{ mg}\cdot 100\text{g}^{-1}$) among the analyzed samples. Zinc is necessary for the functioning of different enzymes. It is a cofactor for the antioxidant enzyme super oxide dismutase (SOD), it is present in several enzymatic reactions involved in carbohydrate and protein metabolism and it plays a vital role in an enormous number of biological processes (ABEROUMAND; DEOKULE, 2009).

Table 6. Mineral content of the seven fruits of Family Myrtaceae of the southern region of Brazil

Specie	Ca	Cu	Fe	K	Mg	Mn	Na	P	Zn
Araçá 1	191.98 ± 2.29 ^a	0.89 ± 0.01 ^a	2.89 ± 0.14 ^a	1747.24 ± 41.69 ^a	76.64 ± 1.06 ^b	1.85 ± 0.01 ^b	28.67 ± 0.06 ^b	115.63 ± 1.91 ^{ab}	2.22 ± 0.14 ^a
Araçá 2	176.79 ± 5.62 ^b	0.67 ± 0.05 ^b	1.04 ± 0.03 ^c	1373.38 ± 0.00 ^b	82.85 ± 0.39 ^a	3.36 ± 0.03 ^a	66.44 ± 1.00 ^a	98.63 ± 3.59 ^b	0.60 ± 0.07 ^b
Araçá 3	159.11 ± 2.89 ^c	0.69 ± 0.06 ^b	1.80 ± 0.05 ^b	1733.00 ± 13.28 ^a	68.63 ± 0.59 ^c	1.56 ± 0.02 ^c	16.14 ± 1.16 ^c	122.31 ± 11.97 ^a	0.69 ± 0.10 ^b
Cereja 1	165.90 ± 4.26 ^b	0.84 ± 0.00 ^b	36.07 ± 1.41 ^a	2293.29 ± 28.34 ^a	103.18 ± 1.92 ^c	1.39 ± 0.02 ^b	10.13 ± 1.30	79.57 ± 0.65 ^c	1.85 ± 0.04 ^a
Cereja 2	191.59 ± 0.00 ^a	1.09 ± 0.02 ^a	13.29 ± 0.00 ^b	2199.34 ± 6.91 ^b	118.87 ± 0.84 ^a	1.59 ± 0.01 ^a	ND	87.02 ± 2.77 ^b	1.28 ± 0.01 ^b
Cereja 3	113.79 ± 2.74 ^c	0.84 ± 0.02 ^b	3.60 ± 0.13 ^c	1816.14 ± 13.92 ^c	108.77 ± 0.61 ^b	1.42 ± 0.03 ^b	ND	122.59 ± 1.80 ^a	1.21 ± 0.30 ^b
Feijoa 1	79.33 ± 0.13 ^b	0.41 ± 0.01 ^c	1.48 ± 0.02 ^c	1037.90 ± 9.14 ^c	67.58 ± 0.57 ^b	0.64 ± 0.01 ^b	ND	91.54 ± 0.70 ^c	1.21 ± 0.15 ^a
Feijoa 2	87.43 ± 2.97 ^a	0.69 ± 0.02 ^a	1.81 ± 0.01 ^b	1298.89 ± 27.78 ^b	85.92 ± 2.27 ^a	0.76 ± 0.00 ^a	ND	140.56 ± 2.55 ^a	0.71 ± 0.01 ^b
Feijoa 3	85.06 ± 2.96 ^{ab}	0.55 ± 0.04 ^b	4.47 ± 0.16 ^a	1350.79 ± 18.37 ^a	83.49 ± 0.18 ^a	0.56 ± 0.01 ^c	ND	133.08 ± 1.84 ^b	0.36 ± 0.02 ^c
Guabiroba 1	109.25 ± 0.51 ^a	0.89 ± 0.04 ^b	3.17 ± 0.02 ^b	1216.00 ± 13.04 ^b	88.17 ± 0.95 ^a	1.37 ± 0.02 ^a	5.27 ± 0.85 ^a	110.31 ± 1.84 ^c	3.03 ± 0.68 ^a
Guabiroba 2	105.89 ± 14.29 ^a	0.68 ± 0.05 ^c	3.78 ± 0.03 ^a	1167.26 ± 20.73 ^c	86.54 ± 0.75 ^a	0.98 ± 0.01 ^c	6.05 ± 1.25 ^a	144.06 ± 0.94 ^a	1.64 ± 0.08 ^b
Guabiroba 3	84.36 ± 3.88 ^b	1.01 ± 0.03 ^a	2.05 ± 0.05 ^c	1313.61 ± 6.67 ^a	87.41 ± 0.94 ^a	1.30 ± 0.01 ^b	ND	131.28 ± 3.54 ^b	1.28 ± 0.10 ^b
Jabuticaba 1	63.54 ± 6.67 ^b	1.08 ± 0.02 ^a	2.80 ± 0.08 ^a	1392.05 ± 6.91 ^a	138.01 ± 0.69 ^a	6.56 ± 0.02 ^a	ND	189.18 ± 8.38 ^a	1.64 ± 0.02 ^b
Jabuticaba 2	53.49 ± 0.53 ^c	0.41 ± 0.06 ^c	2.43 ± 0.12 ^b	1324.71 ± 13.34 ^b	137.48 ± 1.16 ^a	3.28 ± 0.04 ^b	ND	153.92 ± 3.44 ^b	1.95 ± 0.06 ^a
Jabuticaba 3	124.56 ± 0.65 ^a	0.76 ± 0.04 ^b	1.78 ± 0.01 ^c	1159.03 ± 17.24 ^c	47.90 ± 2.58 ^b	1.17 ± 0.02 ^c	ND	106.87 ± 0.65 ^c	1.13 ± 0.02 ^c
Pitanga 1	164.56 ± 6.06 ^a	0.79 ± 0.03 ^c	21.22 ± 1.33 ^a	1177.12 ± 18.04 ^c	92.44 ± 0.77 ^b	1.00 ± 0.09 ^a	ND	101.18 ± 7.50 ^b	0.83 ± 0.02 ^c
Pitanga 2	141.74 ± 6.91 ^b	0.85 ± 0.10 ^b	7.65 ± 1.51 ^b	1390.64 ± 35.01 ^a	89.09 ± 0.76 ^c	0.83 ± 0.02 ^b	ND	102.01 ± 3.03 ^b	1.10 ± 0.02 ^b
Pitanga 3	121.36 ± 2.04 ^c	1.52 ± 0.05 ^a	3.11 ± 0.12 ^c	1319.67 ± 0.00 ^b	104.67 ± 1.63 ^a	0.75 ± 0.01 ^b	113.11 ± 1.18	162.21 ± 2.72 ^a	1.57 ± 0.04 ^a
Uvaia 1	78.48 ± 0.72 ^c	0.71 ± 0.01 ^b	1.74 ± 0.08 ^c	1432.14 ± 13.14 ^b	68.10 ± 0.87 ^c	5.66 ± 0.06 ^b	ND	144.53 ± 1.31 ^c	1.40 ± 0.01 ^c
Uvaia 2	149.05 ± 4.97 ^b	1.36 ± 0.03 ^a	3.06 ± 0.12 ^b	1382.85 ± 7.17 ^c	81.40 ± 0.47 ^b	2.58 ± 0.04 ^c	ND	172.65 ± 1.24 ^a	1.95 ± 0.03 ^a
Uvaia 3	443.24 ± 2.62 ^a	0.74 ± 0.03 ^b	43.21 ± 1.70 ^a	1757.03 ± 19.22 ^a	97.16 ± 3.12 ^a	18.49 ± 0.13 ^a	8.89 ± 0.88	153.06 ± 1.92 ^b	1.55 ± 0.01 ^b

Different superscript in the same column for the same species indicate statistically significant difference (p<0.05)

Values are the mean of 3 replications (± standard error)

Results expressed in mg.100g⁻¹.

Results expressed as dry basis.

4 CONCLUSION

The evaluated fruits had high moisture contents, low lipid contents, and most of the fiber available was composed of insoluble fiber for all analyzed samples. The species *Campomanesia xanthocarpa* O. Berg, from the city of Antônio Prado (*Guabiroba* 3), and the species *Eugenia uniflora* L, collected from Sete de Setembro (*Pitanga* 1) and Antônio Prado (*Pitanga* 2) cities had high concentrations of total soluble solids, which can be correlated with the sweetness of these fruits.

Fruits of the Myrtaceae family of southern Brazil have a balanced mineral content, thus contributing to an appropriate intake of essential mineral elements. These fruits have low concentrations of Na and Cu, and great concentrations of K. The sample 3 of *uvaia* (*Eugenia pyriformis* Cambess) stood out for calcium, manganese and iron. The concentration of this last mineral makes up to 20% of the DRI. As the results of the seven analyzed species showed, a diet should be as diversified as possible, since fruits vary greatly in their content of macro and micronutrients.

Acknowledgements

The authors thank the "Biodiversity for Food and Nutrition" Project and the Ministry of the Environment, Global Environmental Facility (GEF), Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) and Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) for fellowships and financial support.

REFERENCES

ABEROUMAND, A.; DEOKULE, S. S. Determination of elements profile of some wild edible plants. **Food Analytical Methods**, 2009. v. 2, n. 2, p. 116–119.

AOAC. **Official methods of analysis of AOAC International**. 19th ed. ed. [S.l.]: [s.n.], 2012.

BAREA-ÁLVAREZ, M. *et al.* Subtropical fruits grown in Spain and elsewhere: A comparison of mineral profiles. **Journal of Food Composition and Analysis**, 2016. v. 48, p. 34–40.

BARROS, H. R.; FERREIRA, T. A. P.; GENOVESE, M. I. Antioxidant capacity and mineral content of pulp and peel from commercial cultivars of citrus from Brazil. **Food Chemistry**, 2012. v. 134, n. 4, p. 1892–1898. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2012.03.090>>.

BERTO, A. *et al.* Proximate compositions, mineral contents and fatty acid compositions of native Amazonian fruits. **Food Research International**, 2015. v. 77, p. 441–449. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodres.2015.08.018>>.

BJÖRKMAN, M. *et al.* Phytochemicals of Brassicaceae in plant protection and human health - Influences of climate, environment and agronomic practice. **Phytochemistry**, 2011. v. 72, n. 7, p. 538–556.

BLIGH, E. G.; DYER, W. J. Canadian Journal of Biochemistry and Physiology. **Canadian Journal of Biochemistry and Physiology**, 1959. v. 37, n. 8, p. 911–917.

BORGES, L. L.; CONCEIÇÃO, E. C.; SILVEIRA, D. Active compounds and medicinal properties of Myrciaria genus. **Food Chemistry**, 2014. v. 153, p. 224–233. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2013.12.064>>.

BVENURA, C.; SIVAKUMAR, D. The role of wild fruits and vegetables in delivering a balanced and healthy diet. **Food Research International**, 2017. v. 99, n. June, p. 15–30.

CAPRIOLI, G. *et al.* Volatile profile, nutritional value and secretory structures of the berry-like fruits of *Hypericum androsaemum* L. **Food Research International**, 2016. v. 79, p. 1–10. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodres.2015.11.021>>.

CORADIN, L.; SIMINSKI, A.; REIS, A. **Espécies nativas da flora brasileira de valor econômico atual ou potencial: plantas pra o futuro**. [S.l.]: [s.n.], 2011.

DEVRIES, J. . Dietary fiber: the influence of definition on analysis and regulation. **J. AOAC Int.**, 2004. v. 87, p. 682–706.

FDA. **Hazard Analysis and Risk-Based Preventive Controls for Human Food**: Guidance for Industry. 2016. p. 1–185. Disponível em: <<http://www.fda.gov/Food/GuidanceRegulation/FSMA/ucm459719.htm>>.

FULTON, S. L. *et al.* The Effect of Increasing Fruit and Vegetable Consumption on Overall Diet: A Systematic Review and Meta-analysis. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, 2016. v. 56, n. 5, p. 802–816.

GARCIA-AMEZQUITA, L. E. *et al.* Differences in the dietary fiber content of fruits and their by-products quantified by conventional and integrated AOAC official methodologies. **Journal of Food Composition and Analysis**, 2018. v. 67, n. December 2017, p. 77–85.

GORDON, A. *et al.* Chemical characterization and evaluation of antioxidant properties of Açaí fruits (*Euterpe oleracea* Mart.) during ripening. **Food Chemistry**, 2012. v. 133, n. 2, p. 256–263.

GOVAERTS, R. *et al.* **World Checklist of Myrtaceae**. Royal Bota ed. [S.l.]: [s.n.], 2008.

GRANATO, D. *et al.* Use of principal component analysis (PCA) and hierarchical cluster analysis (HCA) for multivariate association between bioactive compounds and functional properties in foods: A critical perspective. **Trends in Food Science and Technology**, 2018. v. 72, n. December 2017, p. 83–90.

GRATTAPAGLIA, D. *et al.* Progress in Myrtaceae genetics and genomics: Eucalyptus as the pivotal genus. **Tree Genetics and Genomes**, 2012. v. 8, n. 3, p. 463–508.

HAMINIUK, C. W. I. *et al.* Chemical, antioxidant and antibacterial study of Brazilian fruits. **International Journal of Food Science and Technology**, 2011. v. 46, n. 7, p. 1529–1537.

INADA, K. O. P. *et al.* Screening of the chemical composition and occurring antioxidants in jaboticaba (*Myrciaria jaboticaba*) and jussara (*Euterpe edulis*) fruits and their fractions. **Journal of Functional Foods**, 2015. v. 17, p. 422–433. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.jff.2015.06.002>>.

INSTITUTO ADOLFO LUTZ. Análise sensorial. **Métodos Físico-Químicos para Análise de Alimentos**, 2008. n. 1, p. 42. Disponível em: <http://www.ial.sp.gov.br/index.php?option=com_remository&Itemid=20&func=select&id=1&orderby=1>.

ISO. INTERNATIONAL ORGANIZATION FOR STANDARDIZATION. **ISO Guide 30:2015. Reference materials -- Selected terms and definitions, ISO**. Geneva, Switzerland: [s.n.], 2015.

JOLLIFFE, I. T. **Principal Component Analysis**. [S.l.]: [s.n.], 2002.

KACZMARCZYK, MELISSA M., MILLER, MICHAEL J., FREUND, G. G. The health benefits of dietary fiber: beyond the usual suspects of type 2 diabetes, cardiovascular disease and colon cancer. **Metabolism**, 2013. v. 61, n. 8, p. 1058–1066.

KONCZAK, I.; ROULLE, P. Nutritional properties of commercially grown native Australian fruits: Lipophilic antioxidants and minerals. **Food Research International**, 2011. v. 44, n. 7, p. 2339–2344.

LETERME, P. *et al.* Mineral content of tropical fruits and unconventional foods of the Andes and the rain forest of Colombia. **Food Chemistry**, 2006. v. 95, n. 4, p. 644–652.

MCCOOK-RUSSELL, K. P. *et al.* Nutritional and nutraceutical comparison of Jamaican *Psidium cattleianum* (strawberry guava) and *Psidium guajava* (common guava) fruits. **Food Chemistry**, 2012. v. 134, n. 2, p. 1069–1073. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2012.03.018>>.

- MCRORIE, J. W.; MCKEOWN, N. M. Johnson W. McRorie, Jr, PhD; Nicola M. McKeown, PhD. 2017.
- MIRDEHGHAN, S. H.; RAHEMI, M. Seasonal changes of mineral nutrients and phenolics in pomegranate (*Punica granatum* L.) fruit. **Scientia Horticulturae**, 4 jan. 2007. v. 111, n. 2, p. 120–127. Disponível em: <<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0304423806003918>>. Acesso em: 29 jan. 2018.
- MOREDA-PINHEIRO, J. *et al.* Multi-element determinations in foods from Amazon region by ICP-MS after enzymatic hydrolysis assisted by pressurisation and microwave energy. **Microchemical Journal**, 2018. v. 137, p. 402–409.
- NERI-NUMA, I. A. *et al.* Small Brazilian wild fruits: Nutrients, bioactive compounds, health-promotion properties and commercial interest. **Food Research International**, 2018. v. 103, n. May 2017, p. 345–360. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodres.2017.10.053>>.
- NOGUEIRA, A. M.; FERREIRA, A.; SILVA FERREIRA, M. F. DA. Transferability of Microsatellites from *Psidium guajava* to *Eugenia*, *Myrciaria*, *Campomanesia*, and *Syzygium* Species (Myrtaceae). **Plant Molecular Biology Reporter**, 2016. v. 34, n. 1, p. 249–256.
- OLIVEIRA, V. B. *et al.* Native foods from Brazilian biodiversity as a source of bioactive compounds. **Food Research International**, 2012. v. 48, n. 1, p. 170–179. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodres.2012.03.011>>.
- PÉREZ-MORA, W.; JORRIN-NOVO, J. V.; MELGAREJO, L. M. Substantial equivalence analysis in fruits from three *Theobroma* species through chemical composition and protein profiling. **Food Chemistry**, 2018. v. 240, n. July 2017, p. 496–504. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2017.07.128>>.
- RAGAERT, P. *et al.* Consumer perception and choice of minimally processed vegetables and packaged fruits. **Food Quality and Preference**, 2004. v. 15, n. 3, p. 259–270.
- RETAMALES, J. B. World temperate fruit production: characteristics and challenges. **Revista Brasileira de Fruticultura**, 2011. v. 33, n. spe1, p. 121–130. Disponível em: <http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0100-29452011000500015&lng=en&tlng=en>.
- RUEL, G. *et al.* Association between nutrition and the evolution of multimorbidity: The importance of fruits and vegetables and whole grain products. **Clinical Nutrition**, 2014. v. 33, n. 3, p. 513–520. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.clnu.2013.07.009>>.
- SCHIASSI, M. C. E. V. *et al.* Fruits from the Brazilian Cerrado region: Physico-chemical characterization, bioactive compounds, antioxidant activities, and sensory evaluation. **Food Chemistry**, 2018. v. 245, n. June 2017, p. 305–311. Disponível em: <<https://www.scopus.com/inward/record.uri?eid=2-s2.0-85032377721&doi=10.1016%2Fj.foodchem.2017.10.104&partnerID=40&md5=576da7dd0284fd19b169ca25b1407ed6>>.
- SEPTEMBRE-MALATERRE, A.; REMIZE, F.; POUCHERET, P. Fruits and vegetables, as a source of nutritional compounds and phytochemicals: Changes in bioactive compounds during lactic fermentation. **Food Research International**, 2017. n. August.

SHIN, C. S.; KIM, K. M. Calcium, Is It Better to Have Less? - Global Health Perspectives. **Journal of Cellular Biochemistry**, 2015. v. 116, n. 8, p. 1513–1521.

SILVA, E. P. DA *et al.* Characterization of chemical and mineral composition of marolo (*Annona crassiflora* Mart) during physiological development. **Food Science and Technology**, 2017. v. 37, n. 1, p. 13–18.

SOUZA, V. R. DE *et al.* Determination of bioactive compounds, antioxidant activity and chemical composition of Cerrado Brazilian fruits. **Food Chemistry**, 2012. v. 134, n. 1, p. 381–386.

STANDARDIZATION, I. O. F. **ISO guide 35 reference materials e general and statistical principles for certification**. 2006.

TINGGI, U.; REILLY, C.; PATTERSON, C. Determination of manganese and chromium in food by atomic absorption spectrometry after wet digestion. **Food chemistry**, 1997. v. 60, n. 1, p. 123–128.

TOBARUELA, E. D. C. *et al.* Application of dietary fiber method AOAC 2011 . 25 in fruit and comparison with AOAC 991 . 43 method. **Food Chemistry**, 2017. v. 238, p. 87–93. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2016.12.068>>.

TORRES, E. A. F. . *et al.* Composição centesimal e valor calórico de alimentos de origem animal. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, ago. 2000. v. 20, n. 2, p. 145–150. Disponível em: <http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0101-20612000000200003&lng=pt&nrm=iso&tlng=pt>. Acesso em: 29 jan. 2018.

YAHIA, E. M. **The Contribution of Fruit and Vegetable Consumption to Human Health, in Fruit and Vegetable Phytochemicals: Chemistry, Nutritional Value, and Stability**. Wiley-Blac ed. Oxford, UK.: [s.n.], 2009.

Manuscrito 2

**DETERMINATION OF VITAMIN COMPOSITION, BIOACTIVE COMPOUNDS
AND ANTIOXIDANT CAPACITY OF SEVEN FRUIT SPECIES FROM THE
MYRTACEAE FAMILY IN SOUTH BRAZIL**

Manuscrito em preparação para submissão ao periódico
Food Research International

Helena de Oliveira SCHMIDT ^a, Fernanda Camboim ROCKETT ^a, Carlos Henrique PAGNO ^a, Jucelaine POSSA ^b, Renato Queiroz ASSIS ^a, Viviani Ruffo de OLIVEIRA ^b, Vanuska Lima SILVA ^b, Simone Hickmann FLÔRES ^a, Alessandro de Oliveira. RIOS ^{a*}

^a Institute of Food Science and Technology, Federal University of Rio Grande do Sul (UFRGS). Avenue Bento Gonçalves, 9500, Prédio 43.212, Campus do Vale, Porto Alegre, RS, CEP 91501-970, Brazil.

^b Department of Nutrition, Federal University of Rio Grande do Sul (UFRGS), Rua Ramiro Barcelos, 2400, Santa Cecília, Porto Alegre, RS, CEP: 90040-060, Brazil.

ABSTRACT: The consumption of native tropical fruits, usually unexplored, might be an source of ingestion of bioactive compounds and vitamins. The aim of this study was to determine the composition of vitamins and bioactive compounds and the antioxidant activity of seven native fruits from South Brazil. The vitamin and bioactive compound contents vary among the same species from different regions, showing that factors such as soil and climate interfere with fruit composition. The sample 1 of *uvaia* presented the highest value of β -carotene, lutein, zeaxanthin, and α -carotene of all analyzed samples. The three *pitanga* samples presented the highest lycopene and vitamin A content of all seven species analyzed. The cyanidin 3-glucoside was the most common anthocyanin found in fruits in the present study. The samples of *guabiroba* analyzed stood out by the high content of vitamin C presented. The values of pantothenic acid presented in *jabuticaba* account for 20% of daily necessities. In conclusion, the contents of bioactive compounds and vitamins are promising in the native fruits studied.

Keywords: Carotenoids; anthocyanins; complex B vitamins; food analysis; HPLC.

1 INTRODUCTION

Brazil is a country with favorable geographical and climatic characteristics for fruit production. However, many native and exotic fruit species remain unexplored despite their high nutritional and economic potential (SCHIASSI *et al.*, 2018). In the last few years, the number of studies with native fruits in Brazil has increased. The different climates of the country result in a diversity of native fruit species that can be found in regions such as the Southeast, the Cerrado, the Amazon and the South (BERTO *et al.*, 2015; SCHIASSI *et al.*, 2018; SERAGLIO *et al.*, 2018; SILVA *et al.*, 2014).

The Myrtaceae is a large family of flowering plants. It comprises 142 genera and 5500 species predominantly found in the Southern Hemisphere, occurring mainly in tropical and subtropical regions and being one of the main fruit families in the Brazilian Atlantic Forest (CORADIN; SIMINSKI; REIS, 2011; THORNHILL *et al.*, 2015). This family includes well-known and economically important genera such as Eucalyptus, Melaleuca, Leptospermum, Syzygium, and Psidium. Australia has the highest population of Myrtaceae, with taxa from 14 of the 17 tribes in its flora. The family also occurs in South America, Southeast Asia, Africa, India, New Caledonia, and many Pacific Islands, extending as far north as Hawaii (THORNHILL *et al.*, 2015). Therefore, studies with Myrtaceae species contribute to many countries worldwide.

The consumption of various types of tropical fruits has increased in the international and domestic markets due to the high nutritional and functional significance they hold for human health (SIRIAMORNPUN; KAEWSEEJAN, 2017). Fruits being rich in phenolic compounds, carotenoids and vitamins are plentiful in bioactive compounds. These bioactive compounds have high antioxidant capacity and potential chemopreventive effects (BARBA *et al.*, 2017). Natural antioxidants in food have attracted interest because of their safety, potential nutritional and therapeutic effects. It is recognized that besides a role in the endogenous defense of plants, antioxidants can afford protection against some pathological events when included in the human diet (RUFINO *et al.*, 2009). carotenoids and anthocyanins can be highlight due to their antioxidant activity.

Among the bioactive compounds, carotenoids are natural pigments present in vegetables and fruits which are used as food additives and possess important physiological properties. They are also excellent antioxidants, as they are precursors of vitamin A. Epidemiological studies have associated consumption of bioactive compounds with reduced risk of developing chronic diseases (RAPOSO; MORAIS; MORAIS; 2015; VARGAS-

MURGA *et al.*, 2016). A subgroup of flavonoids, the anthocyanidins, comprises the red/blue pigments found in fruits and flowers that have high bioactivity such as antioxidant effects. Anthocyanins are anthocyanidins with sugar groups, there are more than 20 different anthocyanidins in total; 6 of them are most frequently reported to be bioactive: cyanidin, delphinidin, pelargonidin, malvidin, peonidin and petunidin (XIE *et al.*, 2018).

Vitamins are a chemically heterogeneous class of compounds which play an important role in human nutrition since they are essential micronutrients in small amounts, involved in metabolic and physiological functions in human body systems. They are classified as water-soluble and fat-soluble. The vitamin B complex and vitamin C are part of the first group (NIMALARATNE *et al.*, 2014). Fruits can have significant amounts of vitamins and supply part of the daily recommended intake (DRI) for the population.

In addition, vitamins, anthocyanins and carotenoids have antioxidant properties and have been indicated because of their possible effects in the prevention of chronic diseases, as well as because of their role in helping in the homeostasis of the organism (BAO, T. *et al.*, 2018; HUNG *et al.*, 2004; NIMALARATNE *et al.*, 2014). However, the content of bioactive compounds and vitamins is influenced by climatic factors, crop type, variety, environmental conditions, location, maturity and agronomical practices such as irrigation and germination influencing taste, human health and plant defense mechanisms (BJÖRKMAN *et al.*, 2011). Based on this context, the aim of this research was the determination of vitamin composition, bioactive compounds and antioxidant capacity of seven fruits belonging to the Myrtaceae Family from different regions in South Brazil.

2 MATERIALS AND METHODS

2.1 Chemical

Analytical grade reagents such as sodium acetate, monobasic and dibasic sodium phosphate, potassium phosphate monobasic and dibasic and potassium persulfate were obtained from Comercial Neon[®] (São Paulo, Brazil). Hydrochloric acid (HCl), supra pure sulfuric acid, 85% orthophosphoric acid, acetone, ethanol, methyl alcohol, petroleum ether, and ethyl ether were obtained from Dinâmica Química Contemporânea[®] (São Paulo, Brazil). High performance liquid chromatography (HPLC) grade reagents such as metil tert-butyl ether (MTBE), acetonitrile, dimethylformamide, and methanol were acquired from Panreac AppliChem[®] (Barcelona, Spain).

Standards of D-pantothenic acid (hemicalcic), D-biotin, pyridoxine hydrochloride (B6), thiamine hydrochloride (B1), riboflavin (B2), nicotinic acid, tetrahydrofolic acid, folic acid and fungal Taka-diastase enzyme, ABTS radical [2,2'-azino-bis-(3-ethylbenzthiazoline-6-sulfonic acid)] and Trolox ((\pm) -6-Hydroxy-2,5,7,8-tetramethylchromane-2-carboxylic acid), (all-*E*)- β -carotene, (all-*E*)- β - cryptoxanthin, cyanidin-3-glucoside, cyanidin-3,5-glucoside, delphinidin-3- β -glucoside, pelargonidin-3-glucoside and pelargonidin-3,5-diglucoside were purchased from Sigma-Aldrich[®] (St Louis, USA). (all-*E*)- α -carotene and zeaxanthin were donated by Fluka Analytical[®], (all-*E*)-Lutein were obtained from Indofine Chemical Company (New Jersey, USA) and standards of ascorbic acid were acquired from Neon Comercial[®] (São Paulo, Brazil). Purified water was obtained through a Milli-Q[®] system (Integral, 10). The samples and solvents were filtered through Millipore 0,45 μm membranes (Millex LCR 0,45 μm , 13 mm).

2.2 Samples

Three fruit samples of each species were harvested from three different locations in the states of Rio Grande do Sul and Santa Catarina, Brazil, according to Table 1. All of the fruits were ripe, and were harvested from October 2016 to March 2017. The fruit samples were selected by visual inspection, washed in running water and sanitized by immersion in chlorinated solution (30 $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ for 15 min). Following washing, samples were depulped, homogenized (Braesi, DES-20, Caxias do Sul, Brazil) and lyophilized (Liotop, L101, São Paulo, Brazil). The edible parts of the fruit were used. For all samples, shell, pulp and seeds were employed, with the exception of *feijoa*, which had only the pulp and seed used (a 2 mm peel was removed). After being lyophilized, the samples were packed in plastic vacuum packages (FASTVAC[®], F200 flash, São Paulo, Brazil) and stored in a freezer at -18 °C until further use.

Table 1. Information on the seven Myrtaceae Family species harvested in three different regions of Brazil

Scientific name	Common name	Origin (City, State)	Geographical coordinate (GPS)	Quantity	Herbarium number ^a
<i>Psidium cattleianum</i> Sabine 'red'	Red Araçá 1	Antônio Prado, RS	28°51'35.11"S 51°23'51.71"W	5 kg	ICN 186745
	Red Araçá 2	Pelotas, RS	31°67'80.74" , 52°44'32.71"W	8 kg	ICN 186746
	Red Araçá 3	Ipê, RS	28°82'16.67"S 1°27'97.22" W	8 kg	ICN 186747
<i>Eugenia involucrata</i> DC.	Cereja 1	Viamão, RS	30°8'3.92"S 51°1'49.30"W	4.5 kg	ICN 193953
	Cereja 2	Rolante, RS	29°38'0.39"S 50°34'18.47"W	4 kg	ICN 193954
	Cereja 3	Antônio Prado, RS	28°51'35.11"S 51°23'51.71"W	4.7 kg	ICN 193959
<i>Acca sellowiana</i> (O. Berg) Burret	Feijoa 1	Antônio Prado, RS	28°51'25.60" , 51°16'56.15"W	2 kg	ICN 187146
	Feijoa 2	Ipê, RS	28°82'16.67"S 51°27'97.22"W	2 kg	ICN 187147
	Feijoa 3	São Joaquim, SC	28°16'34.47"S 49°56'9.57"W	4.5 kg	ICN 187148
<i>Campomanesia xanthocarpa</i> O.Berg	Guabiroba1	Pelotas, RS	31°67'80.74"S 52°44'32.71"W	2 kg	ICN 193957
	Guabiroba 2	Viamão, RS	30°8'3.92"S 50°34'18.47"W	3 kg	ICN 193952
	Guabiroba 3	Antônio Prado, RS	28°51'35.11"S 51°23'51.71"W	3 kg	ICN 193964
<i>Plinia peruviana</i> (Poir.) Govaerts	Jabuticaba 1	Iporã do Oeste, SC	26°59'12.88"S 53°32'12.07"W	4 kg	ICN 193956
	Jabuticaba 2	Rolante, RS	29°38'0.39"S 50°34'18.47"W	8 kg	ICN 193951
	Jabuticaba 3	Aratiba, RS	27°22'52.85"S 52°13'22.57"W	5 kg	ICN 193955
<i>Eugenia uniflora</i> L.	Pitanga 1	Sete de Setembro, RS	28°12'26.48"S 54°29'31.84"W	4 kg	ICN 193958
	Pitanga 2	Antônio Prado, RS	28°51'35.11"S 51°23'51.71"W	4 kg	ICN 193947
	Pitanga 3	Florianópolis, SC	27°26'00.3"S 48°30'54.7"W	6 kg	ICN 187144
<i>Eugenia pyriformis</i> Cambess.	Uvaia 1	Pelotas, RS	31°67'80.74"S 52°44'32.71"W	7.5 kg	ICN 187144
	Uvaia 2	Nova Santa Rita, RS	29°52'18.7"S 51°15'34.0"W	3 kg	ICN 193965
	Uvaia 3	Arvorezinha, RS	28°52'21.8"S 52°11'09.9"W	3.5 kg	ICN 194095

^a ICN: Institute of Natural Sciences

2.3 Extraction of vitamins

2.3.1 Vitamins B Complex

The following B vitamins were determined: thiamine (B1), riboflavina (B2), niacina (B3), pantothenic acid (B5), pyridoxine (B6) and biotin (B7). The vitamins were determined following methodology by Moreschi, (2006), Presoto; Almeida-Muradian (2008), Abe-Matsumoto; Sampaio; Bastos (2016) with a daptations.

To perform an acid extraction, the freeze-dried samples (1.0 ± 0.5 g) were diluted in 10 mL hydrochloric acid 0.1 N in Erlenmeyer flasks and were kept in a water bath (Dubnoff NT232 – Novatecnica[®]) at 100 °C for 30 min (for vitamins B1, B3, B5, B7) or autoclaved (Digitale 2L AV30) at 121 °C for 45 min (for B2 and B6). After samples cooled and an enzymatic reaction was performed. For this, the pH was adjusted to 4.0-4.5 with sodium acetate 5.0 M (for B1, B2, B3, B6) or with sodium phosphate buffer pH 9.0 (for B5 and B7) and the Taka-Diastase enzyme (0.5 g) was added; samples were kept in a water bath (42° C.2 hs⁻¹) under stirring. The extracts were added to a flask and the volume was completed to 25 mL with sodium phosphate buffer 0.05 M (for B1, B3, B5, B7) or to 100 mL with MiliQ[®] water (to B2 and B6) and filtered through pleated filter paper. The samples were stored in amber flasks until the time of analysis.

2.3.2 Vitamin C

The determination of vitamin C content was based on the methodology proposed by ROSA *et al.*, (2007) with some modifications. Each 2 g lyophilized sample was homogenized in an Ultra-Turrax (IKA[®]/ T25 digital) with 20 mL of 96% sulfuric acid 0.05 M for 1 minute. After, samples were centrifuged (Hitach[®] CR 21 GIII-HIMAC centrifuge) at 25.400 g for 15 minutes and then filtered through Millipore 0.45 µm membranes.

2.3.3 Vitamin A

Vitamin A activity was calculated according to NAS-IOM (2001), based on retinol equivalent activity ($\mu\text{g.EAR}^{-1}$). This system of conversion of pro-vitamin A carotenoids into vitamin A considers: 1 equivalent of retinol activity = 12 µg β-carotene; 1 equivalent of retinol activity = 24 µg of other pro-vitamin A (α-carotene, β-cryptoxanthin and γ-carotene) carotenoids. Thus, the following carotenoids were considered in this study: β-carotene, α-carotene, and β-cryptoxanthin.

2.4 Extraction of the Bioactive Compounds

2.4.1 Carotenoids

The exhaustive extraction of carotenoids was prepared according to Rodriguez-Amaya (2001). The extract from the freeze-dried sample was homogenized with acetone in Ultra-Turrax (IKA[®]/ T25 digital). Afterwards, the partitioning with petroleum ether and ethyl ether mixture [1:1 (v/v)] was performed and the sample was saponified with 10% methanolic KOH overnight at room temperature. After removal of the alkali by washing with distilled water, the extract was concentrated in a rotary evaporator (Quimis[®] / Q334.2) (T <25 ° C), dried in a nitrogen flow and stored in amber tubes in the freezer (-18 °C) for further quantification by high performance liquid chromatography (HPLC). For the analysis, the concentrated extract was diluted in MTBE, placed in an ultrasound (Unique[®], model USC 1400A) for 15 minutes and filtered in a Millex LCR 0.45 µm filter for posterior injection in the chromatograph.

2.4.2 Anthocyanins

Anthocyanins were analyzed according to Zanatta *et al.* (2005). For the extraction, 0.5g of freeze-dried sample were diluted with a methanolic solution of 1% HCl and homogenized Ultra-Turrax (IKA[®], T25 digital). The extraction was repeated exhaustively until the sample showed no more color. Then the solution was vacuum filtered. The extract of anthocyanins was filtered in a Millex LCR 0.45 µm filter and immediately injected into HPLC.

2.4.3 Antioxidant capacity

The determination of the total antioxidant capacity of fruits was performed by the capture of the ABTS free radical according to the methodology used by Rufino *et al.* (2007). For the extract, 1 g of freeze-dried sample was diluted with 20 mL of 50% methanol and homogenized in Ultra-Turrax[®]. After that, the sample was allowed to rest for 60 minutes in the dark. The extract was centrifuged at 25.400 g for 15 minutes and the supernatant was transferred to a 50 mL amber volumetric flask. This process was repeated with 70% acetone instead of methanol. The volumetric flask was filled to 50 mL. Test tubes with three different

dilutions were prepared in triplicate from the obtained extract. In a dark environment, a 100 μL aliquot of each dilution extract was transferred to test tubes with 1.0 mL of the ABTS radical. The tubes were homogenized on a shaker and after 6 minutes of mixing the reading was performed at 734 nm in a spectrophotometer (Shimadzu® UV -1800 $\hat{\text{A}}$ ° C). The results were expressed in Trolox equivalent ($\mu\text{Mol.g}^{-1}$) in dry weight.

To prevent the degradation of bioactive compounds and vitamins during analysis, the preparation of the samples was conducted in the dark under controlled temperature (22 °C). The extraction was conducted in triplicate for all experiments.

2.5 Instrumentation and chromatographic conditions

The analyzes were performed on an Agilent® chromatograph equipment, 1100 series (Santa Clara, CA, USA), equipped with a quaternary solvent pumping system (G1311A – DE14917573 Agilent 1100 Series, Waldbronn, Germany) with a UV-Vis detector (G1314B – DE71358944 Agilent 1100 Series, Waldbronn, Germany), and a fluorescence detector (G1321A- Agilent 1100 Series, Waldbronn, Germany).

The Vitamin B Complex was separated on a C₁₈ ODS Phenomenex HyperClone™, Allcrom (120 A, 250 x 4.6 mm, 5 μm). The analysis of riboflavin and pyridoxine was performed in an isocratic running with a 1 mL.min⁻¹ flow at a column temperature of 25° C and the injection volume of 10 μL ; the detection was done by fluorescence. For the riboflavin, a linear mobile phase (a mixture of potassium phosphate buffer pH 7.2 with dimethylformamide 85:15 (v/v) was used for 10 minutes, with excitation of 450 nm and emission of 530 nm. For pyridoxine analysis the mobile phase consisted of potassium phosphate buffer pH 2.5 and acetonitrile 94:4 (v/v) for 6 minutes, with an excitation of 296 nm and emission of 390 nm, according to Moreschi (2006), Presoto and Almeida-Muradin (2008). The thiamine and niacin were separated using as mobile phase a linear gradient initial elution of sodium phosphate buffer pH 3,0/metanol at 98:2 (v/v) to 40:60 (v/v) over 9 minutes, and 98:2 (v/v) for up to 15 minutes. The flow rate was 0.6 mL.min⁻¹, column temperature of 29 °C and 20 μL of injection. The UV-vis spectrum was obtained at 254 nm. The pantothenic acid and biotin were separated using sodium phosphate buffer pH 3.0/acetonitrile at 85:15 (v/v) as mobile phase, with a 0.6 mL.min⁻¹ flow rate at 27 °C, for 15 minutes and 20 μL of injection. The detection was done by UV- vis, with spectra obtained in 209 nm, as previously described by Abe-Matsumoto, Sampaio, Bastos (2016) with adaptations. The results were expressed in milligrams per 100 grams (dry weight). The limits

of detection (LOD) and quantification (LOQ) are shown in Table 2 and the results are expressed in milligrams per 100 grams (dry weight).

The carotenoids were separated on a C30 reversed phase polymeric column, YMC (250 x 4.6 mm, 3 μ m). The mobile phase was water, methanol and MTBE, starting at 5:90:5 (v/v/v), reaching 0:95:5 (v/v/v) in 12 min, 0:89:11 (v/v/v) in 25 min, 0:75:25 (v/v/v) in 40 min and finally 0:50:50 (v/v/v) after a total of 60 min, with a flow rate of 1 mL.min⁻¹ and an injection volume of 5 μ L at 22 °C . The spectrum was processed at 450 nm and results were expressed in micrograms per 100 grams (dry weight).

For the analysis of anthocyanins, a C18 Shim-pak CLC-ODS (5 μ m, 250 x 4.6 mm) reversed-phase column was used, with a linear gradient elution of aqueous phosphoric acid (4%) and acetonitrile at 85:15 to 20:80 (v/v) applied as mobile phase for 25 minutes, according to conditions established experimentally by Vargas *et al.* (2016). The mobile phase flow rate was 1.0 mL.min⁻¹ and column temperature was maintained at 29 °C. The chromatograms were processed at 520 nm. The results were expressed in milligrams per 100 grams (dry weight). The limits of LOD and LOQ for carotenoids and anthocyanins are shown in Table 2.

For vitamin C, samples were analyzed in Waters Alliance (2695, Milford, MA, USA) chromatograph equipped with a quaternary solvent pump system connected to an diode-array detector (DAD 2996). A C18 polymer column (250 mm x 4.6 mm, 5 μ m) was used. The mobile phase was 0.05 M sulfuric acid, with a flow rate of 1.0 mL.min⁻¹, an injection volume of 10 μ L and a wavelength of 254 nm. Vitamin C was quantified by the injection of the ascorbic acid standard on the day of analysis. The results were expressed in milligrams per 100 grams (dry weight).

2.6 Statistical analysis

The statistic analysis was performed by analysis of variance (ANOVA) with a test of comparison of the means by applying a Tukey test at a significance level of 5 % and a Principal Component Analysis (PCA) test was performed using Statistica 12.0 software (STATSOFT Inc.).

3 RESULTS AND DISCUSSION

The analytical curve was linear for all standards of vitamins, carotenoids and anthocyanins used, and the detection limits and quantification and the range of linearity of the compounds investigated are shown in Table 2.

Table 2. Work range, determination coefficients (r^2), limit of quantification (LOQ), limit of detection (LOD) of bioactive compounds and vitamin standards

Standards	Work range	r^2	LOD	LOQ
Vitamins				
Thiamine ($\mu\text{g.g}^{-1}$)	1 – 100	0.9948	7.17×10^{-2}	2.0×10^{-1}
Riboflavin ($\mu\text{g.g}^{-1}$)	0.006 - 0.5	0.9982	6.64×10^{-8}	2.21×10^{-7}
Niacin ($\mu\text{g.g}^{-1}$)	1 – 100	0.9989	2.05×10^{-2}	6.86×10^{-2}
Pantothenic acid ($\mu\text{g.g}^{-1}$)	5 - 100	0.9984	6.97×10^3	2.32×10^{-1}
Pyridoxine ($\mu\text{g.g}^{-1}$)	0.0192 - 1.6	0.9992	1.08×10^{-6}	3.60×10^{-6}
Biotin ($\mu\text{g.g}^{-1}$)	5 – 100	0.9944	6.64×10^{-8}	2.21×10^{-7}
Carotenoids				
Lutein ($\mu\text{g.g}^{-1}$)	1-65	0.9991	6.90×10^{-3}	1.15×10^{-2}
Zeaxanthin ($\mu\text{g.g}^{-1}$)	1- 40	0.9997	9.56×10^{-2}	1.59×10^{-2}
Cryptoxanthin ($\mu\text{g.g}^{-1}$)	3 – 100	0.9911	2.11×10^{-2}	3.51×10^{-2}
α -carotene ($\mu\text{g.g}^{-1}$)	2 – 25	0.9934	1.97×10^{-2}	3.28×10^{-2}
β -carotene ($\mu\text{g.g}^{-1}$)	5 – 50	0.9998	6.53×10^{-2}	10.89×10^{-2}
Lycopene ($\mu\text{g.g}^{-1}$)	10 – 100	0.9977	7.0×10^{-3}	3.3×10^{-2}
Anthocyanins				
Cyanidin-3-glucoside (mg.mL^{-1})	5 - 40	0.9987	1.69×10^{-2}	2.81×10^{-2}
Cyanidin-3,5-diglucoside (mg.mL^{-1})	16 - 84	0.9983	2.05×10^{-1}	3.5×10^{-1}
Delphinidin-3 β -glucoside (mg.mL^{-1})	5 - 100	0.9944	1.16×10^{-1}	1.93×10^{-1}
Pelargonidin-3-glucoside (mg.mL^{-1})	5 - 50	0.9923	2.35×10^{-3}	7.85×10^{-2}
Pelargonidin-3,5-diglucoside (mg.mL^{-1})	40 – 100	0.9937	2.37×10^{-4}	7.9×10^{-4}

The carotenoid composition of seven fruits from South Brazil is shown in Table 3. Figure 1 is represented by Principal Components 1, 2 and 3, which makes up 74% of the totality, with the samples and the evaluated attributes (carotenoids, anthocyanins, and ABTS method) to facilitate the visualization of the results.

Among the seven species, only the three samples from *Guabiroba*, *Cereja e Araçá*, (harvested at different locations for each species) presents content of the carotenoids β -cryptoxanthin, α -carotene and β -carotene, without significant difference between them. For all other carotenoids and for all other species, there was a difference among fruits from the same species harvested in different regions, showing that climatic conditions and proliferating locations significantly influence the content of carotenoids in plants. This occurred for most of the parameters analyzed in this study, with a statistical difference among the three samples of the same species, harvested at different locals. According to Björkman *et al.* (2011), the

composition of fruits and vegetables vary according to climatic factors, such as season, sun, rainfall index, temperature, carbon dioxide levels, agronomic factors such as fertilizers, pesticides, soil type and cultural practices, and the maturation stage of the plant. The combination of these different factors influences the phytochemical metabolism of the plant, diversifying the content of micronutrients, vitamins and vegetable composition.

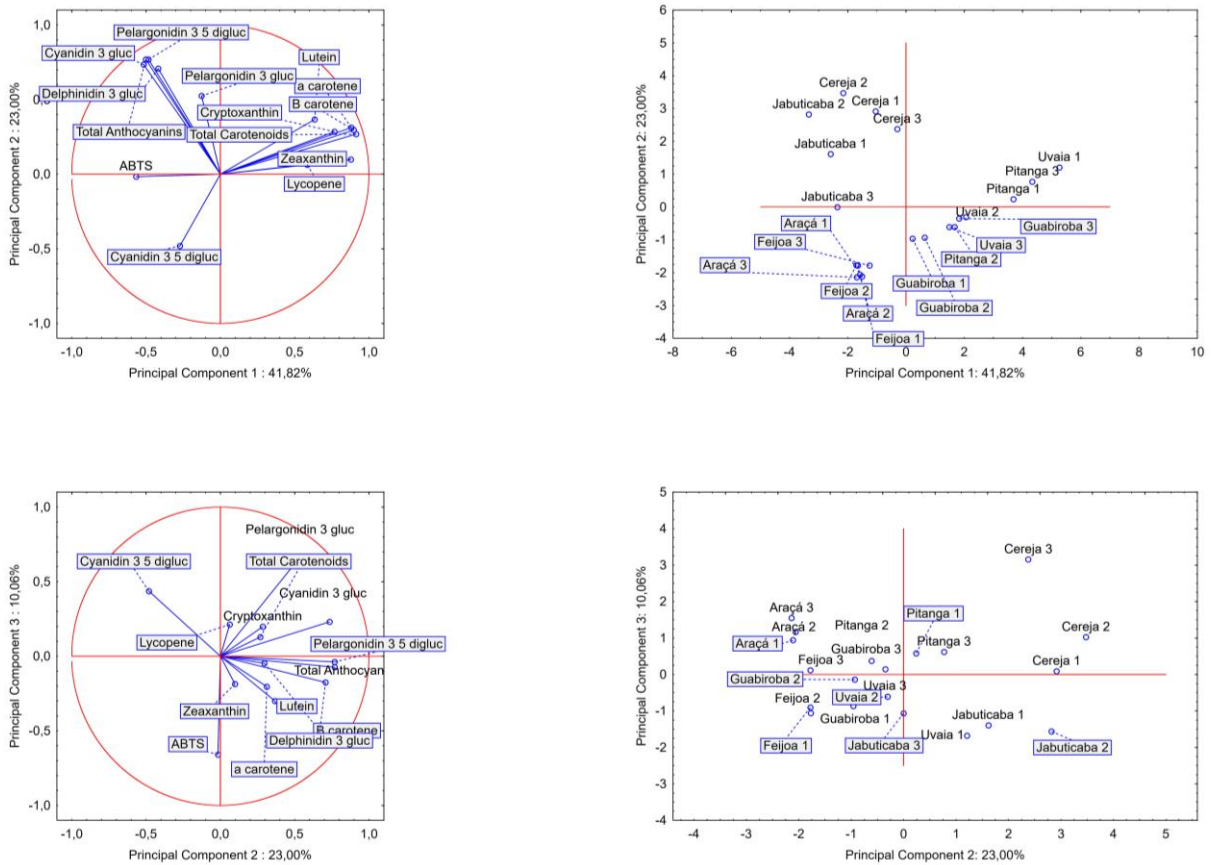
According to PCA showed in Figure 1, represented by principal components 1 and 2, and Table 3, the sample 1 of *Uvaia* showed the highest amount of individual carotenoids: lutein, zeaxanthin, α -carotene and β -carotene. This last carotenoid is considered the one with the greatest vitamin A potential. *Uvaia 1* presented higher amounts of β -carotene, $10208 \mu\text{g}\cdot 100\text{g}^{-1}$ ($741 \mu\text{g}\cdot 100\text{g}^{-1}$ fresh weight (fw) when compared to other fruits, such as papaya ($49 \mu\text{g}\cdot 100\text{g}^{-1}$ fw) watermelon ($365 \mu\text{g}\cdot 100 \text{g}^{-1}$ fw), red guava ($330 \mu\text{g}\cdot 100\text{g}^{-1}$ fw) and orange ($90 \mu\text{g}\cdot 100\text{g}^{-1}$ fw). However, when compared to carrot ($6150 \mu\text{g}\cdot 100\text{g}^{-1}$ fresh weight), *Uvaia* showed a lower value (BARRETO *et al.*, 2011a; GAMA; SYLOS, 2005; MOREDA-PIÑEIRO *et al.*, 2018; NIIZU, Patrícia Y; RODRIGUEZ-AMAYA, D. B., 2003; RODRIGUEZ-AMAYA, D. B. *et al.*, 2008).

As shown in Figure 1, for the three samples of *Cereja*, *Guabiroba*, and *Uvaia*, the principal carotenoid was β -cryptoxanthin, while *guabiroba 3* was the fruit with the highest concentration of this carotenoid. For matters of comparison with other fruits in the literature, the content of β -cryptoxanthin in wet base was calculated, and the result was $5794 \mu\text{g}\cdot 100\text{g}^{-1}$ for sample *guabiroba 3*. The value of this carotenoid was higher than those found in other fruits that are known sources of β -cryptoxanthin, such as papaya ($331 \mu\text{g}\cdot 100\text{g}^{-1}$ fw), tangerine ($843 \mu\text{g}\cdot 100\text{g}^{-1}$ fw), and peach ($640 \mu\text{g}\cdot 100\text{g}^{-1}$ fw) (BARRETO *et al.*, 2011b; SENTANIN; RODRIGUEZ-AMAYA, D., 2007). For the three samples from *Jabuticaba* and *Feijoa*, β -carotene was the major carotenoid, for *Araçá 1* and *2* it was lutein and β -carotene, unlike *Araçá 3*, in which the majority was β -cryptoxanthin.

The three samples of *Pitanga* stand out by the content of lycopene, represented by principal components 2 and 3. Lycopene is a powerful antioxidant carotenoid, and its potent antioxidant activity of lycopene is generally responsible for the protection of cellular systems from a variety of reactive oxygen-nitrogen species. The antioxidant property is responsible for its beneficial effects on human health (MÜLLER *et al.*, 2015; SANTOS, R. C. DOS *et al.*, 2018). *Pitanga 1* presented the highest content for this carotenoid with $18761 \mu\text{g}\cdot 100\text{g}^{-1}$ ($2995 \mu\text{g}\cdot 100\text{g}^{-1}$ fw). This fruit presented higher levels than papaya ($2169 \mu\text{g}\cdot 100\text{g}^{-1}$ fw) (BARRETO *et al.*, 2011a; CHAROENSIRI *et al.*, 2009), and only exhibited lower content

than watermelon and tomatoes (CHAROENSIRI *et al.*, 2009; NIIZU, Patricia Y.; RODRIGUEZ-AMAYA, D. B., 2005). Lycopene was the major carotenoid for *Pitanga 1* and *2*, unlike *Pitanga 3*, which was β -cryptoxanthin ($22629 \mu\text{g}\cdot 100\text{g}^{-1}$).

Figure 1. Principal component analysis of bioactive compounds of seven species of Myrtacea Family



The sample of *pitanga 3* also had the highest vitamin A content (Table 5), followed by *Uvaia 1* with 1775 and $1506 \mu\text{g}\cdot 100\text{g}^{-1}$, respectively (178 and $109 \mu\text{g}\cdot 100\text{g}^{-1}$ fresh weight). Provitamin A active carotenoids include β -carotene, α -carotene, γ -carotene, and β -cryptoxanthin. β -carotene contains two β -ionone rings, it possesses 100% provitamin A activity, and β -cryptoxanthin possesses 57% provitamin A (Saini, Park, 2015). *Pitanga 3* showed higher contents of Vitamin A when compared to other fruits and vegetables such as mango ($59 \mu\text{g}\cdot 100\text{g}^{-1}$ fw), papaya ($64.2 \mu\text{g}\cdot 100\text{g}^{-1}$ fw), tomatoes ($42 \mu\text{g}\cdot 100\text{g}^{-1}$ fw), broccoli ($140 \mu\text{g}\cdot 100\text{g}^{-1}$ fw), and lettuces ($159 \mu\text{g}\cdot 100\text{g}^{-1}$ fw) (GRANDE *et al.*, 2016). Fruits and

vegetables are the principal source of carotenoids and play an important role in diet due to vitamin A activity (HASKELL, M. J., 2013).

When considering the profile of anthocyanins, the cyanidin 3-glucoside was the only found in all samples analyzed (Table 4). As occurred with carotenoids, there were differences among samples harvested in different regions for the same species. Amongst the analyzed fruits, samples 1 and 2 of *Jabuticaba* showed higher anthocyanins values, with delphinidin 3-glucoside being the major anthocyanin found in these fruits. As shown in figure 1, the principal anthocyanin present in samples of *Araçá* was cyanidin. The content of cyanidin 3-glucoside in *Jabuticaba* 2 was about eight to ten times higher than that of the purple bran rice. In another study that analyzed *Jabuticaba*, a similar value for cyanidin 3-glucoside was found (280 mg.100g⁻¹), corroborating the present work (CHEN; MCCLUNG; BERGMAN, 2017; INADA *et al.*, 2015; LEONG; OEY, 2012). The delphinidin 3-glucoside in samples 2 of *Jabuticaba* is in higher concentrations when compared to eggplant (SADILOVA; STINTZING; CARLE, 2006; ZHANG, Y. *et al.*, 2014).

The bioactive compounds presented in fruits and vegetables are one of the main sources of antioxidants, and have gained great interest in the nutritional strategies with the potential for preventing oxidative stress, and to reduce risks of developing chronic degenerative diseases (KOOLEN *et al.*, 2013, LILAMAND *et al.*, 2014; MEYERS *et al.*, 2014) Antioxidant capacity is presented in Table 3. This method is based on the ABTS radical capture. Samples 1 and 2 of *Feijoa* and samples 2 and 3 of *Jabuticaba* stood out among fruits analyzed. The values found for *feijoa* and *jabuticaba* surpassed the values found in *açaí* (95 µM Trolox.g⁻¹) (RUFINO *et al.*, 2010), tropical fruits of Mexico (MOO-HUCHIN *et al.*, 2014), diferent cultivars of mulberry (GUNDOGDU *et al.*, 2011), papaya (7.60 µM Trolox.g⁻¹ fw), pineapple (3.78 µM Trolox.g⁻¹ fw), tamarind (8.32 µM Trolox.g⁻¹ fw), *mangaba* (10.84 µM Trolox.g⁻¹ fw) (ALMEIDA *et al.*, 2011) and *acerola* (96 µM Trolox.g⁻¹ fw) (RUFINO *et al.*, 2010). However, they showed lower values than the ones found in *camu-camu* (1500 µM Trolox.g⁻¹) (RUFINO *et al.*, 2010). The two samples of *Feijoa* and *Jabuticaba* showed a higher value than other fruits most consumed. For the samples of *feijoa*, *guabiroba* and *uvaia* the anthocyanins was not detected.

Table 3. The carotenoid composition of seven fruits of the Myrtaceae Family

Species	Lutein	Zeaxanthin	β -cryptoxanthin	α -carotene	β -carotene	Lycopene	Total Carotenoids	ABTS
Araçá 1	225.34 \pm 20.69 ^b	29.71 \pm 2.73 ^b	113.30 \pm 0.77 ^b	30.80 \pm 2.57 ^a	226.09 \pm 28.01 ^a	ND	625.25 \pm 53.68 ^b	217.44 \pm 6.90 ^a
Araçá 2	259.84 \pm 10.51 ^b	27.56 \pm 1.17 ^b	75.92 \pm 10.74 ^c	19.84 \pm 0.23 ^b	223.41 \pm 13.76 ^a	ND	606.56 \pm 16.53 ^b	184.43 \pm 8.50 ^b
Araçá 3	394.89 \pm 30.17 ^a	36.97 \pm 3.08 ^a	426.93 \pm 10.27 ^a	18.70 \pm 0.26 ^b	213.50 \pm 7.20 ^a	ND	1091.00 \pm 50.54 ^a	179.93 \pm 17.29 ^b
Cereja 1	1989.78 \pm 183.41 ^a	426.91 \pm 39.74 ^a	9458.86 \pm 619.76 ^b	191.53 \pm 0.19 ^a	2492.18 \pm 127.97 ^b	430.99 \pm 12.05 ^b	14991.23 \pm 937.18 ^b	171.25 \pm 9.27 ^b
Cereja 2	1078.62 \pm 73.26 ^b	351.61 \pm 24.59 ^b	5491.51 \pm 229.23 ^c	186.13 \pm 2.69 ^a	1502.44 \pm 85.62 ^c	417.03 \pm 1.53 ^b	8923.09 \pm 278.35 ^c	239.60 \pm 25.87 ^a
Cereja 3	832.61 \pm 54.80 ^b	103.57 \pm 9.31 ^c	14682.38 \pm 209.69 ^a	194.30 \pm 14.15 ^a	3354.19 \pm 137.62 ^a	1038.88 \pm 13.91 ^a	20205.95 \pm 263.63 ^a	76.17 \pm 7.94 ^c
Feijoa 1	111.37 \pm 12.47 ^a	8.12 \pm 0.44 ^b	32.62 \pm 1.52 ^b	14.10 \pm 0.31 ^b	116.03 \pm 4.76 ^b	ND	282.25 \pm 18.39 ^a	618.69 \pm 87.55 ^a
Feijoa 2	138.61 \pm 19.70 ^a	10.90 \pm 0.84 ^b	17.74 \pm 2.18 ^c	16.61 \pm 0.35 ^a	138.36 \pm 8.14 ^a	ND	322.23 \pm 29.84 ^a	676.87 \pm 50.32 ^a
Feijoa 3	42.92 \pm 4.73 ^b	32.72 \pm 4.91 ^a	50.89 \pm 4.27 ^a	11.98 \pm 0.57 ^c	66.82 \pm 0.83 ^c	ND	205.33 \pm 8.73 ^b	219.20 \pm 27.42 ^b
Guabiroba 1	1609.53 \pm 119.85 ^a	914.03 \pm 138.00 ^a	8277.11 \pm 536.00 ^b	183.65 \pm 3.75 ^b	1713.80 \pm 94.02 ^c	692.69 \pm 11.73 ^c	13390.81 \pm 861.04 ^c	486.40 \pm 50.11 ^a
Guabiroba 2	476.74 \pm 1.10 ^c	919.61 \pm 69.39 ^a	11840.60 \pm 780.66 ^b	175.90 \pm 12.30 ^b	3787.29 \pm 57.92 ^a	939.66 \pm 0.97 ^a	18139.81, \pm 801.61 ^b	336.42 \pm 34.50 ^b
Guabiroba3	918.81 \pm 130.64 ^b	760.92 \pm 89.55 ^a	25406.15 \pm 2811.0 ^a	426.47 \pm 26.66 ^a	2847.00 \pm 53.81 ^b	860.35 \pm 19.33 ^b	30584.69 \pm 2292.69 ^a	284.05 \pm 43.00 ^b
Jabuticaba 1	574.16 \pm 21.88 ^b	30.74 \pm 3.34 ^c	31.13 \pm 3.79 ^b	146.20 \pm 12.52 ^a	677.86 \pm 45.77 ^b	ND	1460.09 \pm 40.99 ^b	467.88 \pm 14.58 ^c
Jabuticaba 2	783.76 \pm 120.85 ^a	255.06 \pm 2.94 ^a	105.56 \pm 4.46 ^a	170.17 \pm 2.00 ^a	907.26 \pm 17.79 ^a	ND	2221.71 \pm 104.14 ^a	804.78 \pm 78.30 ^a
Jabuticaba 3	225.58 \pm 34.95 ^c	45.99 \pm 5.95 ^b	34.73 \pm 4.53 ^b	95.93 \pm 1.18 ^c	263.38 \pm 6.46 ^c	ND	663.66 \pm 39.84 ^c	670.57 \pm 46.07 ^b
Pitanga 1	827.76 \pm 42.55 ^b	3115.77 \pm 267.00 ^a	12102.78 \pm 1515.36 ^b	563.67 \pm 1.16 ^b	6358.60 \pm 183.65 ^b	18761.12 \pm 1502.72 ^a	39471.27 \pm 4621.80 ^b	67.54 \pm 6.03 ^b
Pitanga 2	959.37 \pm 28.78 ^{ab}	2756.24 \pm 83.61 ^a	5655.40 \pm 125.29 ^c	272.97 \pm 6.25 ^c	1185.93 \pm 34.26 ^c	12401.04 \pm 295.46 ^b	23230.95 \pm 154.36 ^c	74.84 \pm 9.24 ^b
Pitanga 3	1095.49 \pm 169.72 ^a	1560.09 \pm 235.19 ^b	22629.92 \pm 2045.43 ^a	655.25 \pm 8.86 ^a	9667.71 \pm 630.16 ^a	1612.95 \pm 1117.57 ^a	51761.41 \pm 3739.40 ^a	146.64 \pm 21.67 ^a
Uvaia 1	5109.66 \pm 494.32 ^a	3700.99 \pm 167.70 ^a	14625.46 \pm 1086.21 ^a	1117.72 \pm 83.25 ^a	10208.55 \pm 1199.69 ^a	ND	34762.38 \pm 2708.93 ^a	179.00 \pm 15.73 ^b
Uvaia 2	2342.50 \pm 269.99 ^b	2286.68 \pm 59.35 ^b	12367.34 \pm 688.61 ^b	379.11 \pm 36.30 ^b	4626.60 \pm 265.58 ^b	ND	22002.23 \pm 1137.78 ^b	231.06 \pm 15.81 ^a
Uvaia 3	1585.10 \pm 33.40 ^b	1820.73 \pm 6.44 ^c	5293.77 \pm 109.19 ^c	497.80 \pm 5.38 ^b	4678.89 \pm 42.04 ^b	ND	13876.29 \pm 183.57 ^c	159.72 \pm 4.08 ^b

Values are the mean of 3 replications (\pm standard error)

Carotenoids: Results expressed in $\mu\text{g}\cdot 100\text{g}^{-1}$.

ABTS: Results expressed in $\mu\text{Mol TE}\cdot\text{g}^{-1}$.

Results expressed as dry basis.

Different superscript in the same column for the same species indicate statistically significant difference ($p < 0.05$)

ND: not detected

Table 4. Profile of anthocyanins of species of the Myrtaceae Family

Species	Cyanidin 3 glucoside	Cyanidin 3,5 diglucoside	Delphinidin 3 glucoside	Pelargonidin 3 glucoside	Pelargonidin 3,5 diglucoside	Total Anthocyanins
Araçá 1	62.63 ± 3.60 ^c	132.73 ± 18.18 ^b	ND	ND	ND	195.37 ± 13.57 ^c
Araçá 2	102.87 ± 5.46 ^b	137.21 ± 1.34 ^b	ND	ND	ND	240.03 ± 6.64 ^b
Araçá 3	137.44 ± 26.02 ^a	175.62 ± 21.82 ^a	ND	ND	ND	313.07 ± 25.45 ^a
Cereja 1	121.98 ± 8.41 ^b	ND	752.35 ± 55.29 ^a	4.58 ± 0.70 ^c	58.43 ± 0.61 ^b	937.82 ± 65.99 ^a
Cereja 2	230.69 ± 7.98 ^a	ND	627.23 ± 95.63 ^b	14.46 ± 0.17 ^b	84.10 ± 6.62 ^a	956.48 ± 60.78 ^a
Cereja 3	231.78 ± 25.08 ^a	ND	351.80 ± 64.90 ^c	50.75 ± 12.34 ^a	69.36 ± 0.51 ^b	703.69 ± 21.77 ^b
Jaboticaba 1	53.00 ± 9.58 ^c	ND	2584.71 ± 174.89 ^a	ND	34.21 ± 4.82 ^c	2671.92 ± 187.32 ^a
Jaboticaba 2	396.48 ± 23.15 ^a	ND	993.17 ± 6.22 ^b	ND	223.41 ± 7.73 ^a	1613.06 ± 37.12 ^b
Jaboticaba 3	185.92 ± 21.88 ^b	ND	515.18 ± 72.28 ^c	ND	63.05 ± 14.19 ^b	764.16 ± 59.64 ^c
Pitanga 1	120.05 ± 17.32 ^a	ND	230.92 ± 40.76 ^a	ND	ND	350.97 ± 0.13 ^a
Pitanga 2	12.93 ± 1.48 ^b	ND	152.42 ± 7.23 ^b	ND	ND	165.36 ± 8.73 ^c
Pitanga 3	3.65 ± 0.07 ^c	ND	210.02 ± 0.30 ^c	ND	ND	213.67 ± 0.30 ^b

Values are the mean of 3 replications (± standard error)

Results expressed in mg.100g⁻¹. Results expressed as dry basis

Different superscript in the same column for the same species indicate statistically significant difference (p<0.05)

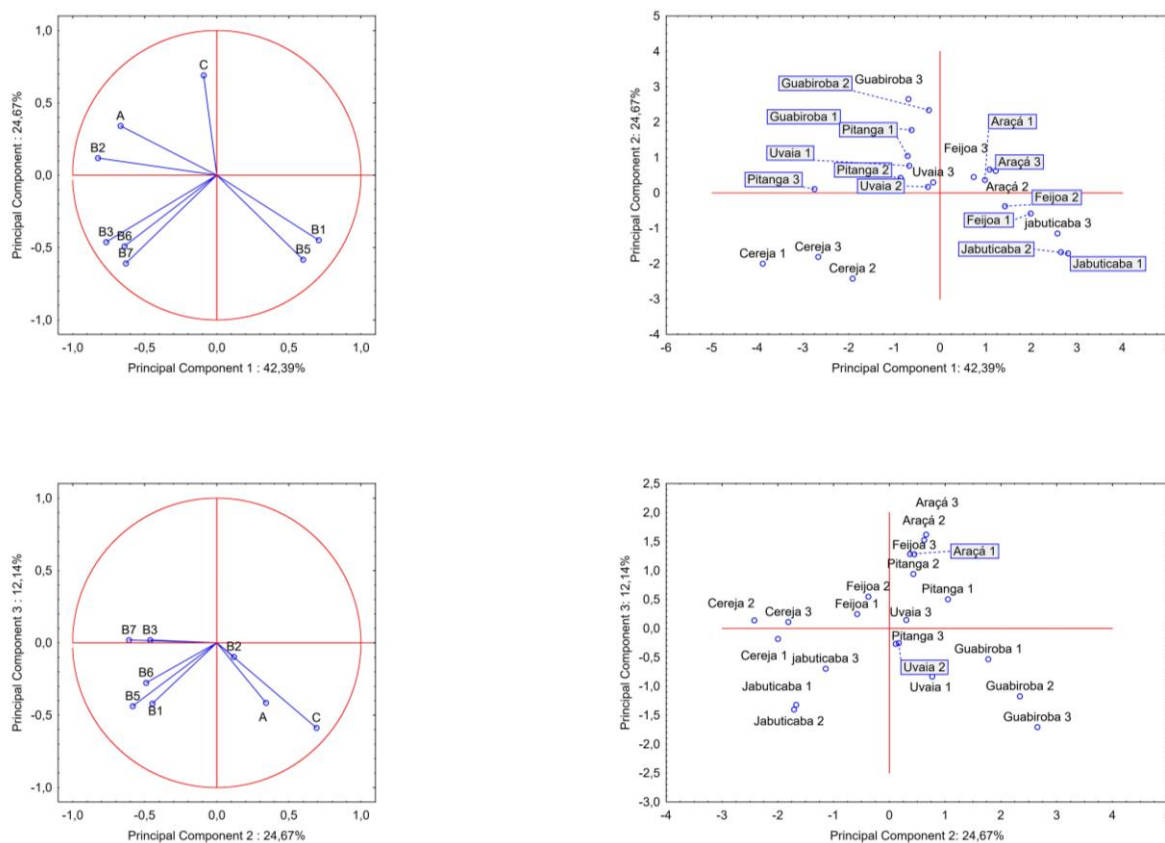
ND: not detected

The results of vitamins B complex, Vitamin C, and Vitamin A, are represented in Table 5 and Figure 2. Vitamin B complex and vitamin A are represented by principal components 1 and 2, and Vitamin C is represented by principal components 2 and 3, which represents 79% of the total.

The samples of *Guabiroba* are distinguished by the high vitamin C content, with 602 mg.100g⁻¹, 713 mg.100g⁻¹ and 823 mg.100g⁻¹ in wet basis for *guabiroba* 1, 2 and 3, respectively, presenting the highest levels, as shown in figure 2. These results are superior than orange (77 mg.100g⁻¹.fw), lemon (38 mg.100g⁻¹.fw), cashew, (138 mg.100g⁻¹.fw), *açaí* (84 mg.100g⁻¹.fw) and *açaí juçara* (186 mg.100g⁻¹.fw). However, when compared to *acerola* (1357 mg.100g⁻¹.fw) and *camu-camu* (1882 mg.100g⁻¹.fw), these fruits have superior values of vitamin C (HERNÁNDEZ; LOBO; GONZÁLEZ, 2006; NEPA, 2011; RUFINO *et al.*, 2010). According to the classification by Ramful *et al.* (2011), the three samples of *Guabiroba* and sample 1 of *Uvaia* were considered to have a pulp with high ascorbic acid content (> 50 mg.100g⁻¹).

Adequate levels of vitamin B are essential for the optimal performance and metabolic activity of the human body, as humans are incapable of synthesizing most vitamins and they consequently have to be obtained exogenously. Vitamins are essential micronutrients that are normally found to be precursors of various enzymes that are necessary for vital biochemical reactions in all living cells (LEBLANC, J. G. *et al.*, 2013) (KENNEDY *et al.*, 2010).

Figure 2. Principal component analysis of vitamins of seven species of Myrtaceae Family



As illustrated in figure 2, for vitamins B1 and B5, the samples of *jaboticaba* showed higher content of these vitamins, and samples 1 and 2 of *feijoa* also presented a higher content of pantothenic acid. For these samples the consumption of 100 g of fresh fruit makes up 20% of the daily requirements for pantothenic acid for the adult. (DRIs). The vitamin B5 levels 0.17, 0.38 and 0.35 mg.100g⁻¹ fw for *cereja* 1, 2 and 3, respectively, are higher than those found for spinach (0.113 mg.100g⁻¹ fw). However, they are lower values when compared with lentils (1.77 mg.100g⁻¹ fw) and salmon (1.53 mg.100 g⁻¹ fw) (PAKIN *et al.*, 2004).

Pantothenic acid is an important vitamin as it functions as a part of the coenzyme A molecule in the metabolic release of energy from all three energy-providing nutrients, carbohydrate, fat, and protein, by way of the tricarboxylic acid (TCA) cycle (LIN; LIN; SHIAU, 2012). For thiamine and riboflavin, the values found in the samples of *jaboticaba* and *guabiroba*, respectively, are similar to those of other traditionally consumed fruits as banana, orange and papaya (0.03 mg.100g⁻¹ fw) (NEPA, 2011). As shown in figure 2, for the pyridoxine and biotin, the samples of *cereja* contain increased values of this vitamin.

Pyridoxine values in *cereja 1, 2 and 3* are 0.27, 0.20 and 0.31 mg.100g⁻¹, respectively. These values are superior when compared to vegetable breads (0.03 mg.100g⁻¹ fw), apple juice (0.026 mg.100g⁻¹ fw) and other fruits (banana, orange, pineapple, *açaí*). However, the concentration is lower when compared to eggs (0.72 mg.100g⁻¹.fw), fish (0.6 mg.100g⁻¹.fw) and plum (0.37 mg.100g⁻¹.fw) (HIDIROGLOU *et al.*, 2008; LEBIEDZIŃSKA *et al.*, 2007; NEPA, 2011; ZAND *et al.*, 2012). For *cereja*, the biotin content found was higher than bananas (0.4 mg.100g⁻¹.dw) and milk (0.26 mg.100g⁻¹.dw). Nevertheless, these values are lower than those found in chicken eggs (14.4 mg.100g⁻¹.dw), rice bran (8.43 mg.100g⁻¹.dw) and coffee (5.53 mg.100g⁻¹.dw) (HAYAKAWA *et al.*, 2008).

Table 5. Composition of Vitamins of seven fruits of the Myrtaceae Family

Species	Thiamine	Riboflavin	Niacin	Pantothenic Acid	Pyridoxine	Biotin	Vitamin C	Vitamin A
Araçá 1	0.07 ± 0.00 ^a	0.05 ± 0.00 ^a	ND	1.75 ± 0.05 ^a	1.29 ± 0.11 ^a	0.08 ± 0.00 ^a	21.09 ± 1.12 ^a	24.85 ± 2.43 ^b
Araçá 2	0.05 ± 0.00 ^b	0.03 ± 0.00 ^b	ND	1.79 ± 0.02 ^a	0.93 ± 0.11 ^b	0.01 ± 0.00 ^b	16.37 ± 0.80 ^b	22.61 ± 1.56 ^b
Araçá 3	0.04 ± 0.00 ^b	0.03 ± 0.00 ^b	ND	1.49 ± 0.11 ^b	0.92 ± 0.07 ^b	0.08 ± 0.01 ^a	18.41 ± 2.51 ^{a,b}	36.36 ± 1.02 ^a
Cereja 1	ND	0.28 ± 0.00 ^a	0.01 ± 0.00 ^a	2.53 ± 0.09 ^b	4.12 ± 0.02 ^a	1.33 ± 0.07 ^b	34.62 ± 1.02 ^a	609.78 ± 34.94 ^b
Cereja 2	0.02 ± 0.00 ^a	0.11 ± 0.00 ^c	0.01 ± 0.00 ^a	5.44 ± 1.00 ^a	2.87 ± 0.04 ^b	1.53 ± 0.08 ^a	19.23 ± 1.17 ^b	361.77 ± 13.20 ^c
Cereja 3	0.02 ± 0.00 ^a	0.13 ± 0.01 ^b	0.01 ± 0.00 ^a	3.14 ± 0.09 ^b	2.78 ± 0.02 ^c	1.59 ± 0.03 ^a	33.77 ± 3.26 ^a	899.38 ± 12.03 ^a
Feijoa 1	0.09 ± 0.00 ^a	0.02 ± 0.00 ^b	ND	7.51 ± 0.16 ^a	1.31 ± 0.01 ^b	0.02 ± 0.00 ^b	60.67 ± 0.56 ^{a,b}	11.62 ± 0.43 ^b
Feijoa 2	0.05 ± 0.00 ^b	0.03 ± 0.00 ^b	ND	6.15 ± 0.13 ^b	1.61 ± 0.02 ^a	0.07 ± 0.00 ^a	69.89 ± 4.94 ^a	12.96 ± 0.75 ^a
Feijoa 3	0.03 ± 0.00 ^c	0.08 ± 0.01 ^a	ND	2.53 ± 0.28 ^c	1.36 ± 0.03 ^b	0.03 ± 0.00 ^b	56.35 ± 6.20 ^b	8.19 ± 0.20 ^c
Guabiroba 1	0.02 ± 0.00 ^a	0.19 ± 0.00 ^a	ND	2.03 ± 0.07 ^b	1.80 ± 0.06 ^a	0.02 ± 0.00 ^b	2388.50 ± 24.74 ^b	495.35 ± 29.96 ^c
Guabiroba 2	ND	0.12 ± 0.01 ^c	ND	2.89 ± 0.16 ^a	1.39 ± 0.04 ^b	0.04 ± 0.00 ^a	3358.06 ± 568.57 ^a	816.30 ± 28.59 ^b
Guabiroba3	0.02 ± 0.00 ^a	0.15 ± 0.01 ^b	ND	2.85 ± 0.22 ^a	1.37 ± 0.02 ^b	0.02 ± 0.00 ^b	3504.81 ± 84.39 ^a	1313.61 ± 119.92 ^a
Jaboticaba 1	0.27 ± 0.01 ^a	0.02 ± 0.00 ^a	ND	9.21 ± 0.17 ^a	2.00 ± 0.02 ^a	0.02 ± 0.00 ^a	289.46 ± 2.25 ^a	63.88 ± 4.16 ^b
Jaboticaba 2	0.29 ± 0.02 ^a	0.03 ± 0.01 ^a	ND	9.56 ± 0.76 ^a	1.78 ± 0.05 ^b	0.02 ± 0.00 ^a	232.11 ± 29.64 ^a	87.09 ± 1.56 ^a
Jaboticaba 3	0.26 ± 0.03 ^a	0.02 ± 0.00 ^a	ND	7.06 ± 0.78 ^b	1.53 ± 0.08 ^c	0.02 ± 0.00 ^a	232.59 ± 39.08 ^a	27.44 ± 0.68 ^c
Pitanga 1	0.02 ± 0.00 ^c	0.16 ± 0.02 ^b	ND	1.56 ± 0.03 ^a	1.66 ± 0.03 ^b	0.02 ± 0.00 ^a	16.49 ± 0.45 ^b	1061.34 ± 80.09 ^b
Pitanga 2	0.03 ± 0.00 ^b	0.20 ± 0.01 ^a	0.005 ± 0.00 ^b	1.61 ± 0.18 ^a	1.60 ± 0.02 ^b	0.02 ± 0.00 ^b	94.17 ± 8.75 ^a	345.84 ± 8.12 ^c
Pitanga 3	0.04 ± 0.00 ^a	0.19 ± 0.01 ^{a,b}	0.014 ± 0.00 ^a	1.55 ± 0.10 ^a	2.10 ± 0.03 ^a	0.02 ± 0.00 ^b	12.52 ± 0.64 ^b	1775.86 ± 138.11 ^a
Uvaia 1	0.07 ± 0.00 ^a	0.05 ± 0.00 ^a	ND	1.78 ± 0.09 ^a	2.67 ± 0.004 ^b	0.17 ± 0.01 ^a	950.77 ± 19.89 ^a	1506.68 ± 148.28 ^a
Uvaia 2	0.07 ± 0.00 ^a	0.04 ± 0.01 ^a	ND	1.97 ± 0.03 ^a	3.08 ± 0.03 ^a	0.03 ± 0.00 ^b	417.36 ± 34.49 ^b	916.65 ± 49.40 ^b
Uvaia 3	0.05 ± 0.00 ^b	0.05 ± 0.00 ^a	ND	1.73 ± 0.14 ^a	2.81 ± 0.17 ^b	0.04 ± 0.00 ^b	482.25 ± 74.18 ^b	631.22 ± 8.28 ^c

Values are the mean of 3 replications (± standard error)

Results of B vitamins and vitamin C expressed in mg.100g⁻¹ and Vitamin A expressed in µg.100g⁻¹ EAR. Results expressed as dry basis.

Different superscript in the same column for the same species indicate statistically significant difference (p<0.05)

4 CONCLUSION

Native fruits of the Mirtaceae Family have a great potential of application due to their nutritional properties, which are superior to conventional plants in several parameters. *Guabiroba*, *pitanga*, and *uvaia* present higher vitamin C, vitamin A and carotenoid contents, respectively, than fruits that are commonly consumed.

Acknowledgements

The authors thank the "Biodiversity for Food and Nutrition" Project and the Ministry of the Environment, Global Environmental Facility (GEF), Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) and Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) for fellowships and financial support.

REFERENCES

ABE-MATSUMOTO, L. T.; SAMPAIO, G. R.; BASTOS, D. H. M. **Validação e aplicação de métodos cromatográficos para determinação de vitaminas em suplementos** **Validation and application of chromatographic methods for determination of vitamins in supplements**. 2016. p. 1–14.

BARBA, F. J. *et al.* Bioaccessibility of bioactive compounds from fruits and vegetables after thermal and nonthermal processing. **Trends in Food Science and Technology**, 2017. v. 67, p. 195–206.

CORADIN, L.; SIMINSKI, A.; REIS, A. **Espécies nativas da flora brasileira de valor econômico atual ou potencial: plantas pra o futuro**. [S.l.]: [s.n.], 2011.

ALMEIDA, M. M. B. *et al.* Bioactive compounds and antioxidant activity of fresh exotic fruits from northeastern Brazil. **Food Research International**, 2011. v. 44, n. 7, p. 2155–2159.

BAO, T. *et al.* Systematic evaluation of bioactive components and antioxidant capacity of some new and common bayberry cultivars using an in vitro gastrointestinal digestion method. **Food Research International**, 2018. v. 103, n. 866, p. 326–334. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodres.2017.10.062>>.

BARRETO, G. P. M. *et al.* Influence of ethylene on carotenoid biosynthesis during papaya postharvesting ripening. **Journal of Food Composition and Analysis**, 2011a. v. 24, n. 4–5, p. 620–624.

BARRETO, G. P. M. *et al.* Influence of ethylene on carotenoid biosynthesis during papaya postharvesting ripening. **Journal of Food Composition and Analysis**, 1 jun. 2011b. v. 24, n. 4–5, p. 620–624. Disponível em: <<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0889157511000767>>. Acesso em: 28 jan. 2018.

BERTO, A. *et al.* Proximate compositions, mineral contents and fatty acid compositions of native Amazonian fruits. **Food Research International**, 2015. v. 77, p. 441–449. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodres.2015.08.018>>.

BJÖRKMAN, M. *et al.* Phytochemicals of Brassicaceae in plant protection and human health - Influences of climate, environment and agronomic practice. **Phytochemistry**, 2011. v. 72, n. 7, p. 538–556.

CHAROENSIRI, R. *et al.* Beta-carotene, lycopene, and alpha-tocopherol contents of selected Thai fruits. **Food Chemistry**, 2009. v. 113, n. 1, p. 202–207. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2008.07.074>>.

CHEN, M. H.; MCCLUNG, A. M.; BERGMAN, C. J. Phenolic content, anthocyanins and antiradical capacity of diverse purple bran rice genotypes as compared to other bran colors. **Journal of Cereal Science**, 2017. v. 77, p. 110–119. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.jcs.2017.07.010>>.

CORADIN, L.; SIMINSKI, A.; REIS, A. **Espécies nativas da flora brasileira de valor econômico atual ou potencial: plantas pra o futuro**. [S.l.]: [s.n.], 2011.

GAMA, J. J. T.; SYLOS, C. M. Major carotenoid composition of Brazilian Valencia orange juice: Identification and quantification by HPLC. **Food Research International**, 1 out. 2005. v. 38, n. 8–9, p. 899–903. Disponível em: <<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0963996905000931>>. Acesso em: 28 jan. 2018.

GRANDE, F. *et al.* How do calculation method and food data source affect estimates of vitamin A content in foods and dietary intake? **Journal of Food Composition and Analysis**, 2016. v. 46, p. 60–69.

GUNDOGDU, M. *et al.* Determination of fruit chemical properties of *Morus nigra* L., *Morus alba* L. and *Morus rubra* L. by HPLC. **Scientia Horticulturae**, 2011. v. 132, n. 1, p. 37–41. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.scienta.2011.09.035>>.

HASKELL, M. J. Provitamin A Carotenoids as a Dietary Source of Vitamin A. *In*: TANUMIHARDJO, S. A. (Org.). **Carotenoids and Human Health**. Totowa, NJ: Humana Press, 2013, p. 249–260.

HAYAKAWA, K. *et al.* Determination of biotin (vitamin H) by the high-performance affinity chromatography with a trypsin-treated avidin-bound column. **Journal of Chromatography B: Analytical Technologies in the Biomedical and Life Sciences**, 2008. v. 869, n. 1–2, p. 93–100.

HERNÁNDEZ, Y.; LOBO, M. G.; GONZÁLEZ, M. Determination of vitamin C in tropical fruits: A comparative evaluation of methods. **Food Chemistry**, 2006. v. 96, n. 4, p. 654–664.

HIDIROGLOU, N. *et al.* Levels of folate, pyridoxine, niacin and riboflavin in traditional foods of Canadian Arctic Indigenous Peoples. **Journal of Food Composition and Analysis**, 2008. v. 21, n. 6, p. 474–480.

HUNG, H. C. *et al.* Fruit and vegetable intake and risk of major chronic disease. **Journal of the National Cancer Institute**, 2004. v. 96, n. 21, p. 1577–1584.

INADA, K. O. P. *et al.* Screening of the chemical composition and occurring antioxidants in jaboticaba (*Myrciaria jaboticaba*) and jussara (*Euterpe edulis*) fruits and their fractions. **Journal of Functional Foods**, 2015. v. 17, p. 422–433. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.jff.2015.06.002>>.

KENNEDY, D. O. *et al.* Effects of high-dose B vitamin complex with vitamin C and minerals on subjective mood and performance in healthy males. **Psychopharmacology**, 2010. v. 211, n. 1, p. 55–68.

KOOLEN, H. H. F. *et al.* Antioxidant, antimicrobial activities and characterization of phenolic compounds from buriti (*Mauritia flexuosa* L. f.) by UPLC-ESI-MS/MS. **Food Research International**, 2013. v. 51, n. 2, p. 467–473. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodres.2013.01.039>>.

LEBIEDZIŃSKA, A. *et al.* Reversed-phase high-performance liquid chromatography method with coulometric electrochemical and ultraviolet detection for the quantification of vitamins B1(thiamine), B6(pyridoxamine, pyridoxal and pyridoxine) and B12in animal and plant

foods. **Journal of Chromatography A**, 2007. v. 1173, n. 1–2, p. 71–80.

LEBLANC, J. G. *et al.* Bacteria as vitamin suppliers to their host: A gut microbiota perspective. **Current Opinion in Biotechnology**, 2013. v. 24, n. 2, p. 160–168. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.copbio.2012.08.005>>.

LEONG, S. Y.; OEY, I. Effects of processing on anthocyanins, carotenoids and vitamin C in summer fruits and vegetables. **Food Chemistry**, 2012. v. 133, n. 4, p. 1577–1587. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2012.02.052>>.

LILAMAND, M. *et al.* Flavonoids and arterial stiffness: Promising perspectives. **Nutrition, Metabolism and Cardiovascular Diseases**, 2014. v. 24, n. 7, p. 698–704. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.numecd.2014.01.015>>.

LIN, Y. H.; LIN, H. Y.; SHIAU, S. Y. Estimation of dietary pantothenic acid requirement of grouper, *Epinephelus malabaricus* according to physiological and biochemical parameters. **Aquaculture**, 2012. v. 324–325, p. 92–96. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.aquaculture.2011.10.020>>.

MEYERS, K. J. *et al.* Genetic Evidence for Role of Carotenoids in Age-Related Macular Degeneration in the Carotenoids in Age-Related Eye Disease Study (CAREDS). **Investigative Ophthalmology & Visual Science**, 2014. v. 55, n. 1, p. 587. Disponível em: <<http://iovs.arvojournals.org/article.aspx?doi=10.1167/iovs.13-13216>>.

MOO-HUCHIN, V. M. *et al.* Determination of some physicochemical characteristics, bioactive compounds and antioxidant activity of tropical fruits from Yucatan, Mexico. **Food Chemistry**, 2014. v. 152, p. 508–515.

MOREDA-PIÑEIRO, J. *et al.* Multi-element determinations in foods from Amazon region by ICP-MS after enzymatic hydrolysis assisted by pressurisation and microwave energy. **Microchemical Journal**, 2018. v. 137, p. 402–409.

MORESCHI, E. C. P. São Paulo 2006. 2006. p. 222.

MÜLLER, L. *et al.* Lycopene and Its Antioxidant Role in the Prevention of Cardiovascular Diseases - A Critical Review. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, 2015. v. 56, n. 11, p. 1868–1879.

NAS-IOM. **Dietary Reference Intakes for Vitamin A, Vitamin K, Arsenic, Boron, Chromium, Copper, Iodine, Iron, Manganese, Molybdenum, Nickel, Silicon, Vanadium, and Zinc**. National Academies Press, Washington, DC: [s.n.], 2001.

NEPA, T. B. **De composição de alimentos: tabela brasileira de composição de alimentos**. 2011. p. 161.

NIIZU, P. Y.; RODRIGUEZ-AMAYA, D. B. A melancia como fonte de licopeno. **Revista Instituto Adolfo Lutz**, 2003. v. 62, n. 3, p. 195–199.

NIIZU, P. Y.; RODRIGUEZ-AMAYA, D. B. New data on the carotenoid composition of raw salad vegetables. **Journal of Food Composition and Analysis**, 2005. v. 18, n. 8, p. 739–749.

NIMALARATNE, C. *et al.* Quantification of selected fat soluble vitamins and carotenoids in infant formula and dietary supplements using fast liquid chromatography coupled with tandem mass spectrometry. **Food Research International**, 2014. v. 66, p. 69–77.

PAKIN, C. *et al.* Fluorimetric determination of pantothenic acid in foods by liquid chromatography with post-column derivatization. **Journal of Chromatography A**, 2004. v. 1035, n. 1, p. 87–95.

PRESOTO, A. E. F.; ALMEIDA-MURADIAN, L. B. **Validação de métodos cromatográficos por clae para análise das vitaminas B1 , B2 , B6 e niacina naturalmente presentes em farinha de cereais.** 2008. v. 31, n. 3, p. 498–502.

RAMFUL, D. *et al.* Polyphenol composition, vitamin C content and antioxidant capacity of Mauritian citrus fruit pulps. **Food Research International**, 2011. v. 44, n. 7, p. 2088–2099. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodres.2011.03.056>>.

RAPOSO, M. F. De J.; MORAIS, A. M. M. B. De; MORAIS, R. M. S. C. De. Carotenoids from marine microalgae: A valuable natural source for the prevention of chronic diseases. **Marine Drugs**, 2015. v. 13, n. 8, p. 5128–5155.

RODRIGUEZ-AMAYA, D. B. **A GUIDE TO ANALYSIS IN.** [S.l.]: [s.n.], 2001.

RODRIGUEZ-AMAYA, D. B. *et al.* Updated Brazilian database on food carotenoids: Factors affecting carotenoid composition. **Journal of Food Composition and Analysis**, 1 set. 2008. v. 21, n. 6, p. 445–463. Disponível em: <<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0889157508000458>>. Acesso em: 28 jan. 2018.

ROSA, J. S. Da *et al.* Desenvolvimento de um método de análise de vitamina C em alimentos por cromatografia líquida de alta eficiência e exclusão iônica. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, 2007. v. 27, n. 4, p. 837–846. Disponível em: <http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0101-20612007000400025&lng=en&nrm=iso&tlng=pt>.

RUFINO, M. Do S. M. *et al.* Metodologia Científica: Determinação da atividade antioxidante total em frutas pela captura do radical livre DPPH. **Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento**, 2007. v. 23, n. 2, p. 1–4. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2010.02.006>><http://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/S0023643895800085>http://www.cnpat.embrapa.br/download_publicacao.php?id=209%0A<http://ebooks.cambridge.org/ref/id/CBO9781107415324A009>>

RUFINO, M. Do S. M. *et al.* Bioactive compounds and antioxidant capacities of 18 non-traditional tropical fruits from Brazil. **Food Chemistry**, 2010. v. 121, n. 4, p. 996–1002. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.01.037>>.

SADILOVA, E.; STINTZING, F. C.; CARLE, R. Anthocyanins, colour and antioxidant properties of eggplant (*Solanum melongena* L.) and violet pepper (*Capsicum annuum* L.) peel extracts. **Zeitschrift fur Naturforschung - Section C Journal of Biosciences**, 2006. v. 61, n. 7–8, p. 527–535.

- SANTOS, R. C. DOS *et al.* Lycopene-rich extract from red guava (*Psidium guajava* L.) displays cytotoxic effect against human breast adenocarcinoma cell line MCF-7 via an apoptotic-like pathway. **Food Research International**, 2018. v. 105, n. May 2017, p. 184–196. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.foodres.2017.10.045>>.
- SCHIASSI, M. C. E. V. *et al.* Fruits from the Brazilian Cerrado region: Physico-chemical characterization, bioactive compounds, antioxidant activities, and sensory evaluation. **Food Chemistry**, 2018. v. 245, n. June 2017, p. 305–311. Disponível em: <<https://www.scopus.com/inward/record.uri?eid=2-s2.0-85032377721&doi=10.1016%2Fj.foodchem.2017.10.104&partnerID=40&md5=576da7dd0284fd19b169ca25b1407ed6>>.
- SENTANIN, M.; RODRIGUEZ-AMAYA, D. Teores de carotenóides em mamão e pêssego determinados por cromatografia líquida de alta eficiência. **Ciênc Tecnol Alim**, 2007. v. 27, n. 1, p. 13–19.
- SERAGLIO, S. K. T. *et al.* Nutritional and bioactive potential of Myrtaceae fruits during ripening. **Food Chemistry**, 2018. v. 239, p. 649–656.
- SILVA, L. M. R. DA *et al.* Quantification of bioactive compounds in pulps and by-products of tropical fruits from Brazil. **Food Chemistry**, 2014. v. 143, p. 398–404. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2013.08.001>>.
- SIRIAMORNUN, S.; KAEWSEEJAN, N. Quality, bioactive compounds and antioxidant capacity of selected climacteric fruits with relation to their maturity. **Scientia Horticulturae**, 2017. v. 221, n. November 2016, p. 33–42.
- SOCORRO MOURA RUFINO, M. DO *et al.* Quality for fresh consumption and processing of some non-traditional tropical fruits from Brazil. **Fruits**, 2009. v. 64, n. 6, p. 361–370. Disponível em: <<http://www.pubhort.org/fruits/2009/06/i9604.htm>>.
- THORNHILL, A. H. *et al.* Interpreting the modern distribution of Myrtaceae using a dated molecular phylogeny. **Molecular Phylogenetics and Evolution**, 2015. v. 93, p. 29–43. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.ympev.2015.07.007>>.
- VARGAS-MURGA, L. *et al.* Fruits and vegetables in the Brazilian Household Budget Survey (2008-2009): Carotenoid content and assessment of individual carotenoid intake. **Journal of Food Composition and Analysis**, 2016. v. 50, p. 88–96.
- XIE, L. *et al.* Recent advances in understanding the anti-obesity activity of anthocyanins and their biosynthesis in microorganisms. **Trends in Food Science and Technology**, 2018. v. 72, n. November 2017, p. 13–24.
- ZANATTA, C. F. *et al.* Determination of anthocyanins from Camu-camu (*Myrciaria dubia*) by HPLC-PDA, HPLC-MS, and NMR. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, 2005. v. 53, n. 24, p. 9531–9535.
- ZAND, N. *et al.* Simultaneous determination of riboflavin and pyridoxine by UHPLC/LC-MS in UK commercial infant meal food products. **Food Chemistry**, 2012. v. 135, n. 4, p. 2743–2749.

ZHANG, Y. *et al.* Anthocyanin accumulation and molecular analysis of anthocyanin biosynthesis-associated genes in eggplant (*Solanum melongena* L.). **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, 2014. v. 62, n. 13, p. 2906–2912.

Manuscrito 3

PHENOLIC COMPOUNDS AND PROTECTIVE EFFECT AGAINST HYDROGEN PEROXIDE OF *ACCA SELLOWIANA* AND *EUGENIA INVOLUCRATA* (MYRTACEAE) FROM SOUTHERN BRAZIL

Manuscrito em preparação para submissão ao periódico
Food Chemistry

Helena de Oliveira SCHMIDT ^a, Fernanda Camboim ROCKETT ^a, André V. Bazzan KLEN ^a, Luana SCHMIDT ^a, Eliseu RODRIGUES ^a, Paula Rossini AUGUSTI ^a, Viviani Ruffo de OLIVEIRA ^b, Vanuska Lima da SILVA ^b, Simone Hickmann FLÔRES ^a, Alessandro de Oliveira RIOS ^{a*}

^a Institute of Food Science and Technology, Federal University of Rio Grande do Sul (UFRGS). Avenue Bento Gonçalves, 9500, Prédio 43.212, Campus do Vale, Porto Alegre, RS, CEP 91501-970, Brazil.

^b Department of Nutrition, Federal University of Rio Grande do Sul (UFRGS), Rua Ramiro Barcelos, 2400, Santa Cecília, Porto Alegre, RS, CEP: 90040-060, Brazil.

ABSTRACT: *Acca sellowiana* (feijoa) and *Eugenia involucrata* (cherry) are native species of Myrtaceae family, found in the South Brazil. This study aimed to identify and quantify the phenolic compounds in of these fruits by high performance liquid chromatography coupled to diode array and mass spectrometry detectors (HPLC–DAD–MS/MS). Besides that, to evaluate antioxidant activity of hydroethanolic extracts. A total of 18 and 22 phenolic compounds were identified in feijoa and cherry fruits, respectively. The major compound found in feijoa was catechin, present in hight amounts (4151 $\mu\text{g.mL}^{-1}$ of dry weight) and in cherry was rutin (484 $\mu\text{g.mL}^{-1}$ of dry weight). The principal anthocyanin present in cherry was delphinidin-3-glucoside (689 mg.100g^{-1}). Hydroethanolic extracts of two sample cherry and one sample feijoa were efficient to prevent depletion of glutathione caused by hydrogen peroxide. The hydroethanolic extracts of the feijoa and cherry samples do not have activity against the hydroxyl radical. Flavan-3-ol was the group of phenolic compounds found mainly in feijoa and cherry, corresponding to 89 and 68% of total phenolic compounds, respectively.

Keywords: Bioactive compounds; anthocyanins; food analysis; mass spectrometry; family Myrtaceae

1 INTRODUCTION

Fruits provide an important source of bioactive molecules. Therefore, consumption of fruits and vegetables provides numerous benefits to human health, such as possible reduction of the risk of developing chronic diseases. These effects have been associated with the presence of bioactive constituents, mainly phenolics (AGUILERA; MARTIN-CABREJAS; GONZÁLEZ DE MEJIA, 2016; BOEING *et al.*, 2012; RUEL *et al.*, 2014).

Phenolic compounds are known to be one of the most important secondary metabolites found at larger levels in plants. Fruits possess strong antioxidant activity, which is positively associated with protection against oxidative stress in the body, one of the most important causes of chronic degenerative diseases (ALMEIDA *et al.*, 2011; CLERICI; CARVALHO-SILVA, 2011). The biosynthesis of these compounds is dependent on many factors, like the genotype, growth conditions, developmental stage, environmental conditions and abiotic and biotic stress (BJÖRKMAN *et al.*, 2011; SEPTEMBRE-MALATERRE; REMIZE; POUCHERET, 2017; WANG, F. *et al.*, 2011).

Oxidative and nitrosative stress state occur when cellular antioxidant defenses are insufficient to keep the levels of reactive species below a toxic threshold. This outcome may be due to excessive production of reactive species and/or to the failure of antioxidant defenses, creating the potential for oxidative damage (ROLEIRA *et al.*, 2015). The excess of reactive species can be balanced by natural antioxidants contained in the diet (WANG, X. *et al.*, 2014).

The consumption of tropical fruits is increasing in both domestic and international markets due to growing recognition of its nutritional value, fruits are recognized as sources of bioactive compounds (MOO-HUCHIN *et al.*, 2014; RUFINO *et al.*, 2010; SILVA, *et al.*, 2014; SIRIAMORNPUN; KAEWSEEJAN, 2017). Brazil hosts a large number of underexploited native and exotic fruit species of potential interest to the agroindustry and a possible future source of income for the local population (SILVA *et al.*, 2014)

The feijoa (*Acca sellowiana*) is an evergreen bushy shrub or small tree and belongs to the Myrtaceae family. It is also called pineapple guava. The fruit has a sweet, granular, acidulous and aromatic flesh with seeds embedded in a jelly located in the central cavity and smooth, green, sour, bitter peel. It is well appreciated for its pleasant flavor and nutritional characteristics (PASQUARIELLO *et al.*, 2015; TUNCEL; YILMAZ, 2015; WESTON, 2010). Although, feijoa is originally native to South America, yet, due to its easy adaptability in subtropical regions, feijoa trees are currently extensively cultivated in California, and mainly

in New Zealand and Australia, and it is well acclimatized to the Mediterranean (BONTEMPO *et al.*, 2007; MONFORTE *et al.*, 2014; PASQUARIELLO *et al.*, 2015; POODI *et al.*, 2018; VUOTTO *et al.*, 2000). In Brazil, it is cultivated mainly in the southern region of the country. Up to now, no phenolic compounds have been identified using mass spectrometer in *Acca selowiana* fruits (“*Acca selowiana*” and “phenolic compounds” at scopus and sciencedirect databases).

Brazilian cherry (*Eugenia involucrata* L.) also belongs to the Myrtaceae Family, is a fruit tree native to southern Brazil. It is commonly known as *cereja-do-rio-grande*. These fruits have a red or intense purple color when ripe, depending on the variety and are highly desirable for fresh consumption, and easily found in orchards, has economic value and landscaping potential (CIARLINI; MARANGONI; BOLZAN, 2017; NICÁCIO *et al.*, 2017).

Thus, the aim of this study was to identify and quantify the phenolic compounds present in *Acca selowiana* (O. Berg) Burret and *Eugenia involucrata* DC. fruits by high-performance liquid chromatography coupled mass spectrometry (HPLC-DAD-MS/MS). The antioxidant capacity of hydroethanolic extracts of fruits was evaluated against reactive oxygen species (ROS), specifically, hydrogen peroxide (H₂O₂) and hydroxyl radical (OH).

2 MATERIALS AND METHODS

2.1 Chemical

Analytical grade reagents as sodium acetate, sodium phosphate monobasic and dibasic, potassium phosphate monobasic were obtained from Comercial Neon[®] (Sao Paulo, Brazil). Hydrochloric acid (HCl), Thiobarbituric acid (TBA), 85% orthophosphoric acid, formic acid, acetone, ethanol, methyl alcohol and hydrogen peroxide (H₂O₂) were obtained by Dinâmica Química Contemporânea[®] (Sao Paulo, Brazil). High-performance liquid chromatography (HPLC) grade reagents such as acetonitrile and methanol were acquired from Panreac AppliChem[®] (Barcelona, Spain). Trolox[®] (±)-6-Hydroxy-2,5,7,8-tetramethylchromane-2-carboxylic acid, 2-deoxy-D-ribose, glutathione (GSH), 5,5'-dithiobis- (2-nitrobenzoic acid) (DTNB), ethylenediaminetetraacetic acid (EDTA), cyanidin-3-glucoside, cyanidin-3,5-glucoside, delphinidin-3-β-glucoside, pelargonidin-3-glucoside and pelargonidin-3,5-diglucoside, gallic acid, chlorogenic acid, caffeic acid, coumaric acid, ferulic acid, ellagic acid, catechin, epicatechin, epigallocatechin gallate, luteolin, quercetin, quercetin 3 glucoside, rutin, Kaempferol and myricetin, were purchased from Sigma-Aldrich[®] (St Louis, USA) and cartridge strata SPE C₁₈,

Phenomenex[®] from Allcrom (Sao Paulo, Brazil). Water was purified by Milli-Q[®] system (Integral, 10). The samples and solvents were filtered through Millipore membranes (Millex LCR 0.45 µm, 13 mm).

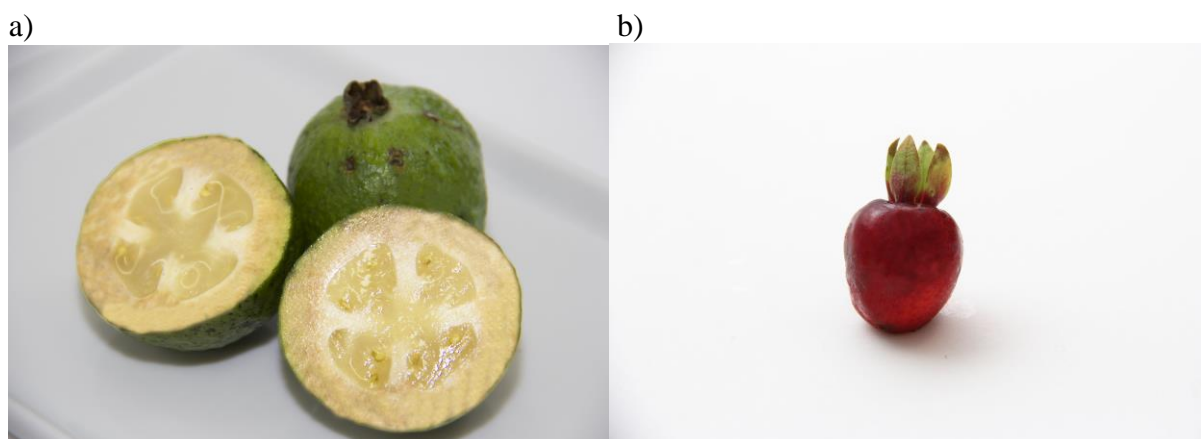
2.2 Samples

Three samples of *Acca sellowiana* (O. Berg) Burret and *Eugenia involucrata* DC were harvested from three different regions of Southern Brazil, according to Table 1. All the samples were ripe and were harvested from April to November 2016. Fruit transport to the laboratory was controlled under refrigeration temperature. The fruit samples endured selection and washed in running water and sanitized by immersion in chlorinated solution (30 mg.L⁻¹ for 15 min). Following washing, the samples were depulped, homogenized (Braesi, DES-20, Caxias do Sul, Brazil) and lyophilized (Liotop, L101, Sao Paulo, Brazil). The edible parts of the plants were used, for the samples of *cereja*, shell, pulp and seed were used, for feijoa was used, only pulp and seed (removed 2 mm bark, approximately). After being lyophilized the samples were packed in plastic vacuum packages (FASTVAC[®], F200 flash, Sao Paulo, Brazil) and stored in a freezer at -18 ° C until use.

Table 1. Information on species *Acca sellowiana* and *Eugenia involucrata* harvested in three different locations

Scientific name	Common name	Origin (City, State)	Geographical coordinate (GPS)	Quantity	Herbarium number
<i>Acca sellowiana</i> (O. Berg) Burret	Feijoa 1	Antônio Prado, RS	28°51'25.60" 51°16'56.15"W	2 kg	ICN 187146
	Feijoa 2	Ipê, RS	28°82'16.67"S 51°27'97.22"W	2 kg	ICN 187147
	Feijoa 3	São Joaquim, SC	28°16'34.47"S 49°56'9.57"W	4.5 kg	ICN 187148
<i>Eugenia involucrata</i> DC.	Cherry 1	Viamão, RS	30°8'3.92"S 51°1'49.30"W	4.5 kg	ICN 193953
	Cherry 2	Rolante, RS	29°38'0.39"S 50°34'18.47"W	4 kg	ICN 193954
	Cherry 3	Antônio Prado, RS	28°51'35.11"S 51°23'51.71"W	4.7 kg	ICN 193959

Figure 1. Images of *Acca selowiana* (a) and *Eugenia involucrata* (b) fruits from southern Brazil.



Fonte: Project Biodiversity for Food and Nutrition (BFN).

2.3 Phenolic Compounds

2.3.1 Anthocyanic phenolic compounds extraction

The extraction of anthocyanin phenolic compounds from the cherry was performed, according to Bochi, Godoy and Giusti, (2015), with modifications. In a becker, the extraction solvent was added to the lyophilized sample, in the proportion 0.2:10 (w/v) and left under magnetic stirring for 20 minutes. The extraction solvent was a mixture of methanol 20% in distilled water with 0.35% formic acid. Following, the homogenate was vacuum filtered. This extraction process was performed in triplicate and repeated three times until the absence of color in the extract, indicating the absence of anthocyanin phenolic compounds. The extract was concentrated in a rotary evaporator (Quimis[®] Q334.2) to remove methanol.

2.3.2 Non-anthocyanic phenolic compounds extraction

The extraction of the phenolic compounds followed the methodology described by Rodrigues; Mariutti and Mercadante, (2013) with modifications. An exhaustive extraction of the phenolic compounds was carried out, for this, was added 20 mL of a mixture of methanol with distilled water (80:20; v/v) to the 0.4 g of freeze-dried sample, followed by homogenization in turrax for 2 minutes, at ambient temperature (21 °C). After the extract was centrifuged (Hitach CR21 GIII-Himac) at 10.000g for 10 minutes at 20 °C and the

supernatant was transferred to an amber volumetric flask. This procedure was performed in triplicate and repeated four times for the *cereja*, and three for the feijoa, until the absence of color. The supernatants were combined, getting a final volume of 80 mL for cherry and 60 mL for feijoa. For the quantification of phenolic compounds, the extracts were concentrated in a rotary evaporator and increased to a 25 mL volumetric flask, and the samples were filtered in a filter Millex LCR 0.45 μm and immediately injected in the chromatograph. The absence of phenolic compounds in the supernatant was previously verified using the Folin-Ciocalteu reagent, following the methodology proposed by Becatti *et al.* (2010), with modifications.

2.3.3 SPE purification procedure

The anthocyanin and non-anthocyanin extracts were purified according to Rodriguez-Saona; Wrolstad, (2001) with modifications, before to identification analysis. The solid phase extraction cartridges C₁₈, Phenomenex[®] (Strata, Torrance, USA) were anteriorly activated with methanol and conditioned with acidified water (0.01% HCl). The cartridge was loaded with the sample, and the polar compounds were washed with two volumes of acid aqueous solution (0.01% HCl). The non-anthocyanin phenolic compounds were eluted using ethyl acetate and the anthocyanins were eluted with acidified methanol (0.01% HCl). The extracts were concentrated in a rotary evaporator, and the samples were reconstituted in 1 mL of the mobile phase. Following, the extracts were injected into the HPLC-DAD-MS/MS apparatus.

2.3.4 Instrumentation and chromatographic conditions

The identification of phenolic compounds was performed in chromatograph HPLC Shimadzu (Kyoto, Japão), equipped with two pump (Shimadzu LC-20AD), a degasser (Shimadzu DGU-20A), column oven (Shimadzu CTO-20A), system connected to an array diode detector (Shimadzu SPD-M20A) and a mass spectrometer (MS) with quadrupole analyzer – time of flight (Q-Tof) and electrospray ionization (ESI) sources (model micrOTOF-QIII, Bruker Daltonics, Bremen, Germany). A C₁₈ Phenomenex Synergi[™] column (250 mm x 4.6 mm, 4 μm) (Allcrom, SP, Brazil) was used.

For the anthocyanin compounds the analysis followed the method proposed by Bochi; Godoy; Giusti, (2015), in which mobile phases were used: 3% formic acid in water (v/v) (solvent A) and 100% acetonitrile (solvent B). Separation was obtained using a linear gradient

of 5:20 (v/v) of solvent B, in 30 minutes, and keeping that ratio up to 32 minutes. The column was washed by increasing B to 100%, and maintained until 37 minutes, after equilibrating at the initial conditions for 5 min. The flow rate was 0.8 mL.min⁻¹ and the injection volume was 5 µL.

For the non-anthocyanin compounds the mobile phase A was composed of a mixture of Milli-Q[®] water and formic acid 99.5:0.5% (v/v) and the mobile phase B a mixture of acetonitrile and formice acid 99.5:0.5% (v/v), in a linear gradient, starting at 99:1 (v/v) mobile phase A/B, reaching 50:50 (v/v) A/B in 50 minutes, and then 50:50 (v/v) A/B to 1:99 (v/v) A/B for 5 minutes. This ratio was maintained for another 5 minutes with a flow rate of 0.7 mL.min⁻¹ at 29 °C and the injection volume was 5 µL.

The spectra were obtained between 200 and 600 nm, and the chromatograms were processed at 280, 320, 360 nm and 520 nm. The mass spectra were acquired with a scan of *m/z* 100 to 1000. The MS parameters were defined as follows: ESI source in positive (anthocyanins) and negative ion modes; capillary voltage 3000 V; dry gas (N₂) temperature 310 ° C; flow rate 8 L.min⁻¹; nebulizer gas, 30 psi. MS² was set to automatic mode. The phenolic compounds were identified based on the order of elution and retention time on the column, characteristics of the UV-Vis and MS spectra compared to standards analyzed under the same conditions and, data available in the literature. In addition, the compounds were quantified by HPLC-DAD-MS/MS using an analytical curve of seven points, as shown in table 2.

Table 2. Work range, determination coefficients (r²), limit of quantification (LOQ), limit of detection (LOD) of phenolic compounds standards

Phenolic compounds	Work range (mg.L ⁻¹)	r ²	LOD (mg.L ⁻¹)	LOQ (mg.L ⁻¹)
Caffeic acid	0.36 - 12	0.9961	0.97	2.94
Chlorogenic acid	0.75 - 24	0.9960	0.77	2.34
Coumaric acid	0.05 - 12	0.9935	0.28	0.86
Ellagic acid	0.05 - 12	0.9925	0.55	1.67
Ferulic acid	0.05 - 12	0.9940	0.85	2.56
Gallic acid	0.75 - 24	0.9963	0.62	1.87
Catechin	0.70 - 70	0.9905	1.50	4.53
Epigallocatechin gallate	0.10 - 70	0.9964	0.09	0.26
Kaempferol	0.05 - 12	0.9925	0.03	0.11
Luteolin	0.10 - 50	0.9931	0.34	1.04
Myricetin	0.28 - 50	0.9938	1.23	3.71
Quercetin	0.40 - 50	0.9942	0.71	2.15
Quercetin 3-glucoside	0.11 - 50	0.9997	0.07	0.20
Rutin	0.11 - 15	0.9931	0.18	0.54

2.4 Evaluation of antioxidant activity *in vitro*

2.4.1 Hydroethanolic extract preparation

The exhaustive hydroethanolic extract was obtained following the method used by Rockenbach *et al.* (2008), with some modifications. It was added 25 ml of extraction solution 50% ethanol:50% water to feijoa (50% ethanol:50 acidified water 0.1% HCl to cherry) to the lyophilized sample (0.5 g), leaving the extract under mechanical stirring for 40 minutes for homogenization. After, the solution was vacuum filtered. The procedure was repeated 3 times, and at the end, the final volume of the extract was adjusted to 100 mL with the extraction solvent.

2.4.2 GSH assay

The protective capacity of the hydroethanolic extracts (50%) of the three samples of cherry and feijoa were tested against the oxidation of GSH in the presence of hydrogen peroxide (H₂O₂) by the quantification of the disappearance of sulfhydryl (-SH) groups from GSH.

In the test tubes were added, distilled water, H₂O₂ (150 mM), potassium phosphate buffer pH 6.8 (1 mM), GSH (60 mM), different concentrations of cherry and feijoa hydroethanolic extracts (0.1, 0.5 and 1.0 µg.mL⁻¹) and Trolox[®] (75 µg.mL⁻¹) which was used as the standard antioxidant. The test tubes were incubated in the dark, at rest, and at room temperature for 60 min. After the incubation, 100 µL of that incubated solution was added in a tube with 2 mL of 5,5'-dithiobis- (2-nitrobenzoic) (10 mM DTNB). The mixture was stirred in the vortex and after 5 minutes of reaction, the intensity of the yellow coloration was evaluated by spectrophotometer at 412 nm (ELLMAN, 1959). The results were calculated as percentage of sulfhydryl groups of GSH.

2.4.3 Deoxyribose assay

The ability to remove the hydroxyl (\cdot OH) radical formed from the Fenton reaction of the hydroethanolic extracts of the three and feijoa samples was evaluated by deoxyribose degradation (HALLIWELL; GUTTERIDGE; ARUOMA, 1987). The \cdot OH radical that was generated by the reaction of ferric chloride (FeCl₃) and EDTA in the presence of ascorbic acid, which forms Fe₂-EDTA, that reacts with H₂O₂ to create Fe₃-EDTA and \cdot OH through the reaction of Fenton. The OH \cdot radical, after forming reacts with 2-deoxyribose creating

malonaldehyde, which under heating with thiobarbituric acid (TBA) has a pink coloration that is quantifiable by spectrophotometry at 532 nm. Therefore, antioxidant substances that are added can compete with 2-deoxyribose for $\cdot\text{OH}$ producing a reduction in pink coloration.

In test tubes were added 100 μl of FeCl_3 (1 mM) EDTA (1 mM), ascorbic acid (2 mM) and H_2O_2 (10 mM). Potassium phosphate buffer pH 7.4 (50 mM), 2-deoxyribose and hydroethanolic extracts of the samples of cherry and feijoa were also added to the tubes under different concentrations (0.1, 0.5 and 1.0 $\mu\text{g}\cdot\text{mL}^{-1}$) and Trolox[®] (75 $\mu\text{g}\cdot\text{mL}^{-1}$) was used as the standard antioxidant. The test tubes were maintained under heating in the water bath (Dubnoff NT232–Novatecnica[®]) at 37 ° C for 1 h for reaction to occur. After 1 mL of TBA and hydrochloric acid (25%) was added to the tubes, and kept under heating in a water bath at 100°C for 15 min. Following this period, they were cooled to room temperature and the absorbance was measured at 532 nm. The results were calculated using the following formula:

$$\text{Hydroxyl radical generation} = 100 - [A_0 - (A_1 - A_2)] \times 100 / A_0$$

where A_0 is the absorbance in the absence of extract and presence of deoxyribose, A_1 is the absorbance in the presence of extract and presence of deoxyribose and A_2 is the absorbance of extract in the absence of deoxyribose.

2.5 Statistical analysis

The statistic analysis was evaluated by analysis of variance (ANOVA) with a test of comparison of the means applies to the Tukey test at a significance level of 5 % using Graphpad 10.0 software.

3 RESULTS AND DISCUSSION

The HPLC-DAD-MS/MS method allowed for the separation and identification phenolic compounds in feijoa fruit, based on the interpretation of their fragmentation patterns obtained from mass spectra, retention time, mass spectra and by comparison with literature, and 13 standard compounds were also used for the identification of compounds. Table 3 shows the selected phenolic compounds belonging to hydroxybenzoic and flavan-3-ol acids identified in feijoa.

The peaks 1 and 4 at m/z 783 $[\text{M} - \text{H}]^-$, and the MS^2 spectra a base peak at m/z 301, were identified as pedunculagin isomer. Peak 2 had a $[\text{M} - \text{H}]^-$ at m/z 933, which upon MS^2

principal fragmentation at m/z 301, being identified as castalagin. These peaks are derived from an ellagic acid (SINGH *et al.*, 2016). Other ellagic acid derivatives were identified in peaks of 5 to 7, as well as peak 9, as shown in Table 3. Ellagic acid is a phenolic compound found in various fruits and nuts. Previous studies indicate that ellagic acid performs several significant functions such as antioxidation, to exerts the ability to quench reactive oxygen species, (DALVI *et al.*, 2017), anticancer and antimutagenic activities (ZHAO, M. *et al.*, 2013), and antibacterial (VEROTTA *et al.*, 2018).

The peak 3 showed in the MS² spectra, a base peak at m/z 407 and an intense secondary peak at m/z 289, consistent with fragmentation pattern (epi)gallocatechin-(epi)catechin (JAISWAL; JAYASINGHE; KUHNERT, 2012). Three type (epi)catechin dimers were identified at m/z 577 (peaks 8, 13 and 16). The fragmentation pattern presented in Table 3 is consistent with previously reported data (JAISWAL; JAYASINGHE; KUHNERT, 2012). The other two derivatives of (epi)catechin are reported (peaks 10 and 11), presented peaks in the MS² spectra base at m/z 289. Peaks 12 and 14 presented the same retention time, negative molecular ion (m/z) 189 and fragmentation MS² spectra consistent with of an authentic catechin and epicatechin standard. Compound 15 was identified as ellagic acid hexoside (m/z 531) with characteristic loss of 162 Da (hexose group). The loss of the fragment at m/z 68, is derived from the mobile phase.

The peak 17 was identified as ellagic acid pentoside (m/z 433) with characteristic loss of 132 Da (pentose moiety). Compound 18 had a negative ion at m/z 441, which gave product ions in the MS² spectra at m/z 289, 245 and 169, and was tentatively identified as (epi)catechin gallate (JAISWAL; JAYASINGHE; KUHNERT, 2012).

Table 3. Chromatographic and Spectroscopic Characteristics and Phenolic compound of *Acca sellowiana* Fruit obtained by HPLC-DAD-MS/MS

Peak	Compound	t _R (min)	[M - H] ⁻ (m/z)	MS / MS (m/z)	Concentration (µg.g ⁻¹)
1	Pedunculagin Isomer	11.5	783	481 [M - H - 302] ⁻ , 301 [M - H - 180] ⁻ , 275 [M - H - 26] ⁻	63.10 ± 10.80
2	Castalagin	12.5	933	915 [M - H - 18] ⁻ , 889 [M - H - 26] ⁻ , 871 [M - H - 18] ⁻ , 631 [M - H - 240] ⁻ , 587 [M - H - 44] ⁻ , 569 [M - H - 18] ⁻ , 425 [M - H - 144] ⁻ , 301 [M - H - 124] ⁻ , 249 [M - H - 52] ⁻	109.52 ± 17.05
3	(Epi)gallo catechin-(epi)catechin	12.7	593	407 [M - H - 186] ⁻ , 339 [M - H - 68] ⁻ , 289 [M - H - 50] ⁻	ND
4	Pedunculagin Isomer II	14.3	783	605 [M - H - 178] ⁻ , 481 [M - H - 124] ⁻ , 425 [M - H - 56] ⁻ , 301 [M - H - 124] ⁻ 275 [M - H - 26] ⁻	54.66 ± 10.78
5	Derivative ellagic acid	14.4	553	301 [M - H - 252] ⁻ , 275 [M - H - 26] ⁻ , 169 [M - H - 106] ⁻ , 125 [M - H - 44] ⁻	44.77 ± 3.78
6	Derivative ellagic acid	14.5	542	301 [M - H - 241] ⁻ , 275 [M - H - 26] ⁻ , 249 [M - H - 26] ⁻ , 169 [M - H - 80] ⁻ , 125 [M - H - 44] ⁻	ND
7	Derivative ellagic acid	14.7	951	443 [M - H - 508] ⁻ , 237 [M - H - 206] ⁻ , 174 [M - H - 63] ⁻ , 119 [M - H - 55] ⁻	73.34 ± 9.08
8	(Epi)catechin dimer	14.8	577	465 [M - H - 112] ⁻ , 451 [M - H - 14] ⁻ , 425 [M - H - 26] ⁻ , 407 [M - H - 18] ⁻ , 289 [M - H - 118] ⁻	224.05 ± 30.72
9	Derivative ellagic acid	15.0	613	301 [M - H - 312] ⁻ , 275 [M - H - 26] ⁻	45.60 ± 0.18
10	(Epi)Catechin derivative	15.0	602	289 [M - H - 313] ⁻ , 248 [M - H - 41] ⁻	ND
11	(Epi)catechin trimer	16.2	1206	289 [M - H - 917] ⁻	186.90 ± 11.06
12	Catechin	16.6	289	245 [M - H - 44] ⁻ , 221 [M - H - 24] ⁻ , 203 [M - H - 18] ⁻ , 137 [M - H - 66] ⁻ , 123 [M - H - 14] ⁻	4151.62 ± 220.85
13	(Epi)catechin dimer II	18.2	577	407 [M - H - 170] ⁻ , 289 [M - H - 118] ⁻	213.69 ± 46.03
14	Epicatechin	19.6	289	221 [M - H - 68] ⁻ , 203 [M - H - 18] ⁻ , 151 [M - H - 52] ⁻	240.45 ± 70.80
15	Ellagic acid hexoside	20.3	531	463 [M - H - 68] ⁻ , 301 [M - H - 162] ⁻	ND
16	(Epi)catechin dimer III	21.3	577	407 [M - H - 170] ⁻ , 339 [M - H - 68] ⁻ , 289 [M - H - 50] ⁻ , 245 [M - H - 44] ⁻	285.09 ± 30.01

Peak	Compound	t _R (min)	[M - H] ⁻ (m/z)	MS / MS (m/z)	Concentration (µg.g ⁻¹)
17	Ellagic acid pentoside	23.3	433	301 [M - H - 132] ⁻ , 299 [M - H - 2] ⁻	238.95 ± 11.73
18	(Epi)catechin gallate	24.5	441	289 [M - H - 152] ⁻ , 245 [M - H - 44] ⁻ , 169 [M - H - 76] ⁻	256.00 ± 42.71
Total phenolic compounds					6187.74
Total flavan-3-ol					5557.8
Total hydroxybenzoic acids					629.94

Values are the mean of 3 samples of *Acca sellowiana* (± standard error)

ND: not detected

Results expressed in µg.g⁻¹.

Results expressed as dry basis.

Two main groups of phenolic compounds found in feijoa, hydroxybenzoic acids and flavan-3-ol were found. Of the 18 compounds shown in table 3, nine belong to the flavan-3-ol group and made up the largest amount (89%) of determined total phenolic compounds. The compound found in the highest concentration in feijoa fruit, which belongs to the flavan-3-ol group, was catechin ($4151 \mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ dry weight). Catechin is an effective antioxidant (GRZESIK *et al.*, 2018a), and might be a mediator in cardiovascular health via mechanisms of blood pressure reduction, attenuation (MANGELS; MOHLER, 2017). Catechins are present in many dietary products, plants, fruits, such as apples, blueberries, cacao, green and black tea. In order to compare with the literature, the value was transformed into wet basis and $\text{mg}\cdot 100\text{g}^{-1}$ ($70.7 \text{ mg catechin in } 100\text{g}^{-1}$ in fresh weight). The value determined in feijoa is higher than that found in many fruits sources of catechin, as black grape ($10 \text{ mg}\cdot 100\text{g}^{-1}$ fw), strawberry fruit ($18 \text{ mg}\cdot 100\text{g}^{-1}$ fw), apple ($58 \text{ mg}\cdot 100\text{g}^{-1}$ fw) prune juice ($24 \text{ mg}\cdot 100\text{mL}^{-1}$ fw), among other fruits (NEVEU *et al.*, 2010; TSANOVA-SAVOVA; RIBAROVA; GEROVA, 2005). However, when compared to natural cocoa powder ($107 \text{ mg}\cdot 100\text{g}^{-1}$), the amount present in feijoa is less (GU *et al.*, 2006).

Results obtained through the mass analysis for *Eugenia involucrata* are shown in Table 4 and Table 5 for 18 non-anthocyanic phenolic compounds and 4 anthocyanic phenolic compounds, respectively. The peaks were identified, based on the interpretation of their fragmentation patterns obtained from mass spectra, retention time, mass spectra and by comparison with literature. Also 13 standards were used for the identification of compounds.

Eugenia involucrata was characterized by two main groups of phenolic compounds, flavan-3-ol and flavonol, in which 11 compounds are flavan-3-ol, that corresponds to 62% of total phenolic compounds. Six signal (peaks 1, 2, 5, 6, 7 and 13) at m/z 577 $[\text{M} - \text{H}]^-$ were observed that eluted between 14 and 15 minutes. These components were identified as procyanidin B, and the fragmentation pattern reported in Table 4 is consistent with literature (HOFMANN; NEBEHAJ; ALBERT, 2015; JAISWAL; JAYASINGHE; KUHNERT, 2012; MARTINI; CONTE, A.; TAGLIAZUCCHI, 2017). Peaks 3 and 8 were identified as catechin and epicatechin, respectively. These compounds had the same UV-vis spectra, negative molecular ion (m/z) 189 and fragmentation MS^2 spectra (m/z 123) is these reported in the literature (JAISWAL; JAYASINGHE; KUHNERT, 2012; MARTINI; CONTE, A.; TAGLIAZUCCHI, 2017) and authentic catechin and epicatechin standards.

The peaks 4 and 10 were tentatively identified as (Epi)afzelchin-(epi)catechin isomer had a $[\text{M} - \text{H}]^-$ at m/z 561, which upon MS^2 fragmentation yielded ions at m/z 407, and 289, consistent with the literature (VERARDO *et al.*, 2010). The peak 9 had negative molecular ion (m/z) 865 and fragmentation MS^2 spectra m/z 447. Therefore it was tentatively identified as procyanidin C, consistent with previously reported data (BYSTROM *et al.*, 2008).

Compound 11 was identified as quercetin xylosyl rutinoside, because it had a $[\text{M} - \text{H}]^-$ at m/z 741 and analysis of MS^2 spectra revealed the loss 441 Da, to produce a 301, which is quercetin. The

rutinoside molecule has a mass of 308 Da and xylosyl has 132 Da. The compound 15 had a negative molecular ion m/z 463, which was identified quercetin - 3- O-glucoside by comparison with an authentic standard. Quercetin-3-O-glucoside also was found in other two studies with *Eugenia involucrata* (CELLI; PEREIRA-NETTO; BETA, 2011; NICÁCIO et al., 2017). Quercetin is the most common flavonoid in fruits and the main flavonol consumed in the human diet (WANG, L. et al., 2009). The peaks 12 was indicated as rutin with the signal at m/z 609 and the MS² analysis showed a peak at m/z 301, by a loss of 308 Da, consistent with that of a legitimate standard. This compound had the highest cherry concentration, among the compounds identified in the present study.

The peak 14 was tentatively identified as kaempferol derivative, with a negative molecular ion at m/z 285 and MS² fragmentations pattern reported in Table 4. The peak 16 were identified as kaempferol-3-rutinoside, at m/z 593 and MS² spectra a base peak at m/z 285, is consistent with previous report in the literature (MARTINI; CONTE, A.; TAGLIAZUCCHI, 2017). The compound 17 and 18 presented the same negative molecular ion (m/z 447) and fragmentation typical for kaempferol hexoside (MARTINI; CONTE, A.; TAGLIAZUCCHI, 2017).

In this study, the two main compounds found in the flavonol group were the rutin (484 $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$), with the highest content and quercetin-3-glucoside (335 $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$). To compare with the literature, the value was converted of rutin and quercetin-3-glucoside: 3.3 and 2.6 $\text{mg}\cdot 100\text{g}^{-1}$ in fresh weight, respectively. The value found for rutin is superior to apple (0.25 $\text{mg}\cdot 100\text{g}^{-1}$), apricot (0.83 $\text{mg}\cdot 100\text{g}^{-1}$), redcurrant (0.44 $\text{mg}\cdot 100\text{g}^{-1}$) and green tea (1.46 $\text{mg}\cdot 100\text{g}^{-1}$). However, when compared to berries this value is lower (NEVEU *et al.*, 2010). A recent study associated the antioxidant effect of rutin on UV radiation in the skin. Rutin protects fibroblasts from UV-induced oxidative modification, avoiding a change in their biological function. The rutin decreases the negative charge on the membrane surface of skin cells and decreases the amount of oxidative stress (DOBRZYŃSKA *et al.*, 2018). Regarding quercetin-3-glucoside, the *Eugenia involucrata* is an excellent source when compared to several fruits, and its value is higher than berry as blackberry (0.67 $\text{mg}\cdot 100\text{g}^{-1}$ fw), black fox grape (2.17 $\text{mg}\cdot 100\text{g}^{-1}$ fw), blueberry (1.49 $\text{mg}\cdot 100\text{g}^{-1}$ fw) and among other berry fruits. However, when compared to black tea (10 $\text{mg}\cdot 100\text{g}^{-1}$ fw) the value of quercetin-3-glucoside found in cherry is lower (NEVEU *et al.*, 2010).

Table 4. Chromatographic and Spectroscopic Characteristics and Phenolic compound of *Eugenia involucrata* Fruit obtained by HPLC-DAD-MS/MS

Peak	Compound	t _R (min)	[M - H] ⁻ (m/z)	MS / MS (m/z)	Concentration (µg.g ⁻¹)
1	Procyanidin B	14.8	577	407 [M - H - 170] ⁻ , 339 [M - H - 68] ⁻ , 289 [M - H - 50] ⁻ , 245 [M - H - 44] ⁻ , 125 [M - H - 120] ⁻	126.17 ± 4.70
2	Procyanidin B	15.7	577	407 [M - H - 170] ⁻ , 339 [M - H - 68] ⁻ , 289 [M - H - 50] ⁻ , 245[M - H - 44] ⁻ , 125 [M - H - 20] ⁻	132.35 ± 6.60
3	Catechin	16.7	289	123 [M - H - 166] ⁻	169.85 ± 3.28
4	(Epi)afzelchin- (epi)catechin isomer	17.4	561	407 [M - H - 154] ⁻ , 289 [M - H - 118] ⁻ , 271 [M - H - 18] ⁻ , 245 [M - H - 26] ⁻	ND
5	Procyanidin B	17.5	577	451 [M - H - 126] ⁻ , 425 [M - H - 26] ⁻ , 407 [M - H - 18] ⁻ , 289 [M - H - 118] ⁻ , 245 [M - H - 44] ⁻ , 125 [M - H - 120] ⁻	ND
6	Procyanidin B	18.1	577	407 [M - H - 170] ⁻ , 339 [M - H - 68] ⁻ , 289 [M - H - 50] ⁻ , 245 [M - H - 44] ⁻ , 125 [M - H - 120] ⁻	257.55 ± 39.68
7	Procyanidin B	18.3	577	407 [M - H - 170] ⁻ , 339 [M - H - 68] ⁻ , 289 [M - H - 50] ⁻ , 245 [M - H - 44] ⁻ , 125 [M - H - 120] ⁻	220.12 ± 26.31
8	Epicatechin	19.4	289	221 [M - H - 68] ⁻ , 123 [M - H - 98] ⁻	243.18 ± 26.31
9	Procyanidin C1	20.3	865	447 [M - H - 418] ⁻	153.29 ± 26.05
10	(Epi)afzelchin- (epi)catechin isomer II	21.1	561	407 [M - H - 154] ⁻ , 289 [M - H - 118] ⁻ , 271 [M - H - 18] ⁻ , 245 [M - H - 26] ⁻	234.12 ± 40.88
11	Quercetin 3-O-xylosyl- rutinose	22.5	741	301 [M - H - 440] ⁻	52.29 ± 11.14
12	Rutin	24.2	609	301 [M - H - 308] ⁻	484.78 ± 4.88
13	Procyanidin B	24.5	577	407 [M - H - 170] ⁻ , 289 [M - H - 118] ⁻ , 125 [M - H - 164] ⁻	17.57 ± 4.15
14	Kaempferol derivative	24.5	285	225 [M - H - 50] ⁻ , 183 [M - H - 42] ⁻	ND
15	Quercetin - 3 - glucoside	25.3	463	301 [M - H - 162] ⁻ , 300 [M - H - 1] ⁻	335.03 ± 85.35
16	Kaempferol-3-O-rutinose	26.4	593	327 [M - H - 270] ⁻ , 286 [M - H - 41] ⁻ , 285 [M - H - 1] ⁻ , 284 [M - H - 1] ⁻	41.50 ± 3.46
17	Kaempferol hexoside	27.5	447	285 [M - H - 162] ⁻ , 284 [M - H - 1] ⁻ , 255 [M - H - 29] ⁻ , 227 [M - H - 28] ⁻ , 174 [M - H - 53] ⁻	41.19 ± 2.35
18	Kaempferol hexoside	27.6	447	285 [M - H - 162] ⁻ , 284 [M - H - 1] ⁻ , 255 [M - H - 29] ⁻ , 227 [M - H - 28] ⁻ , 174 [M - H - 53] ⁻	ND
Total phenolic					2508.99

compounds	
Total flavonol	954.79
Total flavan-3-ol	1554.2

Values are the mean of 3 samples of *Eugenia involucrata* (\pm standard error)

ND: not detected

Results expressed in $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$.

Results expressed as dry basis.

Anthocyanins are important flavonoid subgroup, their presence in plants is responsible for the blue, purple and red colors in most flowers, fruits, and leaves and the regular consumption has been associated with reducing risk of chronic disease, because of its potential antioxidant effect (BAO *et al.*, 2018; DAMETTO *et al.*, 2017).

The anthocyanin phenolic compounds presented in *Eugenia involucrata* are presented in Table 5. Four anthocyanins were identified in total. The peak 1, was major compound and identified as delphinidin-3- glucoside (689 mg.100g⁻¹) by comparison to on authentic standard. The peak 2 had been already identified in *Eugenia involucrata* (CELLI; PEREIRA-NETTO; BETA, 2011). The peak 3 was identified as pelargonidin glucoside (*m/z* 433), and Cyanidin-3-arabioside was identified at *m/z* 419, the fragmentation pattern consistent with previous data (MARTINI; CONTE, A.; TAGLIAZUCCHI, 2017).

To compare with the literature, the value of delphinidin-3-glucoside on wet basis is 62 mg 100g⁻¹. This value is higher than that found in other berries fruits, such as black grape (2.63 mg.100g⁻¹), blueberry (15.17 mg.100g⁻¹), red raspberry (0.21 mg.100g⁻¹), cranberry (0.10 mg.100g⁻¹). Nevertheless, a value lower than that of eggplant and blackcurrant (NEVEU *et al.*, 2010; WU *et al.*, 2006). Delphinidin has been associated with several activities in the body, such as anti-inflammatory, antioxidant and hepatoprotective activity (PATEL; JAIN; PATEL, 2013).

Table 5. Chromatographic and Spectroscopic Characteristics and Anthocyanins of *Eugenia involucrata* Fruit obtained by HPLC-DAD-MS/MS

Peak	Compound	t _R (min)	λ _{max} (nm)	[M] ⁺ (<i>m/z</i>)	MS / MS (<i>m/z</i>)	Concentration (mg.100g ⁻¹)
1	Delphinidin 3-glucoside	17.6	272, 524	465	303 [M + H – 162] ⁺	689.80 ± 88.52
2	Cyanidin 3-glucoside	20.6	280, 516	449	287 [M + H – 162] ⁺	669.80 ± 75.66
3	Pelargonidin glucoside	23.8		433	ND	112.06 ± 46.30
4	Cyanidin 3-arabioside	26.4	280, 519	419	287 [M + H – 132] ⁺	ND
Total anthocyanins						1471.66

Values are the mean of 3 samples of *Acca sellowiana* (± standard error)

ND: not detected

Results expressed in mg.100g⁻¹.

Results expressed as dry basis.

In total were identified 22 phenolic compounds in cherry. Most of the compounds present are anthocyanin compounds with 1471 mg.100g⁻¹, while non-anthocyanic phenolic compounds exhibit 250.8 mg.100g⁻¹. The study of Celli; Pereira-Netto; Beta, (2011) and

Nicácio et al., (2017) who analyzed, *Eugenia involucrata* fruits, were identified only eight phenolic compounds, in the first study, and in the second study, only seven phenolic compounds.

Fruits can present high amounts of flavonoids, anthocyanin and other phenolic compounds that are known for their antioxidant activity. The benefits associated with the antioxidant compounds have increased the search for new natural antioxidant sources. Thus, the identification and quantification of these compounds became essential new sources of antioxidants compounds as well as to monitor the variability of these compounds in fruits and their parts (NICÁCIO *et al.*, 2017). The phenolic compounds have at least one aromatic ring bearing one or more hydroxyl groups and their antioxidant action is mainly due to their high tendency to chelate metals by the referred groups (ROLEIRA *et al.*, 2015).

The collective term “reactive oxygen species” (ROS) includes both free radicals [molecules having an odd electron, like superoxide radical anion ($O_2^{\cdot -}$) and hydroxyl radical ($\cdot OH$)] and species that are not free radicals, like hydrogen peroxide (H_2O_2) (GRZESIK *et al.*, 2018a). GSH spontaneously reacts with ROS in cells by catalytic reactions, and, this way an increase in ROS can deplete GSH, resulting in oxidative damage to the cell (TOWNSEND; TEW; TAPIERO, 2003).

Hydrogen peroxide is considered a byproducts of catalytic activity. Numerous studies have demonstrated that hydrogen peroxide activates various signaling pathways. Its reactions with typical thiols are slow, and the main reactions are with seleno-, thiol or heme peroxidases, or other transition metal centers, to give both radical and nonradical species. Its biologically damaging effects are mainly due to these secondary products as well as hydroxyl radicals formed by Fenton reaction wherein reduced iron (Fe^{2+}) or copper (Cu^+) is oxidized by H_2O_2 (WINTERBOURN, 2008). Hydroxyl radical is considered the most reactive of all these species due to its aggressive activity (LIU *et al.*, 2016).

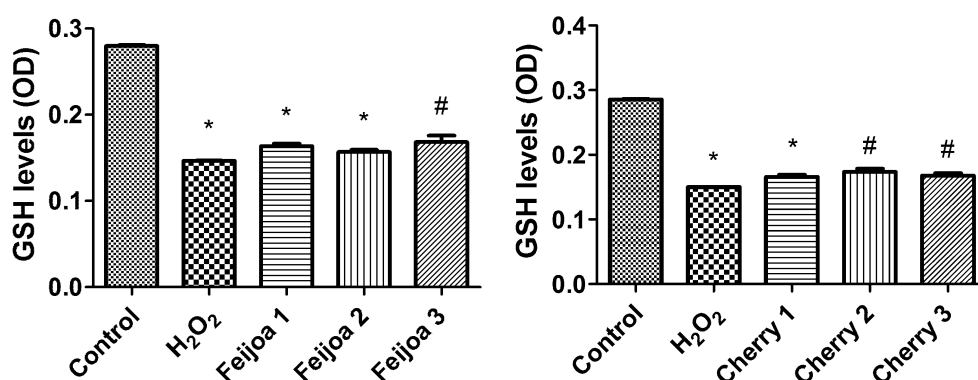
Glutathione is present in the cytoplasm in millimolar concentrations. Reduced glutathione is a linear tripeptide of L-glutamic acid, L-cysteine, and glycine, which plays a key role in the cellular antioxidant system (SCHAFER; BUETTNER, 2001). In contrast to glutathione, phenolic compounds cannot be synthesized by humans, but are obtained through the diet; so, free radicals that are originated during body metabolism can be better neutralized by regular intake of foods containing a high content of fruits and vegetables (MILELLA *et al.*, 2011).

The hydroethanolic extracts of the 3 samples of feijoa and cherry fruits were tested. The Figure 1 shows that sample 3 of feijoa was able to prevent the depletion of GSH caused

by hydrogen peroxide. In a recent study comparing the antioxidant properties of catechins with of main intracellular antioxidant (GSH), showed that, in most cases, catechins were the most effective among reactive species studied than the synthetic antioxidants tested (GSH) (GRZESIK *et al.*, 2018b). Catechins are present in high concentrations in feijoa.

For the Brazilian cherry, the sample 2 and 3 were efficient to prevent oxidation caused by H_2O_2 (Figure 2). The hydroethanolic extracts of the feijoa and cherry samples do not have activity against the hydroxyl radical ($p > 0.05$, data not shown). Therefore, we might speculate that in a water-soluble medium the hydroethanolic extracts from different samples of feijoa and cherry are not able to remove hydroxyl radicals.

Figure 2. Effect of hydroethanolic extracts from different samples of feijoa and cherry on GSH oxidation. Data are expressed as means \pm standard error of the mean (SEM) ($n=3$). Different from control ($p < 0.05$).



*Different from control ($p < 0.05$)

Different from Trolox group ($p < 0.05$)

Reactive species such as peroxy, superoxide anion, and hydroxyl radical have highly unstable structure and display electrophilic character. Therefore, they are capable of rapidly attacking molecules presenting high electron density, such as the unsaturated fatty acids found in foods and the human body, as well as biomolecules (proteins, DNA, and RNA), and consequently impair vital functions in the human body. An antioxidant can be defined as any substance that delays, prevents or removes oxidative damage to a target molecule (HALLIWELL; GUTTERIDGE, 2007). Thus, the extracts of Brazilian native fruit species, herein studied can be an interesting option to strengthen the antioxidant activity against these ROS, in foods products (INFANTE *et al.*, 2016).

4 CONCLUSION

The feijoa fruits and Brazilian cherry, native species of South Brazilian shown promising for phenolic composition. The qualitative approach allowed the tentative identification of 18 individual phenolic compounds in feijoa fruits and 22 individual phenolic compounds in cherry. Analysis by HPLC-DAD-MS/MS showed that the main phenolic compounds found in feijoa fruits are hydroxybenzoic acids and flavan-3-ol, presenting high catechin values. The *Eugenia involucrata* was characterized mainly anthocyanic compounds, with delphinidin-3-glucoside being the major anthocyanin. Of the non-anthocyanic phenolic compounds, flavan-3-ol and favonol were the main groups, rutin being the most common phenolic compound determined. The hydroethanolic extracts of two samples of cherry and one sample of feijoa were efficient to prevent depletion of GSH caused by hydrogen peroxide, suggesting that it can be applied to food.

Acknowledgements

The authors thank the "Biodiversity for Food and Nutrition" Project and the Ministry of the Environment, Global Environmental Facility (GEF), Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) and Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), for fellowships and financial support.

REFERENCES

- AGUILERA, Y.; MARTIN-CABREJAS, M. A.; GONZÁLEZ DE MEJIA, E. Phenolic compounds in fruits and beverages consumed as part of the mediterranean diet: their role in prevention of chronic diseases. **Phytochemistry Reviews**, 2016. v. 15, n. 3, p. 405–423.
- ALMEIDA, M. M. B. *et al.* Bioactive compounds and antioxidant activity of fresh exotic fruits from northeastern Brazil. **Food Research International**, 2011. v. 44, n. 7, p. 2155–2159.
- BAO, T. *et al.* Systematic evaluation of bioactive components and antioxidant capacity of some new and common bayberry cultivars using an in vitro gastrointestinal digestion method. **Food Research International**, 2018. v. 103, n. 866, p. 326–334. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodres.2017.10.062>>.
- BECATTI, E. *et al.* Short-term postharvest carbon dioxide treatments induce selective molecular and metabolic changes in grape berries. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, 2010. v. 58, n. 13, p. 8012–8020.
- BJÖRKMAN, M. *et al.* Phytochemicals of Brassicaceae in plant protection and human health - Influences of climate, environment and agronomic practice. **Phytochemistry**, 2011. v. 72, n. 7, p. 538–556.
- BOCHI, V. C.; GODOY, H. T.; GIUSTI, M. M. Anthocyanin and other phenolic compounds in Ceylon gooseberry (*Dovyalis hebecarpa*) fruits. **Food Chemistry**, 2015. v. 176, p. 234–243. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.12.041>>.
- BOEING, H. *et al.* Critical review: Vegetables and fruit in the prevention of chronic diseases. **European Journal of Nutrition**, 2012. v. 51, n. 6, p. 637–663.
- BONTEMPO, P. *et al.* Feijoa sellowiana derived natural Flavone exerts anti-cancer action displaying HDAC inhibitory activities. **International Journal of Biochemistry and Cell Biology**, 2007. v. 39, n. 10, p. 1902–1914.
- BYSTROM, L. M. *et al.* Characterisation of phenolics by LC-UV/Vis, LC-MS/MS and sugars by GC in *Melicoccus bijugatus* Jacq. “Montgomery” fruits. **Food Chemistry**, 2008. v. 111, n. 4, p. 1017–1024.
- CELLI, G. B.; PEREIRA-NETTO, A. B.; BETA, T. Comparative analysis of total phenolic content, antioxidant activity, and flavonoids profile of fruits from two varieties of Brazilian cherry (*Eugenia uniflora* L.) throughout the fruit developmental stages. **Food Research International**, 2011. v. 44, n. 8, p. 2442–2451. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodres.2010.12.036>>.
- CIARLINI, J. J. S.; MARANGONI, A.; BOLZAN, A. Selectivity of supercritical CO₂ extraction and atmospheric pressure techniques for the major volatile compounds of *Eugenia involucrata* leaves from Southern Brazil. **Food and Bioprocess Processing**, 2017. v. 106, p. 29–34. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.fbp.2017.08.008>>.
- CLERICI, M. T. P. S.; CARVALHO-SILVA, L. B. Nutritional bioactive compounds and

technological aspects of minor fruits grown in Brazil. **Food Research International**, 2011. v. 44, n. 7, p. 1658–1670. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodres.2011.04.020>>.

DALVI, L. T. *et al.* Ellagic acid inhibits iron-mediated free radical formation. **Spectrochimica Acta Part A: Molecular and Biomolecular Spectroscopy**, 15 fev. 2017. v. 173, p. 910–917. Disponível em: <<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1386142516306199>>. Acesso em: 26 jan. 2018.

DAMETTO, A. C. *et al.* Chemical composition and in vitro chemoprevention assessment of *Eugenia jambolana* Lam. (Myrtaceae) fruits and leaves. **Journal of Functional Foods**, 2017. v. 36, p. 490–502. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.jff.2017.07.013>>.

DOBZYŃSKA, I. *et al.* Effects of rutin on the physicochemical properties of skin fibroblasts membrane disruption following UV radiation. **Chemico-Biological Interactions**, 2018. v. 282, n. December 2017, p. 29–35.

ELLMAN, G. L. Tissue sulfhydryl groups. **Archives of Biochemistry and Biophysics**, 1959. v. 82, p. 70–77.

GOYENECHE, R. *et al.* Supercritical CO₂ extraction of bioactive compounds from radish leaves: Yield, antioxidant capacity and cytotoxicity. **Journal of Supercritical Fluids**, 2018. v. 135, n. November 2017, p. 78–83. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.supflu.2018.01.004>>.

GRZESIK, M. *et al.* Antioxidant properties of catechins: Comparison with other antioxidants. **Food Chemistry**, 2018. v. 241, n. August 2017, p. 480–492.

GU, L. *et al.* Procyanidin and Catechin Contents and Antioxidant Capacity of Cocoa and Chocolate Products. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, 2006. v. 54, p. 4057–4061.

HALLIWELL, B.; GUTTERIDGE, J. M. C.; ARUOMA, O. I. The deoxyribose method: A simple “test-tube” assay for determination of rate constants for reactions of hydroxyl radicals. **Analytical Biochemistry**, 1987. v. 165, n. 1, p. 215–219.

HOFMANN, T.; NEBEHAJ, E.; ALBERT, L. The high-performance liquid chromatography/multistage electrospray mass spectrometric investigation and extraction optimization of beech (*Fagus sylvatica* L.) bark polyphenols. **Journal of Chromatography A**, 2015. v. 1393, p. 96–105. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.chroma.2015.03.030>>.

INFANTE, J. *et al.* Antioxidant and anti-inflammatory activities of unexplored Brazilian native fruits. **PLoS ONE**, 2016. v. 11, n. 4. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1371/journal.pone.0152974>>.

JAISWAL, R.; JAYASINGHE, L.; KUHNERT, N. Identification and characterization of proanthocyanidins of 16 members of the *Rhododendron* genus (Ericaceae) by tandem LC-MS. **Journal of Mass Spectrometry**, 2012. v. 47, n. 4, p. 502–515.

LIU, F. *et al.* A sensitive fluorescent sensor for the detection of endogenous hydroxyl radicals in living cells and bacteria and direct imaging with respect to its ecotoxicity in living zebra fish. **Chem. Commun.**, 2016. v. 52, n. 25, p. 4636–4639. Disponível em:

<<http://xlink.rsc.org/?DOI=C5CC10658C>>.

MANGELS, D. R.; MOHLER, E. R. Catechins as potential mediators of cardiovascular health. **Arteriosclerosis, Thrombosis, and Vascular Biology**, 2017. v. 37, n. 5, p. 757–763.

MARTINI, S.; CONTE, A.; TAGLIAZUCCHI, D. Phenolic compounds profile and antioxidant properties of six sweet cherry (*Prunus avium*) cultivars. **Food Research International**, 2017. v. 97, p. 15–26. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodres.2017.03.030>>.

MILELLA, L. *et al.* Role of the cultivar in choosing Clementine fruits with a high level of health-promoting compounds. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, 2011. v. 59, n. 10, p. 5293–5298.

MONFORTE, M. T. *et al.* Phytochemical composition and gastroprotective effect of Feijoa sellowiana Berg fruits from Sicily. **Journal of Coastal Life Medicine**, 2014. v. 2, n. 1, p. 14–21. Disponível em: <<http://www.jclmm.com/qk/20141/3.pdf>>.

MOO-HUCHIN, V. M. *et al.* Determination of some physicochemical characteristics, bioactive compounds and antioxidant activity of tropical fruits from Yucatan, Mexico. **Food Chemistry**, 2014. v. 152, p. 508–515.

NEVEU, V. *et al.* Original Article Phenol-Explorer: an online comprehensive database on polyphenol contents in foods. **Database**, 2010. n. February, p. 1–9.

NICÁCIO, A. E. *et al.* Antioxidant Activity and Determination of Phenolic Compounds from *Eugenia involucrata* DC. Fruits by UHPLC-MS/MS. **Food Analytical Methods**, 2017. v. 10, n. 8, p. 2718–2728.

PASQUARIELLO, M. S. *et al.* Agronomic, nutraceutical and molecular variability of feijoa (*Acca sellowiana* (O. Berg) Burret) germplasm. **Scientia Horticulturae**, 2015. v. 191, p. 1–9. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.scienta.2015.04.036>>.

PATEL, K.; JAIN, A.; PATEL, D. K. Medicinal significance, pharmacological activities, and analytical aspects of anthocyanidins “delphinidin”: A concise report. **Journal of Acute Disease**, 2013. v. 2, n. 3, p. 169–178. Disponível em: <<http://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/S2221618913601237>>.

POODI, Y. *et al.* Intensification of bioactive compounds extraction from Feijoa (*Feijoa sellowiana* Berg.) leaves using ultrasonic waves. **Food and Bioproducts Processing**, 2018. v. 108, p. 37–50. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.fbp.2017.12.004>>.

ROCKENBACH, I. I. . *et al.* Influência do solvente no conteúdo total de polifenóis, antocianinas e atividade antioxidante de extratos de bagaço de uva (*Vitis vinifera*) variedades Tannat e Ancelota. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, 2008. v. 28, n. 2600, p. 238–244.

RODRIGUES, E.; MARIUTTI, L. R. B.; MERCADANTE, A. Z. Carotenoids and Phenolic Compounds from *Solanum sessiliflorum*, an Unexploited Amazonian Fruit, and Their Scavenging Capacities against Reactive Oxygen and Nitrogen Species. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, 2013. v. 61, n. 12, p. 3022–3029. Disponível em: <<http://pubs.acs.org/doi/pdf/10.1021/jf3054214>>.

RODRIGUEZ-SAONA, L. E.; WROLSTAD, R. E. Extraction , Isolation , and Purification of. **Current Protocols in Food Analytical Chemistry**, 2001. p. F1.1.1-F1.1.11.

ROLEIRA, F. M. F. *et al.* Plant derived and dietary phenolic antioxidants: Anticancer properties. **Food Chemistry**, 2015. v. 183, p. 235–258.

RUEL, G. *et al.* Association between nutrition and the evolution of multimorbidity: The importance of fruits and vegetables and whole grain products. **Clinical Nutrition**, 2014. v. 33, n. 3, p. 513–520. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.clnu.2013.07.009>>.

RUFINO, M. Do S. M. *et al.* Bioactive compounds and antioxidant capacities of 18 non-traditional tropical fruits from Brazil. **Food Chemistry**, 2010. v. 121, n. 4, p. 996–1002. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.01.037>>.

SCHAFER, F.; BUETTNER, G. Redox Environment of the Cell As Viewed Through the redox state of the glutathione disulfide/glutathione couple. **Free Radical Biology & Medicine**, 2001. v. 30, n. 11, p. 1191–1212. Disponível em: <<https://www.journals.elsevier.com/free-radical-biology-and-medicine>>.

SEPTEMBRE-MALATERRE, A.; REMIZE, F.; POUCHERET, P. Fruits and vegetables, as a source of nutritional compounds and phytochemicals: Changes in bioactive compounds during lactic fermentation. **Food Research International**, 2017. n. August.

SILVA, L. M. R. DA *et al.* Quantification of bioactive compounds in pulps and by-products of tropical fruits from Brazil. **Food Chemistry**, 2014. v. 143, p. 398–404. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2013.08.001>>.

SINGH, A. *et al.* Profiling of Gallic and Ellagic Acid Derivatives in Different Plant Parts of Terminalia arjuna by HPLC-ESI-QTOF-MS / MS. **Natural Product Communications**, 2016. v. 11, n. February, p. 239–244.

SIRIAMORNUN, S.; KAEWSEEJAN, N. Quality, bioactive compounds and antioxidant capacity of selected climacteric fruits with relation to their maturity. **Scientia Horticulturae**, 2017. v. 221, n. November 2016, p. 33–42.

TOWNSEND, D. M.; TEW, K. D.; TAPIERO, H. The importance of glutathione in human disease. **Biomedicine & Pharmacotherapy**, 1 maio. 2003. v. 57, n. 3–4, p. 145–155. Disponível em: <<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S075333220300043X?via%3Dihub>>. Acesso em: 28 jan. 2018.

TSANOVA-SAVOVA, S.; RIBAROVA, F.; GEROVA, M. (+)-Catechin and (-)-epicatechin in Bulgarian fruits. **Journal of Food Composition and Analysis**, 2005. v. 18, n. 7, p. 691–698.

TUNCEL, N. B.; YILMAZ, N. Optimizing the extraction of phenolics and antioxidants from feijoa (*Feijoa sellowiana*, Myrtaceae). **Journal of Food Science and Technology**, 2015. v. 52, n. 1, p. 141–150.

VERARDO, V. *et al.* Identification of buckwheat phenolic compounds by reverse phase high performance liquid chromatography-electrospray ionization-time of flight-mass spectrometry (RP-HPLC-ESI-TOF-MS). **Journal of Cereal Science**, 2010. v. 52, n. 2, p. 170–176. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.jcs.2010.04.009>>.

VEROTTA, L. *et al.* Fermented pomegranate wastes as sustainable source of ellagic acid: Antioxidant properties, anti-inflammatory action, and controlled release under simulated digestion conditions. **Food Chemistry**, 25 abr. 2018. v. 246, p. 129–136. Disponível em: <<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0308814617317788#b0280>>. Acesso em: 26 jan. 2018.

VUOTTO, M. L. *et al.* Antimicrobial and antioxidant activities of Feijoa sellowiana fruit. **International Journal of Antimicrobial Agents**, 2000. v. 13, n. 3, p. 197–201.

WANG, F. *et al.* Determination of comprehensive quality index for tomato and its response to different irrigation treatments. **Agricultural Water Management**, 2011. v. 98, n. 8, p. 1228–1238.

WANG, L. *et al.* Dietary intake of selected flavonols, flavones, and flavonoid-rich foods and risk of cancer in middle-aged and older women. **American Journal of Clinical Nutrition**, 2009. v. 89, n. 3, p. 905–912.

WANG, X. *et al.* Fruit and vegetable consumption and mortality from all causes, cardiovascular disease, and cancer: systematic review and dose-response meta-analysis of prospective cohort studies. **Bmj**, 2014. v. 349, n. jul29 3, p. g4490–g4490. Disponível em: <<http://www.bmj.com/cgi/doi/10.1136/bmj.g4490>>.

WESTON, R. J. Bioactive products from fruit of the feijoa (*Feijoa sellowiana*, Myrtaceae): A review. **Food Chemistry**, 2010. v. 121, n. 4, p. 923–926. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.01.047>>.

WINTERBOURN, C. C. Reconciling the chemistry and biology of reactive oxygen species. **Nature Chemical Biology**, 2008. v. 4, n. 5, p. 278–286.

ZHAO, M. *et al.* Ellagic acid inhibits human pancreatic cancer growth in Balb c nude mice. **Cancer Letters**, 1 set. 2013. v. 337, n. 2, p. 210–217. Disponível em: <<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0304383513003789>>. Acesso em: 26 jan. 2018.

CAPÍTULO 4 – DISCUSSÃO GERAL E CONCLUSÃO

DISCUSSÃO GERAL

O presente trabalho foi desenvolvido com o objetivo de determinar a composição físico-química e nutricional de sete espécies frutíferas nativas da família Myrtacea contemplada na publicação do Ministério do Meio Ambiente, Plantas para o Futuro-Região Sul, nos estados do Rio Grande do Sul e Santa Catarina, uma vez que possuem potencial de produção e consumo.

Três amostras de cada espécie foram coletadas de três cidades diferentes, totalizando 21 amostras analisadas, com o intuito de verificar as diferenças nas características físicas, químicas e nutricionais, assim como nos compostos bioativos. Primeiramente, buscou-se padronizar as análises para todas as amostras, visto que, na literatura, são encontrados dados de frutas nativas que diferem muito, em relação ao método utilizado, de forma que, a comparação, por vezes se torna inviável. As análises foram feitas de acordo com a AOAC e buscou-se materiais de referência como o *Baby Food Composition* da NIST, para verificar a adequação da metodologia utilizada.

As amostras da mesma espécie, coletadas de cidades distintas diferem estatisticamente em suas características físicas, químicas e nutricionais, o que infere que condições climáticas e ambientais, assim como tipo de solo são fatores importantes que determinam sua composição.

No primeiro manuscrito essas 21 amostras foram analisadas quanto as características físico-químicas, composição centesimal e o teor de minerais presente nessas frutas. Entre as frutas pesquisadas a goiaba serrana, é a fruta com maior tamanho, e a única na qual se retirou a casca para as análises. Todas as outras frutas foram homogeneizadas integralmente. A guabiroba 3 e a pitanga 1 e 2 tiveram relação sólidos solúveis/acidez titulável mais alta do que as outras frutas analisadas, o que caracteriza a doçura da fruta. As frutas analisadas possuem a percentual de umidade entre 75 a 96%, baixo percentual de lipídeos e a maior parte da fibra presente nessas frutas são insolúveis. Quanto as fibras as três amostras do araçá e amostra 1 e 2 da goiaba serrana e amostra 1 da guabiroba, apresentaram os maiores teores das frutas analisadas.

Quanto aos minerais presentes nas amostras, o selênio não foi detectado em nenhuma fruta analisada e sódio apenas nas três amostras do araçá, nas outras frutas ele não foi detectado nas três amostras por espécie. A amostra 3 da uvaia que foi coletada Arvorezinha no Rio Grande do Sul destacou-se pela quantidade de ferro, cálcio e manganês presente. A cereja 1 coletada na cidade de Viamão, RS, também apresentou um teor elevado de ferro. O

consumo de 100g dessas frutas totalizam 20% das necessidades que devem ser ingeridas diariamente deste mineral para população adulta.

A diferença da composição nas frutas de mesma espécie é evidenciada no manuscrito 1, para a goiaba serrana 1 e 2, visto que foram coletadas em cidades muito próximas (Ipê e Antônio Prado, RS, respectivamente) e tiveram diferença significativa para todos os minerais analisados. Para a composição físico-química e centesimal, os únicos parâmetros que não apresentaram diferença estatística significativa foi para sólidos solúveis totais e fibra solúvel. Apesar dessas diferenças, observa-se que as três amostras de cidades diferentes, das guabiobas apresentaram altos teores de vitamina C.

As frutas também foram analisadas quanto ao teor de carotenoides, antocianinas, vitaminas do complexo B, e vitaminas A e C. As amostras que apresentaram a maior relação sólidos solúveis/acidez titulável (Guabioba 3 e Pitanga 1 e 2) também se destacaram quando ao conteúdo de carotenoides. O maior conteúdo de β -Criptoxantina foi encontrado na guabioba 3 (Antônio Prado, RS), seguido pela Pitanga 3 (Florianópolis, SC). A pitanga 1 e 2 apresentaram o maior conteúdo de carotenoides totais, quando comparado com as frutas analisadas neste estudo, seguida pela Uvaia 1 e Guabioba 3. Quanto ao teor de licopeno as três amostras de pitanga foram as que apresentaram maior conteúdo de licopeno das amostras analisadas e a uvaia 1 da cidade de Pelotas, RS, apresentou o maior conteúdo de β -caroteno. A catequina foi o composto fenólico encontrado em maior quantidade na goiaba serrana, outros compostos como quercetina, e derivados do ácido elágico também foram identificados.

As amostras de jabuticabas 1 e 2 apresentaram o maior conteúdo de magnésio, ácido pantotênico, assim como, maiores teores de antocianinas. Já as amostras 2 e 3 apresentaram os maiores valores na análise do radical ABTS, que sugere que as frutas tenham capacidade antioxidante, assim como as goiabas serranas 1 e 2 e por isso, uma das espécies escolhidas para análise de atividade antioxidante *in vitro* foi a goiaba serrana. A cereja também foi utilizada para esta análise, assim como ambas foram analisadas por a espectrometria de massas, para identificação de compostos fenólicos. A combinação de vitaminas, minerais, compostos bioativos e fibras parecem estar associados com a redução dos riscos de desenvolver doenças crônicas (Saura-Calixto & Goñi, 2006).

Para a análise de atividade antioxidante *in vitro* foi utilizado extrato hidroetanólico, para possíveis aplicações alimentos. A amostra da cereia 2 (Rolante, RS) e cereja 3 (Antônio Prado, RS), e a amostra da goiaba serrana 3 (São Joaquim, RS), apresentaram atividade antioxidante contra o peróxido de hidrogênio.

Os resultados das análises de composição das sete espécies analisadas, totalizando 21 amostras, mostram que uma alimentação deve ser diversificada, para abranger ingestão adequada de macronutrientes, minerais, vitaminas e compostos bioativos, visto que cada fruta se destacou em algum parâmetro analisado.

CONCLUSÃO

Os resultados das análises das sete espécies da Família Myrtaceae nativas do Rio Grande do Sul e Santa Catarina, permite concluir que:

- a) As amostras de guabiroba apresentaram um alto conteúdo de vitamina C, pitanga e uvaia se destacam pelo teor de vitamina A e carotenoides, respectivamente.
- b) As amostras da Guabiroba 3 e Pitanga 1 apresentaram o maior teor de sólidos solúveis totais, entre as amostras analisadas.
- c) As frutas apresentam baixas concentrações de sódio, a amostra 3 de uvaia destacou-se pelo teor de cálcio, manganês e ferro. A concentração desse último mineral representa 20% das DRIs.
- d) O composto fenólico encontrado em maior quantidade na goiaba serrana foi a catequina e na cereja-do-rio-grande foi a rutina.
- e) Duas amostras da cereja e uma da goiaba serrana foram capazes de prevenir a depleção da GSH causada pelo peróxido.
- f) O teor de nutrientes para as mesmas espécies, porém de locais diferentes variam significativamente.

As frutas nativas mostram-se promissoras quanto a composição físico-química e nutricional, assim como quanto ao ter de compostos bioativos, com quantidades similares ou até mesmo superiores à de frutas que são consumidas diariamente pelo consumidor. Com o conhecimento da composição destas frutas, é possível o incentivo do consumo pela população, de modo a contribuir com a biodiversidade e economia local, além de valorizar a cultura regional.

REFERÊNCIAS

ABE-MATSUMOTO, L. T.; SAMPAIO, G. R.; BASTOS, D. H. M. **Validação e aplicação de métodos cromatográficos para determinação de vitaminas em suplementos** **Validation and application of chromatographic methods for determination of vitamins in supplements**. 2016. p. 1–14.

ABEROUMAND, A.; DEOKULE, S. S. Determination of elements profile of some wild edible plants. **Food Analytical Methods**, 2009. v. 2, n. 2, p. 116–119.

AGUILERA, Y.; MARTIN-CABREJAS, M. A.; GONZÁLEZ DE MEJIA, E. Phenolic compounds in fruits and beverages consumed as part of the mediterranean diet: their role in prevention of chronic diseases. **Phytochemistry Reviews**, 2016. v. 15, n. 3, p. 405–423.

ALEZANDRO, M. R., DUBÉ, P., DESJARDINS, Y., LAJOLO, F. M., & GENOVESE, M. I. Comparative study of chemical and phenolic compositions of two species of jaboticaba: *Myrciaria jaboticaba* (Vell.) Berg and *Myrciaria cauliflora* (Mart.) O. Berg. **Food Research International**, 54(1), 468–477, 2013.

ALMEIDA, M. M. B. *et al.* Bioactive compounds and antioxidant activity of fresh exotic fruits from northeastern Brazil. **Food Research International**, 2011. v. 44, n. 7, p. 2155–2159.

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

ALVES, M. J., FERREIRA, I. C. F. R., FROUFE, H. J. C., ABREU, R. M. V., MARTINS, A., PINTADO, M. Antimicrobial activity of phenolic compounds identified in wild mushrooms, SAR analysis and docking studies. **Journal of Applied Microbiology**, 115, 346–357, 2013.

AMARANTE, C. V. T., STEFFENS, C. A., BENINCÁ, T. T., HACKBARTH, C SANTOS, K. L. Qualidade e potencial de conservação pós-colheita dos frutos em cultivares brasileiras de goiabeira-serrana. **Revista Brasileira Fruticultura**, Jaboticabal - SP, 35 (4), 990-999, 2013.

AMORIM, A.C.L., LIMA, C.K.F., HOVELLA, A.M.C., MIRANDA, A. L. P., REZENDE, C. M. Antinociceptive and hypothermicevaluation of the leaf essential oil and isolated terpenoids from *Eugenia uniflora* L. (Brazilian Pitanga). **Phytomedicine** 16,923–928, 2009.

AOAC. **Official methods of analysis of AOAC International**. 19th ed. ed. [S.l.]: [s.n.], 2012.

BAGETTI, M., FACCO, E.M.P., PICCOLO, J., HIRSCH, G.E., RODRIGUEZ-AMAYA, D., KOBORI, C.N., VIZZOTTO, M., EMANUELLI, T. Physicochemical characterization and antioxidant capacity of pitanga fruits (*Eugenia uniflora* L.). **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, 31(1): 147-154, jan.-mar, 2011.

BAO, T. *et al.* Systematic evaluation of bioactive components and antioxidant capacity of

some new and common bayberry cultivars using an in vitro gastrointestinal digestion method. **Food Research International**, 2018. v. 103, n. 866, p. 326–334. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodres.2017.10.062>>.

BARNI, E. J.; DUCROQUET, J. P.; SILVA, M. C.; NETO, R. B.; PRESSER, R. F. **Potencial de Mercado para goiabeira-serrana catarinense**. Florianópolis: Epagri, 2004. 48p.

BARBA, F. J. *et al.* Bioaccessibility of bioactive compounds from fruits and vegetables after thermal and nonthermal processing. **Trends in Food Science and Technology**, 2017. v. 67, p. 195–206.

BAREA-ÁLVAREZ, M. *et al.* Subtropical fruits grown in Spain and elsewhere: A comparison of mineral profiles. **Journal of Food Composition and Analysis**, 2016. v. 48, p. 34–40.

BARREIROS, A. L., DAVID, J.M., DAVID, J. P. Utilização de técnicas eletroanalíticas na determinação de pesticidas em alimentos. **Química Nova**, 29, 113, 2006.

BARRETO, G. P. M. *et al.* Influence of ethylene on carotenoid biosynthesis during papaya postharvesting ripening. **Journal of Food Composition and Analysis**, 2011a. v. 24, n. 4–5, p. 620–624.

BARRETO, G. P. M. *et al.* Influence of ethylene on carotenoid biosynthesis during papaya postharvesting ripening. **Journal of Food Composition and Analysis**, 1 jun. 2011b. v. 24, n. 4–5, p. 620–624. Disponível em: <<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0889157511000767>>. Acesso em: 28 jan. 2018.

BARROS, H. R.; FERREIRA, T. A. P.; GENOVESE, M. I. Antioxidant capacity and mineral content of pulp and peel from commercial cultivars of citrus from Brazil. **Food Chemistry**, 2012. v. 134, n. 4, p. 1892–1898. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2012.03.090>>.

BASTOS, D. H. M. Biodiversidade e dietas sustentáveis. In: CARDOSO, M. (Org.). **Nutrição em Saúde Coletiva**. São Paulo: Atheneu, 2014.

BECATTI, E. *et al.* Short-term postharvest carbon dioxide treatments induce selective molecular and metabolic changes in grape berries. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, 2010. v. 58, n. 13, p. 8012–8020.

BELOUS, O., OMAROV, M., OMAROVA, Z. Chemical composition of fruits of a feijoa (*F. sellowiana*) In the conditions of subtropics of Russia. **Potravinarstvo**, 8 (1), 119-123, 2014. doi: 10.5219/358.

BERTO, A. *et al.* Proximate compositions, mineral contents and fatty acid compositions of native Amazonian fruits. **Food Research International**, 2015. v. 77, p. 441–449. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodres.2015.08.018>>.

BJÖRKMAN, M. *et al.* Phytochemicals of Brassicaceae in plant protection and human health - Influences of climate, environment and agronomic practice. **Phytochemistry**, 2011. v. 72, n. 7, p. 538–556.

BLIGH, E. G.; DYER, W. J. Canadian Journal of Biochemistry and Physiology. **Canadian Journal of Biochemistry and Physiology**, 1959. v. 37, n. 8, p. 911–917.

BOCHI, V. C.; GODOY, H. T.; GIUSTI, M. M. Anthocyanin and other phenolic compounds in Ceylon gooseberry (*Dovyalis hebecarpa*) fruits. **Food Chemistry**, 2015. v. 176, p. 234–243. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.12.041>>.

BOEING, H. *et al.* Critical review: Vegetables and fruit in the prevention of chronic diseases. **European Journal of Nutrition**, 2012. v. 51, n. 6, p. 637–663.

BONTEMPO, P. *et al.* Feijoa sellowiana derived natural Flavone exerts anti-cancer action displaying HDAC inhibitory activities. **International Journal of Biochemistry and Cell Biology**, 2007. v. 39, n. 10, p. 1902–1914.

BORGES, L. L.; CONCEIÇÃO, E. C.; SILVEIRA, D. Active compounds and medicinal properties of Myrciaria genus. **Food Chemistry**, 2014. v. 153, p. 224–233. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2013.12.064>>.

BOURSCHEID, Kurt *et al.* *Eugenia uniflora*: Pitangueira. In: CORADIN, Lidio; SIMINSKI, Alexandre; REIS, Ademir. **Espécies nativas da flora brasileira de valor econômico atual ou potencial**: plantas para o futuro - região sul. Brasília: Ministério do Meio Ambiente, 2011. p.170-177.

BRAUGHLER, J.M., HALL, E.D. Central nervous systems trauma and stroke: I. Biochemical considerations for oxygen radical formation and lipid peroxidation. **Free Radical Biology e Medicine** 6 (3), 289-301, 1989.

BREITMAIER, E. **Terpenes - Flavors, Fragrances, Pharmaca, Pheromones**. Wiley-VCH, Verlag GmbH & Co. KGaA, Weinheim, 2006.

BRITTON, G. KHACHIK, F. Carotenoids in Food. BRITTON, G., LIAAEN-JENSEN, S., PFANDER, H. (Eds). In: **Carotenoids: Nutrition and Health**. Birkhäuser Basel: Boston, v. 5, p. 45-66, 2009.

BVENURA, C.; SIVAKUMAR, D. The role of wild fruits and vegetables in delivering a balanced and healthy diet. **Food Research International**, 2017. v. 99, n. June, p. 15–30.

BYSTROM, L. M. *et al.* Characterisation of phenolics by LC-UV/Vis, LC-MS/MS and sugars by GC in *Melicoccus bijugatus* Jacq. “Montgomery” fruits. **Food Chemistry**, 2008. v. 111, n. 4, p. 1017–1024.

CALLONI, C, DALL AGNOL, R., MARTÍNEZ, L. S., MARCON, F. S., MOURA, S., SALVADOR, M. Jaboticaba (*Plinia trunciflora* (O. Berg) Kausel) fruit reduces oxidative stress in human fibroblasts cells (MRC-5). **Food Research International**, 70: 15–22, 2015. <http://dx.doi.org/10.1016/j.foodres.2015.01.032>.

CAMLOFSKI, A.M.O. **Caracterização do fruto de cerejeira (*Eugenia involucrata* DC) visando seu aproveitamento tecnológico**. Dissertação (Mestrado) - Universidade Estadual de Ponta Grossa, Ponta Grossa, 2008.

CAPRIOLI, G. *et al.* Volatile profile, nutritional value and secretory structures of the berry-like fruits of *Hypericum androsaemum* L. **Food Research International**, 2016. v. 79, p. 1–

10. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodres.2015.11.021>>.

CELLI, G. B.; PEREIRA-NETTO, A. B.; BETA, T. Comparative analysis of total phenolic content, antioxidant activity, and flavonoids profile of fruits from two varieties of Brazilian cherry (*Eugenia uniflora* L.) throughout the fruit developmental stages. **Food Research International**, 2011. v. 44, n. 8, p. 2442–2451. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodres.2010.12.036>>.

CHAROENSIRI, R. *et al.* Beta-carotene, lycopene, and alpha-tocopherol contents of selected Thai fruits. **Food Chemistry**, 2009. v. 113, n. 1, p. 202–207. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2008.07.074>>.

CHEN, M. H.; MCCLUNG, A. M.; BERGMAN, C. J. Phenolic content, anthocyanins and antiradical capacity of diverse purple bran rice genotypes as compared to other bran colors. **Journal of Cereal Science**, 2017. v. 77, p. 110–119. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.jcs.2017.07.010>>.

CIARLINI, J. J. S.; MARANGONI, A.; BOLZAN, A. Selectivity of supercritical CO₂ extraction and atmospheric pressure techniques for the major volatile compounds of *Eugenia involucrata* leaves from Southern Brazil. **Food and Bioproducts Processing**, 2017. v. 106, p. 29–34. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.fbp.2017.08.008>>.

CLERICI, M. T. P. S.; CARVALHO-SILVA, L. B. Nutritional bioactive compounds and technological aspects of minor fruits grown in Brazil. **Food Research International**, 2011. v. 44, n. 7, p. 1658–1670. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodres.2011.04.020>>.

CLIFFORD, M.N., SCALBERT, A. Ellagitannins-occurrence in food, bioavailability and cancer prevention. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, 80, 1118–1125, 2000.

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

CORREA, M. P.; PENNA, L. A. **Dicionário das plantas úteis do Brasil e das exóticas cultivadas**. Brasília: Ministério da Agricultura, Instituto Brasileiro de Desenvolvimento Florestal. Vol. I, 1984. 747p.

COUTINHO, I. D, POPPI, N. R., CARDOSO CL. Identification of the volatile compounds of leaves and flowers in Guavira (*Campomanesia adamantium* O. Berg). **J Essen Oil Res** 20: 405-407, 2008.

CUI, Y., MORGENSTERN, H., GREENLAND, S., TASHKIN, D.P., MAO, J.T, CAI, L. et al. Dietary flavonoid intake and lung cancer: a population-based case-control study. **Cancer**, 112 (10):2241–2248, 2008.

CZAIKOSKI, K., MESOMO, M. C., KRÜGER, R. L., QUEIROGA, C. L., CORAZZA, M. L. Extraction of *Campomanesia xanthocarpa* fruit using supercritical CO₂ and bioactivity assessments. **The Journal of Supercritical Fluids**, 98, 79–85, 2015.

DALVI, L. T. *et al.* Ellagic acid inhibits iron-mediated free radical formation. **Spectrochimica Acta Part A: Molecular and Biomolecular Spectroscopy**, 15 fev. 2017. v.

173, p. 910–917. Disponível em: <<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1386142516306199>>. Acesso em: 26 jan. 2018.

DAMETTO, A. C. *et al.* Chemical composition and in vitro chemoprevention assessment of *Eugenia jambolana* Lam. (Myrtaceae) fruits and leaves. **Journal of Functional Foods**, 2017. v. 36, p. 490–502. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.jff.2017.07.013>>.

DENARDIN, C.C., HIRSCH, G.E., ROCHA, R.F., VIZZOTTO, M., HENRIQUES, A.T., C.F. MOREIRA, J. C. F., GUMA, F.T.C.R., EMANUELLI, T. Antioxidant capacity and bioactive compounds of four Brazilian native fruits. **Journal of food and drug analysis** 23: 387-398, 2015.

DEVRIES, J. . Dietary fiber: the influence of definition on analysis and regulation. **J. AOAC Int.**, 2004. v. 87, p. 682–706.

DUCROQUET, J. P. H. J.; HICKEL, E. R.; NODARI, R. O. Goiabeira-serrana (*Feijoa sellowiana*). Jaboticabal: Funep, 2000. 66p. (Série Frutas Nativas, 5). In: CORADIN, L.; SIMINSKI, A.; REIS, A. **Espécies nativas da flora brasileira de valor econômico atual ou potencial: plantas para o futuro – região sul**. Brasília: MMA, 934p. 2011.

DOBZYŃSKA, I. *et al.* Effects of rutin on the physicochemical properties of skin fibroblasts membrane disruption following UV radiation. **Chemico-Biological Interactions**, 2018. v. 282, n. December 2017, p. 29–35.

DUDONNÉ, S., VITRAC, X., COUTIERE, P., WOILLEZ, M., MERILLON, J.M. Comparative study of antioxidant properties and total phenolic content of 30 plant extracts of industrial interest using DPPH, ABTS, FRAP, SOD, and ORAC assays. **Journal of Agricultural and Food Chemistry** 57, 1768–1774, 2009.

ELLMAN, G. L. Tissue sulfhydryl groups. **Archives of Biochemistry and Biophysics**, 1959. v. 82, p. 70–77.

FDA. **Hazard Analysis and Risk-Based Preventive Controls for Human Food**: Guidance for Industry. 2016. p. 1–185. Disponível em: <<http://www.fda.gov/Food/GuidanceRegulation/FSMA/ucm459719.htm>>.

FERRARA, L., MONTESANO, D. Nutritional characteristics of *Feijoa sellowiana* fruit: The iodine content. **Rivista di Scienza dell'Alimentazione**, 30(4), 353–356, 2001.

FERREIRA, I. C. F. R., BARROS, L., ABREU, R. M. V. **Antioxidants in wild mushrooms**. **Current Medicinal Chemistry**, 16, 1543–1560, 2009.

FETTER, M.R., VIZZOTTO, M., COBERLINI, D.D., GONZALEZ, T.N. Propriedades funcionais de araçá-amarelo, araçá-vermelho (*Psidium cattleianum* Sabine) e araçá-pera (*P. acutangulum* D.C.) cultivados em Pelotas/RS. **Brazilian Journal of Food Technology**, III SSA, 2010. DOI: 10.4260/BJFT20101304115

FLOEGEL, A., KIM, D. -O., CHUNG, S. -J., SONG, W.O., FERNANDEZ, M.L., BRUNO, R.S., & CHUN, O.K. Development and validation of an algorithm to establish a total

antioxidante capacity database of the US diet. **International Journal of Food Sciences and Nutrition**, 61(6), 600–623, 2010.

FLOEGEL, A., KIM, D. -O., CHUNG, S. -J., KOO, S.I., CHUN, O.K. Comparison of ABTS/DPPH assays to measure antioxidant capacity in popular antioxidant-rich US foods. **Journal of Food Composition and Analysis**, 24, 1043–1048, 2011.

FORZZA, R. C. et al. (Ed.). **Catálogo de plantas e fungos do Brasil**. Rio de Janeiro: Andrea Jakobsson Estúdio: Instituto de Pesquisa Jardim Botânico do Rio de Janeiro, v.2, p. 879-1699, 2010.

FRAGA CG, OTEIZA PI. Dietary flavonoids: Role of (–)-epicatechin and related procyanidins in cell signaling. **Free Radic Biol Med**. 2011; 51: 813–823. doi: 10.1016/j.freeradbiomed.2011.06.002 PMID: 21699974.

FREIRE, J. M. et al. Avaliação de compostos Funcionais e atividade antioxidante e farinhas de polpas de goiabas. **Revista brasileira Frutic**, Jaboticabal- SP, v34, n 3, p.847-852, Set. 2012.

FREYRE, M.R., BAIGORRIA, C.M., ROZYCKI, V.R., BERNARDI, C.M., CHARPENTIER, M. Vegetal es silvestr es sub explotados del Chaco argentino y su potencial como recurso alimenticio. **Archivos Latinoamericanos de Nutricion**, 50, 394–399, 2000.

FULTON, S. L. *et al.* The Effect of Increasing Fruit and Vegetable Consumption on Overall Diet: A Systematic Review and Meta-analysis. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, 2016. v. 56, n. 5, p. 802–816.

GAMA, J. J. T.; SYLOS, C. M. Major carotenoid composition of Brazilian Valencia orange juice: Identification and quantification by HPLC. **Food Research International**, 1 out. 2005. v. 38, n. 8–9, p. 899–903. Disponível em: <<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0963996905000931>>. Acesso em: 28 jan. 2018

GANGATHARA, R.; NERI, D. **Can biodiversity improve soil fertility resilience in agroecosystems**. *New Medit* 11.4 Suppl (2012):11-18, 2012.

GARCIA-AMEZQUITA, L. E. *et al.* Differences in the dietary fiber content of fruits and their by-products quantified by conventional and integrated AOAC official methodologies. **Journal of Food Composition and Analysis**, 2018. v. 67, n. December 2017, p. 77–85.

GENOVESE, M. I.; PINTO, S. M.; GONÇALVES, A. E. S. S. & LAJOLO, F. M. (2008). Bioactive compounds and antioxidant capacity of exotic fruits and commercial frozen pulps from Brazil. **Food Science and Technology International**, 14, 207–214.

GOMES, P. A pitangueira. In: GOMES, P. (Ed.). **Fruticultura Brasileira**. 13. ed. São Paulo: Nobel: 2007. p. 384-388.

GORDON, A. *et al.* Chemical characterization and evaluation of antioxidant properties of Açaí fruits (*Euterpe oleracea* Mart.) during ripening. **Food Chemistry**, 2012. v. 133, n. 2, p. 256–263.

GOVAERTS R, SOBRAL M, ASHTON P, BARRIE F, HOLST BK, LANDRUM LR, MATSUMOTO K, MAZINE FF, NIC LUGHADHA E, PROENÇA CEB, SILVA LHS, WILSON PG, LUCAS EJ. **World checklist of Myrtaceae**. Kew Publishing, Royal Botanic Gardens, 2008.

GOYENECHE, R. *et al.* Supercritical CO₂ extraction of bioactive compounds from radish leaves: Yield, antioxidant capacity and cytotoxicity. **Journal of Supercritical Fluids**, 2018. v. 135, n. November 2017, p. 78–83. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.supflu.2018.01.004>>.

GRANATO, D. *et al.* Use of principal component analysis (PCA) and hierarchical cluster analysis (HCA) for multivariate association between bioactive compounds and functional properties in foods: A critical perspective. **Trends in Food Science and Technology**, 2018. v. 72, n. December 2017, p. 83–90.

GRANDE, F. *et al.* How do calculation method and food data source affect estimates of vitamin A content in foods and dietary intake? **Journal of Food Composition and Analysis**, 2016. v. 46, p. 60–69.

GRATTAPAGLIA, D. *et al.* Progress in Myrtaceae genetics and genomics: Eucalyptus as the pivotal genus. **Tree Genetics and Genomes**, 2012. v. 8, n. 3, p. 463–508.

GRZESIK, M. *et al.* Antioxidant properties of catechins: Comparison with other antioxidants. **Food Chemistry**, 2018. v. 241, n. August 2017, p. 480–492.

GU, L. *et al.* Procyanidin and Catechin Contents and Antioxidant Capacity of Cocoa and Chocolate Products. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, 2006. v. 54, p. 4057–4061

GUEDES, R.C.M.; OLIVEIRA, W.P.; SOUZA, C.R.F. **Spray drying of *Eugenia pyriformis* juice.**, 2009 p. 1-6.

GUNDOGDU, M. *et al.* Determination of fruit chemical properties of *Morus nigra* L., *Morus alba* L. and *Morus rubra* L. by HPLC. **Scientia Horticulturae**, 2011. v. 132, n. 1, p. 37–41. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.scienta.2011.09.035>>.

HALLIWELL, B.; GUTTERIDGE, J. M. C. **Free Radicals in Biology and Medicine**. 4. ed. OUP: Oxford, United States, 2007. p 280–525.

HALLIWELL, B.; GUTTERIDGE, J. M. C.; ARUOMA, O. I. The deoxyribose method: A simple “test-tube” assay for determination of rate constants for reactions of hydroxyl radicals. **Analytical Biochemistry**, 1987. v. 165, n. 1, p. 215–219.

HAMINIUK, C. W. I. *et al.* Chemical, antioxidant and antibacterial study of Brazilian fruits. **International Journal of Food Science and Technology**, 2011. v. 46, n. 7, p. 1529–1537.

HASKELL, M. J. Provitamin A Carotenoids as a Dietary Source of Vitamin A. *In*: TANUMIHARDJO, S. A. (Org.). **Carotenoids and Human Health**. Totowa, NJ: Humana Press, 2013, p. 249–260.

HAYAKAWA, K. *et al.* Determination of biotin (vitamin H) by the high-performance affinity chromatography with a trypsin-treated avidin-bound column. **Journal of Chromatography**

B: Analytical Technologies in the Biomedical and Life Sciences, 2008. v. 869, n. 1–2, p. 93–100.

HELENO, S.A., FERREIRA, I.C.F.R., CALHELHA, R.C., ESTEVES, A.P., QUEIROZ, M.J.R.P. Cytotoxicity of *Coprinopsis atramentaria* extract, organic acids and their synthesized methylated and glucuronate derivatives. **Food Research International**, 55, 170–175, 2014a.

HELENO, S.A., MARTINS, A., QUEIROZ, M.J.R.P., FERREIRA, I.C.F.R. Bioactivity of phenolic acids: Metabolites versus parent compounds: A review. **Food Chemistry** 173, 501–513, 2015.

HERNÁNDEZ, Y.; LOBO, M. G.; GONZÁLEZ, M. Determination of vitamin C in tropical fruits: A comparative evaluation of methods. **Food Chemistry**, 2006. v. 96, n. 4, p. 654–664.

HIDIROGLOU, N. *et al.* Levels of folate, pyridoxine, niacin and riboflavin in traditional foods of Canadian Arctic Indigenous Peoples. **Journal of Food Composition and Analysis**, 2008. v. 21, n. 6, p. 474–480.

HIGDON, J.V., FREI, B. Tea catechins and polyphenols: health effects, metabolism, and antioxidant functions. **Crit Rev Food Sci Nutr**. 43 (1):89–143, 2003.

HOFMANN, T.; NEBEHAJ, E.; ALBERT, L. The high-performance liquid chromatography/multistage electrospray mass spectrometric investigation and extraction optimization of beech (*Fagus sylvatica* L.) bark polyphenols. **Journal of Chromatography A**, 2015. v. 1393, p. 96–105. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.chroma.2015.03.030>>.

HUNG, H. C. *et al.* Fruit and vegetable intake and risk of major chronic disease. **Journal of the National Cancer Institute**, 2004. v. 96, n. 21, p. 1577–1584.

INADA, K. O. P. *et al.* Screening of the chemical composition and occurring antioxidants in jaboticaba (*Myrciaria jaboticaba*) and jussara (*Euterpe edulis*) fruits and their fractions. **Journal of Functional Foods**, 2015. v. 17, p. 422–433. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.jff.2015.06.002>>.

INFANTE, J. *et al.* Antioxidant and anti-inflammatory activities of unexplored Brazilian native fruits. **PLoS ONE**, 2016. v. 11, n. 4. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1371/journal.pone.0152974>>.

INSTITUTO ADOLFO LUTZ. **Métodos Físico-Químicos para Análise de Alimentos**, 2008. n. 1, p. 42. Disponível em: <http://www.ial.sp.gov.br/index.php?option=com_remository&Itemid=20&func=select&id=1&orderby=1>.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. **Pesquisa de Orçamentos Familiares (POF-2008-2009)**: análise do consumo alimentar pessoal no Brasil. Rio de Janeiro: IBGE, 2011.

ISO. INTERNATIONAL ORGANIZATION FOR STANDARDIZATION. **ISO Guide 30:2015. Reference materials -- Selected terms and definitions, ISO**. Geneva, Switzerland: [s.n.], 2015.

ISOBE, Y., KASE, Y., NARITA, M., & KOMIYA, T. Antioxidative activity of tropical fruit, Feijoa sellowiana Berg. **Nippon Kasei Gakkaishi**, 54(11), 945–949, 2003.

JAARSVERLD, P.V.; FABER, M., HERDEER, I.V., WENHOLD, F., RENSBURG, W.J.B., AVERBERK, WV. Nutrient content of eight African leafy vegetables and their potential contribution to dietary reference intakes. **Journal of Food Composition and Analysis**. 33:77-84, 2014.

JAISWAL, R.; JAYASINGHE, L.; KUHNERT, N. Identification and characterization of proanthocyanidins of 16 members of the *Rhododendron* genus (Ericaceae) by tandem LC-MS. **Journal of Mass Spectrometry**, 2012. v. 47, n. 4, p. 502–515.

JOLLIFFE, I. T. **Principal Component Analysis**. [S.l.]: [s.n.], 2002.

KACZMARCZYK, MELISSA M., MILLER, MICHAEL J., FREUND, G. G. The health benefits of dietary fiber: beyond the usual suspects of type 2 diabetes, cardiovascular disease and colon cancer. **Metabolism**, 2013. v. 61, n. 8, p. 1058–1066.

KENNEDY, D. O. *et al.* Effects of high-dose B vitamin complex with vitamin C and minerals on subjective mood and performance in healthy males. **Psychopharmacology**, 2010. v. 211, n. 1, p. 55–68.

KINUPP, V. F.; LISBÔA, G. N.; BARROS, I .B. I. de. *Plinia peruviana*: Jabuticaba. In: CORADIN, Lidio; SIMINSKI, Alexandre; REIS, Ademir. **Espécies Nativas da Flora Brasileira de Valor Econômico Atual ou Potencial**: plantas para o futuro - região sul. Brasília: Ministério do Meio Ambiente, 2011. p. 198-204.

KLAFKE, J.Z. et al. The Effect Of *Campomanesia xanthocarpa* “Guabiroba” In: Hypercholesterolemic Subjects. **Circulation**, v.118, p.382, 2008.

KLAFKE, J.Z. et al. Effects of *Campomanesia xanthocarpa* on biochemical, hematological and oxidative stress parameters in hypercholesterolemic patients. **Journal of Ethnopharmacology**, v.127, p.299-305, 2010.

KOBORI, M., TAKAHASHI, Y., SAKURAI M., AKIMOTO, Y., TSUSHIDA, T., OIKE, H., IPOUSHI, K. Quercetin suppresses immune cell accumulation and improves mitochondrial gene expression in adipose tissue of diet-induced obese mice. **Mol. Nutr. Food Res.**, 60, pp. 300–31, 2016.

KONCZAK, I.; ROULLE, P. Nutritional properties of commercially grown native Australian fruits: Lipophilic antioxidants and minerals. **Food Research International**, 2011. v. 44, n. 7, p. 2339–2344.

KOOLEN, H. H. F. *et al.* Antioxidant, antimicrobial activities and characterization of phenolic compounds from buriti (*Mauritia flexuosa* L. f.) by UPLC-ESI-MS/MS. **Food Research International**, 2013. v. 51, n. 2, p. 467–473. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodres.2013.01.039>>.

KRYGIER, K.; SOSULSKI, F.; HOGGE, L. Free, esterified and insoluble-bound phenolic acids. **J. Agric. Food Chem.**, v. 30, p. 334-336, 1982.

LAPCIK, O., KLEJDUS, B., KOKOSKA, L., DAVIDOVÁ, M., AFANDI, K., KUBÁN, V., HAMPL, R. Identification of isoflavones in *Acca sellowiana* and two *Psidium* species (Myrtaceae). **Biochemical Systematics and Ecology** 33, 983-992, 2005.

LEBIEDZIŃSKA, A. *et al.* Reversed-phase high-performance liquid chromatography method with coulometric electrochemical and ultraviolet detection for the quantification of vitamins B1(thiamine), B6(pyridoxamine, pyridoxal and pyridoxine) and B12in animal and plant foods. **Journal of Chromatography A**, 2007. v. 1173, n. 1–2, p. 71–80.

LEBLANC, J. G. *et al.* Bacteria as vitamin suppliers to their host: A gut microbiota perspective. **Current Opinion in Biotechnology**, 2013. v. 24, n. 2, p. 160–168. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.copbio.2012.08.005>>.

LEONG, S. Y.; OEY, I. Effects of processing on anthocyanins, carotenoids and vitamin C in summer fruits and vegetables. **Food Chemistry**, 2012. v. 133, n. 4, p. 1577–1587. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2012.02.052>>.

LEITE-LEGATTI, A.V., BATISTA, Â. G., DRAGANO, N.R.V., MARQUES, A.C., MALTA, L.G., RICCIO, M.F., & MARÓSTICA, M.R. Jaboticaba peel: Antioxidant compounds, antiproliferative and antimutagenic activities. **Food Research International**, 49(1), 596–603, 2012.

LETERME, P. *et al.* Mineral content of tropical fruits and unconventional foods of the Andes and the rain forest of Colombia. **Food Chemistry**, 2006. v. 95, n. 4, p. 644–652.

LILAMAND, M. *et al.* Flavonoids and arterial stiffness: Promising perspectives. **Nutrition, Metabolism and Cardiovascular Diseases**, 2014. v. 24, n. 7, p. 698–704. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.numecd.2014.01.015>>.

LIN, Y. H.; LIN, H. Y.; SHIAU, S. Y. Estimation of dietary pantothenic acid requirement of grouper, *Epinephelus malabaricus* according to physiological and biochemical parameters. **Aquaculture**, 2012. v. 324–325, p. 92–96. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.aquaculture.2011.10.020>>.

LIMA, V.L.A.G., MÉLO, E.A., LIMA, D.E.S. Fenólicos e carotenoides totais em pitanga. **Scientia Agricola**, 59 , 447–450, 2002.

LIMA, V.L.A.G., MÉLO, E.A., LIMA, D.E.S. Efeito da luz e da temperatura de congelamento sobre a estabilidade das antocianinas da pitanga roxa. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, 25(1): 92-94, 2005.

LISBÔA, G.N.; KINUPP, V.F.; BARROS, I.B.I. *Physalis pubescens*: Fisális. In: CORADIN, Lidio; SIMINSKI, Alexandre; REIS, Ademir. **espécies nativas da flora brasileira de valor econômico atual ou potencial: plantas para o futuro - região sul**. Brasília: Ministério do Meio Ambiente, 2011. p. 205-208.

LIU, F. *et al.* A sensitive fluorescent sensor for the detection of endogenous hydroxyl radicals in living cells and bacteria and direct imaging with respect to its ecotoxicity in living zebra fish. **Chem. Commun.**, 2016. v. 52, n. 25, p. 4636–4639. Disponível em: <<http://xlink.rsc.org/?DOI=C5CC10658C>>.

LOPES, A. S., MATTIETTO, R. A., MENEZES, H. C., SILVA, L. H. M., PENA, R. S. Rheological behavior of Brazilian Cherry (*Eugenia uniflora* L.) pulp at pasteurization temperatures. **Food Sci. Technol**, Campinas, 33(1): 26-31, Jan.-Mar. 2013. DOI:<http://dx.doi.org/10.1590/S0101-20612013005000001>.

LOPES FILHO, G., ROSSO, V.V., MEIRELES, M.A.A., ROSA, P.T.V., OLIVEIRA, A.L., MERCADANTE, A.Z., CABRAL, F.A. Supercritical CO₂ extraction of carotenoids from Pitanga fruits (*Eugenia uniflora*L.). **J. Supercrit. Fluids** 46, 33–39, 2008.

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

LORENZI, H.; BACHE R, L.; LACE RDA, M.; SA RTORI, S. **Frutas brasileiras e exóticas cultivadas (de Consumo in natura)**. Nova Odessa: Plantarum,640p., 2006.

LORENZI, H. *Eugenia involucrata* DC. In: Lorenzi H. **Árvores brasileiras: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil**. 5. ed. Nova Odessa: Plantarum; 2008. 287 p.

MANAH C, SCALBERT A, MORAND C, REMESY C, JIMENEZ L. Polyphenols: food sources and bioavailability. **Am J Clin Nutr**; 79:727 - 47, 2004.

MANDIC, A.I., DILAS, S.M., CETKOVIC, G.S., CANADANOVIC-BRUNET, J.M., VESNA, T.T. Polyphenolic composition and antioxidant activities of grape seed extract. **Int. J. Food Prop.** 11, 713–726, 2008.

MANGELS, D. R.; MOHLER, E. R. Catechins as potential mediators of cardiovascular health. **Arteriosclerosis, Thrombosis, and Vascular Biology**, 2017. v. 37, n. 5, p. 757–763.

MANIGANDAN, K. *et al.* Taxifolin curbs NF- κ B-mediated Wnt/ β -catenin signaling via up-regulating Nrf2 pathway in experimental colon carcinogenesis. **Biochimie**, 1 dez. 2015. v. 119, p. 103–112. Disponível em: <<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0300908415003326>>. Acesso em: 27 jan. 2018.

MARCHIORI, J.N.C.; SOBRAL, M. **Dendrologia das Angiospermas: Myrtales**. Santa Maria: UFSM, p. 90-100. 1997.

MARTINI, S.; CONTE, A.; TAGLIAZUCCHI, D. Phenolic compounds profile and antioxidant properties of six sweet cherry (*Prunus avium*) cultivars. **Food Research International**, 2017. v. 97, p. 15–26. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodres.2017.03.030>>.

MCCOOK-RUSSELL, K. P. *et al.* Nutritional and nutraceutical comparison of Jamaican *Psidium cattleianum* (strawberry guava) and *Psidium guajava* (common guava) fruits. **Food Chemistry**, 2012. v. 134, n. 2, p. 1069–1073. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2012.03.018>>.

MCRORIE, J. W.; MCKEOWN, N. M. Johnson W. McRorie, Jr, PhD; Nicola M. McKeown, PhD. 2017.

MEDINA, A.L., HAAS, L.I.R., CHAVES, F.C., SALVADOR, M., ZAMBIAZI, R.C., SILVA, W.P., NORA, L., ROMBALDI, C.V. Araca (*Psidium cattleianum* Sabine) fruit extracts with antioxidante and antimicrobial activities and antiproliferative effect on human cancer cells. **Food Chemistry**, 128, 916–922, 2011.

MERCADANTE, A. Z.; BRITTON, G.; RODRIGUEZ-AMAYA, D. B. Carotenoids from yellow passion fruti (*Passiflora edulis*). **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 46, p. 4102-4106, 1998.

MEYERS, K. J. *et al.* Genetic Evidence for Role of Carotenoids in Age-Related Macular Degeneration in the Carotenoids in Age-Related Eye Disease Study (CAREDS). **Investigative Ophthalmology & Visual Science**, 2014. v. 55, n. 1, p. 587. Disponível em: <<http://iovs.arvojournals.org/article.aspx?doi=10.1167/iovs.13-13216>>.

MIKULIC-PETKOVSEK, M. *et al.* HPLC-MS n identification and quantification of flavonol glycosides in 28 wild and cultivated berry species. **Food Chemistry**, 2012. v. 135, n. 4, p. 2138–2146. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2012.06.115>>.

MILELLA, L. *et al.* Role of the cultivar in choosing Clementine fruits with a high level of health-promoting compounds. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, 2011. v. 59, n. 10, p. 5293–5298.

MIRDEHGHAN, S. H.; RAHEMI, M. Seasonal changes of mineral nutrients and phenolics in pomegranate (*Punica granatum* L.) fruit. **Scientia Horticulturae**, 4 jan. 2007. v. 111, n. 2, p. 120–127. Disponível em: <<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0304423806003918>>. Acesso em: 29 jan. 2018.

MONFORTE, M. T. *et al.* Phytochemical composition and gastroprotective effect of Feijoa sellowiana Berg fruits from Sicily. **Journal of Coastal Life Medicine**, 2014. v. 2, n. 1, p. 14–21. Disponível em: <<http://www.jclmm.com/qk/20141/3.pdf>>.

MOO-HUCHIN, V. M. *et al.* Determination of some physicochemical characteristics, bioactive compounds and antioxidant activity of tropical fruits from Yucatan, Mexico. **Food Chemistry**, 2014. v. 152, p. 508–515.

MOON, J. Y., MOSADDIK, A., KIM, H., CHO, M., CHOI, H. K., YOUNG SUK KIM, Y. S., CHO, S. K. The chloroform fraction of guava (*Psidium cattleianum* Sabine) leaf extract inhibits human gastric cancer cell proliferation via induction of apoptosis. **Food Chemistry**, 125: 369–375, 2011. doi:10.1016/j.foodchem.2010.09.007

MORALLES, P., BARROS, L., DIAS, M.I., SANTOS-BUELGA, C., FERREIRA, I. C.F.R., ASQUIERI, E.R., BERRIOS, J.J. Non-fermented and fermented jaboticaba (*Myrciaria cauliflora* Mart.) pomaces as valuable sources of functional ingredients. **Food Chemistry** 208:220–227, 2016. <http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2016.04.011>.

MOREDA-PIÑEIRO, J. *et al.* Multi-element determinations in foods from Amazon region by ICP-MS after enzymatic hydrolysis assisted by pressurisation and microwave energy. **Microchemical Journal**, 2018. v. 137, p. 402–409.

MORESCHI, E. C. P. São Paulo 2006. 2006. p. 222.

MORTON, J. Feijoa. In: **Fruits of warm climates**. Miami, p. 367-370. 1987.

MURRAY-SMITH C, BRUMMITT NA, OLIVEIRA-FILHO AT, BACHMAN S, MOAT J, LUGHADHA EMN, LUCAS EJ. Plant diversity hotspots in the Atlantic coastal forests of Brazil. **Conserv Biol**, 23:151–16, 2009.

MÜLLER, L. *et al.* Lycopene and Its Antioxidant Role in the Prevention of Cardiovascular Diseases: a critical review. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, 2015. v. 56, n. 11, p. 1868–1879.

MURSU, J., VIRTANEN, J.K., TUOMAINEN, T. -P., NURMI, T., & VOUTILAINEN, S. Intake of fruit, berries, and vegetables and risk of type 2 diabetes in Finnish men: The Kuopio Ischaemic Heart Disease Risk Factor Study. **American Journal of Clinical Nutrition**, 99(2), 328–333, 2014.

NAKAMURA, M. J., MONTEIRO, S. S., BIZARRI, C. H. B., SIANI, A. C., & RAMOS, M. F. S. Essential oils of four Myrtaceae species from the Brazilian southeast. **Biochemical Systematics and Ecology**, 38(6), 1170–1175, 2010. <http://doi.org/10.1016/j.bse.2010.11.003>

NANDAL, U., BHARDWAJ, R. L. The role of Underutilized fruits in nutritional and economic security of tribals: a review. **Critical reviews in food Science and nutrition**, 54(7), 880-890, 2014.

NAS-IOM. **Dietary Reference Intakes for Vitamin A, Vitamin K, Arsenic, Boron, Chromium, Copper, Iodine, Iron, Manganese, Molybdenum, Nickel, Silicon, Vanadium, and Zinc**. National Academies Press, Washington, DC: [s.n.], 2001.

NEPA, T. B. **De composição de alimentos**: tabela brasileira de composição de alimentos. 2011. p. 161.

NERI-NUMA, I. A. *et al.* Small Brazilian wild fruits: Nutrients, bioactive compounds, health-promotion properties and commercial interest. **Food Research International**, 2018. v. 103, n. May 2017, p. 345–360. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodres.2017.10.053>>.

NEVEU, V. *et al.* Original Article Phenol-Explorer : an online comprehensive database on polyphenol contents in foods. **Database**, 2010. n. February, p. 1–9.

NICÁCIO, A. E. *et al.* Antioxidant Activity and Determination of Phenolic Compounds from *Eugenia involucrata* DC. Fruits by UHPLC-MS/MS. **Food Analytical Methods**, 2017. v. 10, n. 8, p. 2718–2728.

NIIZU, P. Y.; RODRIGUEZ-AMAYA, D. B. A melancia como fonte de licopeno. **Revista Instituto Adolfo Lutz**, 2003. v. 62, n. 3, p. 195–199.

NIIZU, P. Y.; RODRIGUEZ-AMAYA, D. B. New data on the carotenoid composition of raw salad vegetables. **Journal of Food Composition and Analysis**, 2005. v. 18, n. 8, p. 739–749.

NIMALARATNE, C. *et al.* Quantification of selected fat soluble vitamins and carotenoids in infant formula and dietary supplements using fast liquid chromatography coupled with tandem mass spectrometry. **Food Research International**, 2014. v. 66, p. 69–77.

NOGUEIRA, A. M.; FERREIRA, A.; SILVA FERREIRA, M. F. DA. Transferability of Microsatellites from *Psidium guajava* to *Eugenia*, *Myrciaria*, *Campomanesia*, and *Syzygium* Species (Myrtaceae). **Plant Molecular Biology Reporter**, 2016. v. 34, n. 1, p. 249–256.

NORA, C.D., MÜLLER, C.D., BONA, G.S., RIOS, A.O., HERTZ, P.F., JABLONSKI, A., JONG, E.V., FLÔRES, S.H. Effect of processing on the stability of bioactive compounds from red guava (*Psidium cattleianum* Sabine) and guabiju (*Myrcianthes pungens*). **Journal of Food Composition and Analysis** 34, 18–25, 2014.

OLIVEIRA, V. B. *et al.* Native foods from Brazilian biodiversity as a source of bioactive compounds. **Food Research International**, 2012. v. 48, n. 1, p. 170–179. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodres.2012.03.011>>.

PASQUARIELLO, M. S. *et al.* Agronomic, nutraceutical and molecular variability of feijoa (*Acca sellowiana* (O. Berg) Burret) germplasm. **Scientia Horticulturae**, 2015. v. 191, p. 1–9.

Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.scienta.2015.04.036>>.

PAKIN, C. *et al.* Fluorimetric determination of pantothenic acid in foods by liquid chromatography with post-column derivatization. **Journal of Chromatography A**, 2004. v. 1035, n. 1, p. 87–95.

PATEL, K.; JAIN, A.; PATEL, D. K. Medicinal significance, pharmacological activities, and analytical aspects of anthocyanidins “delphinidin”: A concise report. **Journal of Acute Disease**, 2013. v. 2, n. 3, p. 169–178. Disponível em: <<http://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/S2221618913601237>>.

PEREIRA, M. C., STEFFENS, R. S., JABLONSKI, A., HERTZ, P. F., DE O. RIOS, A., VIZZOTTO, M., & FLÔRES, S. H. Characterization and Antioxidant Potential of Brazilian Fruits from the Myrtaceae Family. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, 60(12), 3061–3067, 2012. <http://doi.org/10.1021/jf205263f>.

PEREIRA, M. C., BOSCHETTI, W., RAMPAZZO, R., CELSO, P. G., HERTZ, P. F., DE O. RIOS, A., VIZZOTTO, M., & FLÔRES, S. H. Mineral characterization of native fruits from the southern region of Brazil. **Food Sci. Technol**, Campinas, 34(2): 258-266, Apr.-June, 2014.

PÉREZ-MORA, W.; JORRIN-NOVO, J. V.; MELGAREJO, L. M. Substantial equivalence analysis in fruits from three *Theobroma* species through chemical composition and protein profiling. **Food Chemistry**, 2018. v. 240, n. July 2017, p. 496–504. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2017.07.128>>.

POODI, Y. *et al.* Intensification of bioactive compounds extraction from Feijoa (*Feijoa sellowiana* Berg.) leaves using ultrasonic waves. **Food and Bioproducts Processing**, 2018. v. 108, p. 37–50. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.fbp.2017.12.004>>.

PRESOTO, A. E. F.; ALMEIDA-MURADIAN, L. B. **Validação de métodos cromatográficos por clae para análise das vitaminas B1 , B2 , B6 e niacina naturalmente presentes em farinha de cereais.** 2008. v. 31, n. 3, p. 498–502.

QUADROS, K.E. *et al.* Estudo anatômico do crescimento do fruto em *Acca sellowiana* (Berg.). **Revista Brasileira de Fruticultura**, Cruz das Almas, v. 30, n. 2, p. 296-302, 2008.

QUINCOZES-SANTOS, A., BOBERMIN, L.D., LATINI, A., WAJNER, M., SOUZA, D.O., GONÇALVES, C. -A., & GOTTFRIED, C. (2013). Resveratrol protects C6 astrocyte cell line against hydrogen peroxide-induced oxidative stress through heme oxygenase 1. **PloS One**, 8(5), e64372.

RAGAERT, P. *et al.* Consumer perception and choice of minimally processed vegetables and packaged fruits. **Food Quality and Preference**, 2004. v. 15, n. 3, p. 259–270.

RAMFUL, D. *et al.* Polyphenol composition, vitamin C content and antioxidant capacity of Mauritian citrus fruit pulps. **Food Research International**, 2011. v. 44, n. 7, p. 2088–2099. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodres.2011.03.056>>.

RAMIREZ, M.R., SCHNORR, C.E., FEISTAUER L. B., APEI, M., HENRIQUES, A. T., MOREIRA, J. C. F., ZUANAZZI, J. A. S. Evaluation of the polyphenolic content, Anti-

inflammatory and antioxidant activities of Total extract from *eugenia pyriformes* cambes (uvaia) fruits. **Journal of Food Biochemistry** 36, 405–412, 2012.

RAPOSO, M. F. De J.; MORAIS, A. M. M. B. De; MORAIS, R. M. S. C. De. Carotenoids from marine microalgae: A valuable natural source for the prevention of chronic diseases. **Marine Drugs**, 2015. v. 13, n. 8, p. 5128–5155.

RETAMALES, J. B. World temperate fruit production: characteristics and challenges. **Revista Brasileira de Fruticultura**, 2011. v. 33, n. spe1, p. 121–130. Disponível em: <http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0100-29452011000500015&lng=en&tlng=en>.

REYNERTSON, K.A., YANG, H., JIANG, B., BASILE, M.J., KENNELLY, E.J. Quantitative analysis of antiradical phenolic constituents from fourteen edible Myrtaceae fruits. **Food Chemistry** 109, 883–890, 2008.

RIDGEN, L. V. de M.; CAVALCANTI, T. B. A conservação e utilização de recursos genéticos vegetais. In: BENSUSAN, N. (Org.). **Seria melhor mandar ladrilhar? Biodiversidade: como, para que, por quê**. Brasília: Editora UnB, 2002, p. 83–87.

ROCHA WS, LOPES RM, SILVA DB, VIEIRA RF, SILVA JP & AGOSTINI-COSTA TS. Compostos fenólicos totais e taninos condensados em frutas nativas do cerrado. **Revista Brasileira de Fruticultura**, 33:1215- 1221, 2011.

ROCKENBACH, I. I. . *et al.* Influência do solvente no conteúdo total de polifenóis, antocianinas e atividade antioxidante de extratos de bagaço de uva (*Vitis vinifera*) variedades Tannat e Ancelota. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, 2008. v. 28, n. 2600, p. 238–244.

RODRIGUES, E.; MARIUTTI, L. R. B.; MERCADANTE, A. Z. Carotenoids and Phenolic Compounds from *Solanum sessiliflorum*, an Unexploited Amazonian Fruit, and Their Scavenging Capacities against Reactive Oxygen and Nitrogen Species. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, 2013. v. 61, n. 12, p. 3022–3029. Disponível em: <<http://pubs.acs.org/doi/pdf/10.1021/jf3054214>>.

RODRIGUEZ-AMAYA, D. B. **A guide to analysis in**. [S.l.]: [s.n.], 2001.

RODRIGUEZ-AMAYA, D. B. *et al.* Updated Brazilian database on food carotenoids: Factors affecting carotenoid composition. **Journal of Food Composition and Analysis**, 1 set. 2008. v. 21, n. 6, p. 445–463. Disponível em: <<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0889157508000458>>. Acesso em: 28 jan. 2018

RODRIGUEZ-SAONA, L. E.; WROLSTAD, R. E. Extraction, Isolation, and Purification of. **Current Protocols in Food Analytical Chemistry**, 2001. p. F1.1.1-F1.1.11.

ROLEIRA, F. M. F. *et al.* Plant derived and dietary phenolic antioxidants: Anticancer properties. **Food Chemistry**, 2015. v. 183, p. 235–258.

ROMERO-RODRIGUEZ, M. A., VAZQUEZ-ODERIZ, M. L., LOPEZ-HERNANDEZ, J., SIMAL-LOZANO, J. Composition of babaco, feijoa, passionfruit and tamarillo produced in Galicia (North-west Spain). **Food Chemistry**, 49; 23-27, 1994.

ROSA, J. S. Da *et al.* Desenvolvimento de um método de análise de vitamina C em alimentos por cromatografia líquida de alta eficiência e exclusão iônica. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, 2007. v. 27, n. 4, p. 837–846. Disponível em: <http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0101-20612007000400025&lng=en&nrm=iso&tlng=pt>.

RUEL, G. *et al.* Association between nutrition and the evolution of multimorbidity: The importance of fruits and vegetables and whole grain products. **Clinical Nutrition**, 2014. v. 33, n. 3, p. 513–520. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.clnu.2013.07.009>>.

RUFINO, M. Do S. M. *et al.* Metodologia Científica: Determinação da atividade antioxidante total em frutas pela captura do radical livre DPPH. **Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento**, 2007. v. 23, n. 2, p. 1–4. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2010.02.006>><http://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/S0023643895800085>>http://www.cnpq.br/download_publicacao.php?id=209%0A<http://ebooks.cambridge.org/ref/id/CBO9781107415324A009>>

RUFINO, M. Do S. M. *et al.* Bioactive compounds and antioxidant capacities of 18 non-traditional tropical fruits from Brazil. **Food Chemistry**, 2010. v. 121, n. 4, p. 996–1002. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.01.037>>.

RUFFINO, M.S., ALVES, R.E., FERNANDES, F.A.N., BRITO, E.S. Free radical scavenging behavior of ten exotic tropical fruits extracts. **Food Research International**, 44: 2072–2075. 2011.

RUFINO, M.S *et al.* Quality for fresh consumption and processing of some non-traditional tropical fruits from Brazil. **Fruits**, 2009. v. 64, n. 6, p. 361–370. Disponível em: <<http://www.pubhort.org/fruits/2009/06/i9604.htm>>.

SADILOVA, E.; STINTZING, F. C.; CARLE, R. Anthocyanins, colour and antioxidant properties of eggplant (*Solanum melongena* L.) and violet pepper (*Capsicum annum* L.) peel extracts. **Zeitschrift fur Naturforschung - Section C Journal of Biosciences**, 2006. v. 61, n. 7–8, p. 527–535.

SAHREEN, S., KHAN, M.R. & KHAN, R.A. Evaluation of antioxidant activities of various solvent extracts of *Carissa opaca* fruits. **Food Chemistry**, 122, 1205–1211, 2010.

SAK, K. Site specific anticancer effects of dietary flavonoid quercetin **Nutrition and Cancer- an international journal**, 66 (2):177–193, 2014.

SALVO, F., TOSCANO, M. A., DUGO, G. Chemical composition of Feijoa sellowiana fruit. **Rivista della Societa Italiana di Scienza dell'Alimentazione**, 16(6), 471–474, 1987.

SANCHOTENE, M. C. C. **Frutíferas nativas úteis à fauna na arborização urbana**. 2 ed. Porto Alegre: Sagra, 1989. 306p. CDU 634.1/8:712.41.

SANTOS, M.S. et al. Caracterização físico-química, extração e análise de pectinas de frutos de *Campomanesia xanthocarpa* B. **Ciências de Alimentos**, v.30, n.1, p.101-6, 2009.

SANTOS, M.S. et al. Propriedades reológicas de doce em massa de araçá vermelho (*Psidium cattleianum* Sabine). **Revista Brasileira de Tecnologia Agroindustrial**, Paraná, v. 1, n. 2, p. 104-116, 2010.

SANTOS, M. S., LIMA, J. J., PETKOWICZ, C. L. O., CANDIDO, L. M. B. Chemical characterization and evaluation of the antioxidante potential of gabiropa jam (*Campomanesia xanthocarpa* Berg). **Acta Scientiarum Agronomy**. Maringá, v. 35, n. 1, p. 73-82, 2013.

SANTOS, R. C. DOS *et al.* Lycopene-rich extract from red guava (*Psidium guajava* L.) displays cytotoxic effect against human breast adenocarcinoma cell line MCF-7 via an apoptotic-like pathway. **Food Research International**, 2018. v. 105, n. May 2017, p. 184–196. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.foodres.2017.10.045>>.

SARMA, A.D., SHARMA, R. Anthocyanin-DNA copigmentation complex: mutual protection against oxidative damage. **Phytochemistry**, 52 (7), 1313-1318, 1999.

SATO, A.C.K., CUNHA, R.L. Influência da temperatura no comportamento reológico da polpa de jabuticaba. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, 27(4): 890-896, out.-dez. 2007.

SCHAFER, F.; BUETTNER, G. Redox Environment of the Cell As Viewed Through the redox state of the glutathione disulfide/glutathione couple. **Free Radical Biology & Medicine**, 2001. v. 30, n. 11, p. 1191–1212. Disponível em: <<https://www.journals.elsevier.com/free-radical-biology-and-medicine>>.

SCHIASSI, M. C. E. V. *et al.* Fruits from the Brazilian Cerrado region: Physico-chemical characterization, bioactive compounds, antioxidant activities, and sensory evaluation. **Food Chemistry**, 2018. v. 245, n. June 2017, p. 305–311. Disponível em: <<https://www.scopus.com/inward/record.uri?eid=2-s2.0-85032377721&doi=10.1016%2Fj.foodchem.2017.10.104&partnerID=40&md5=576da7dd0284fd19b169ca25b1407ed6>>.

SEIFRIED, H. E.; ANDERSON, D. E.; FISCHER, E. I.; MILNER, J. A. A review of the interaction among dietary antioxidants and reactive oxygen species. **J. Nutr. Biochem.** 2007, 18, 567–579.

SENTANIN, M.; RODRIGUEZ-AMAYA, D. Teores de carotenóides em mamão e pêssgo determinados por cromatografia líquida de alta eficiência. **Ciênc Tecnol Alim**, 2007. v. 27, n. 1, p. 13–19.

SEPTEMBRE-MALATERRE, A.; REMIZE, F.; POUCHERET, P. Fruits and vegetables, as a source of nutritional compounds and phytochemicals: Changes in bioactive compounds during lactic fermentation. **Food Research International**, 2017. n. August.

SERAGLIO, S. K. T. *et al.* Nutritional and bioactive potential of Myrtaceae fruits during ripening. **Food Chemistry**, 2018. v. 239, p. 649–656.

SHIN, C. S.; KIM, K. M. Calcium, Is It Better to Have Less? - Global Health Perspectives. **Journal of Cellular Biochemistry**, 2015. v. 116, n. 8, p. 1513–1521.

SILVA, N. A., RODRIGUES ,E., Mercadante, A. Z., Rosso, V. V. Phenolic Compounds and Carotenoids from Four Fruits Native from the Brazilian Atlantic Forest. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, 62, 5072–508, 2014. [dx.doi.org/10.1021/jf501211p](https://doi.org/10.1021/jf501211p).

SILVA, E. P. DA *et al.* Characterization of chemical and mineral composition of marolo (*Annona crassiflora* Mart) during physiological development. **Food Science and Technology**,

2017. v. 37, n. 1, p. 13–18.

SILVA, L. M. R. DA *et al.* Quantification of bioactive compounds in pulps and by-products of tropical fruits from Brazil. **Food Chemistry**, 2014. v. 143, p. 398–404. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2013.08.001>>.

SINGH, A. *et al.* Profiling of Gallic and Ellagic Acid Derivatives in Different Plant Parts of Terminalia arjuna by HPLC-ESI-QTOF-MS / MS. **Natural Product Communications**, 2016. v. 11, n. February, p. 239–244.

SIRIAMORNUN, S.; KAEWSEEJAN, N. Quality, bioactive compounds and antioxidant capacity of selected climacteric fruits with relation to their maturity. **Scientia Horticulturae**, 2017. v. 221, n. November 2016, p. 33–42.

SOARES, D.J., PIGNITTER, M., EHRNHÖFER-RESSLER, M.M., WALKER, J., BRASIL, I.M., SOMOZA, V. Identification and Quantification of Oxidoselina-1,3,7(11)-Trien-8-One and Cyanidin-3-Glucoside as One of the Major Volatile and Non-Volatile Low-Molecular-Weight Constituents in Pitanga Pulp. **PLOS ONE**, 22, 2015. DOI:10.1371/journal.pone.0138809

SOBRAL, M. **A família das myrtaceae no rio grande do sul**. São Leopoldo: Unisinos, 2003. 215p.

SOBRAL, M. *et al.* **Myrtaceae in Lista de Espécies da Flora do Brasil**. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB171>>. Acesso em: 14 Jan. 2014.

SOBRAL, M., FARIA JR., J.E.Q., OLIVEIRA, M.I.U., LUCAS, E.J., RIGUEIRA, D., STADNIK, A., VILLAROEL, D. **Thirteen new Myrtaceae from Bahia, Brazil**. *Phytotaxa* 224: 201-231, 2015.

SOUZA, V. R. DE *et al.* Determination of bioactive compounds, antioxidant activity and chemical composition of Cerrado Brazilian fruits. **Food Chemistry**, 2012. v. 134, n. 1, p. 381–386.

STANDARDIZATION, I. O. F. **ISO guide 35 reference materials e general and statistical principles for certification**. 2006.

STRATIL, P., KLEJDUS, B. & KUBA, V. **Determination of phenolic compounds and their antioxidant activity in fruits and cereals**. *Talanta*, 71, 1741–1751, 2007.

THORNHILL, A. H. *et al.* Interpreting the modern distribution of Myrtaceae using a dated molecular phylogeny. **Molecular Phylogenetics and Evolution**, 2015. v. 93, p. 29–43. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.ympev.2015.07.007>>.

THORP, T.G.; BIELESKI, R. **Feijoas: origins, cultivation and uses**. Auckland: David Bateman, 2002. 87p.

TINGGI, U.; REILLY, C.; PATTERSON, C. Determination of manganese and chromium in food by atomic absorption spectrometry after wet digestion. **Food chemistry**, 1997. v. 60, n. 1, p. 123–128.

TOBARUELA, E. D. C. *et al.* Application of dietary fiber method AOAC 2011 . 25 in fruit and comparison with AOAC 991 . 43 method. **Food Chemistry**, 2017. v. 238, p. 87–93. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2016.12.068>>.

TOPAL, F. *et al.* Antioxidant activity of taxifolin: An activity-structure relationship. **Journal of Enzyme Inhibition and Medicinal Chemistry**, 2016. v. 31, n. 4, p. 674–683.

TORMA, P. Do C. M. R. *et al.* Hydroethanolic extracts from different genotypes of açai (*Euterpe oleracea*) presented antioxidant potential and protected human neuron-like cells (SH-SY5Y). **Food Chemistry**, 2017. v. 222, p. 94–104. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2016.12.006>>.

TORRES, E. A. F. . *et al.* Composição centesimal e valor calórico de alimentos de origem animal. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, ago. 2000. v. 20, n. 2, p. 145–150. Disponível em: <http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0101-20612000000200003&lng=pt&nrm=iso&tlng=pt>. Acesso em: 29 jan. 2018.

TOWNSEND, D. M.; TEW, K. D.; TAPIERO, H. The importance of glutathione in human disease. **Biomedicine & Pharmacotherapy**, 1 maio. 2003. v. 57, n. 3–4, p. 145–155. Disponível em: <<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S075333220300043X?via%3Dihub>>. Acesso em: 28 jan. 2018.

TSANOVA-SAVOVA, S.; RIBAROVA, F.; GEROVA, M. (+)-Catechin and (-)-epicatechin in Bulgarian fruits. **Journal of Food Composition and Analysis**, 2005. v. 18, n. 7, p. 691–698.

TUNCEL, N. B.; YILMAZ, N. Optimizing the extraction of phenolics and antioxidants from feijoa (*Feijoa sellowiana*, Myrtaceae). **Journal of Food Science and Technology**, 2015. v. 52, n. 1, p. 141–150.

VALLILO, M.I., MORENO, P.R.H., OLIVEIRA, E., LAMARDO, L.C.A, GARBELOTTI, M.L. Composição química dos frutos de *Campomanesia xanthocarpa* Berg-Myrtaceae. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, 28(Supl): 231-237, 2008.

VARGAS, E.F., JABLONSKY, A., FLÔRES, S.H., RIOS, A.O. Pelargonidin 3-Glucoside Extraction from the Residue from Strawberry Processing (*Fragaria X Ananassa*). **Current Bioactive Compounds**. 12 (4): 2016. DOI: 10.2174/1573407212666160512120242

VARGAS-MURGA, L. *et al.* Fruits and vegetables in the Brazilian Household Budget Survey (2008-2009): Carotenoid content and assessment of individual carotenoid intake. **Journal of Food Composition and Analysis**, 2016. v. 50, p. 88–96.

VERARDO, V. *et al.* Identification of buckwheat phenolic compounds by reverse phase high performance liquid chromatography-electrospray ionization-time of flight-mass spectrometry (RP-HPLC-ESI-TOF-MS). **Journal of Cereal Science**, 2010. v. 52, n. 2, p. 170–176. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.jcs.2010.04.009>>.

VEROTTA, L. *et al.* Fermented pomegranate wastes as sustainable source of ellagic acid: Antioxidant properties, anti-inflammatory action, and controlled release under simulated digestion conditions. **Food Chemistry**, 25 abr. 2018. v. 246, p. 129–136. Disponível em: <<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0308814617317788#b0280>>. Acesso

em: 26 jan. 2018.

VILLACHICA, H. Frutales y hortalizas promisorios de la Amazonia. **Tratado de Cooperacion Amazonica**, 228–233, 1996.

VISSOTTO, L.C., RODRIGUES, E., CHISTÉ, R.C., BENASSI, M.T., MERCADANTE, A.Z. Correlation, by multivariate statistical analysis, between the scavenging capacity against reactive oxygen species and the bioactive compounds from frozen fruit pulps. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, 33(Supl. 1): 57-65, 2013.

VUOTTO, M. L. *et al.* Antimicrobial and antioxidant activities of Feijoa sellowiana fruit. **International Journal of Antimicrobial Agents**, 2000. v. 13, n. 3, p. 197–201.

XIE, L. *et al.* Recent advances in understanding the anti-obesity activity of anthocyanins and their biosynthesis in microorganisms. **Trends in Food Science and Technology**, 2018. v. 72, n. November 2017, p. 13–24.

ZANATTA, C. F. *et al.* Determination of anthocyanins from Camu-camu (*Myrciaria dubia*) by HPLC-PDA, HPLC-MS, and NMR. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, 2005. v. 53, n. 24, p. 9531–9535.

ZAND, N. *et al.* Simultaneous determination of riboflavin and pyridoxine by UHPLC/LC-MS in UK commercial infant meal food products. **Food Chemistry**, 2012. v. 135, n. 4, p. 2743–2749.

ZAPATA, K., CORTES, F.B., ROJANO, B.A. Polifenoles y Actividad Antioxidante del Fruto de Guayaba Agria (*Psidium araca*). **Información Tecnológica**, 24 (5), 2013. doi: 10.4067/S0718-07642013000500012

ZHANG, Y. *et al.* Anthocyanin accumulation and molecular analysis of anthocyanin biosynthesis-associated genes in eggplant (*Solanum melongena* L.). **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, 2014. v. 62, n. 13, p. 2906–2912.

ZHAO, M. *et al.* Ellagic acid inhibits human pancreatic cancer growth in Balb c nude mice. **Cancer Letters**, 1 set. 2013. v. 337, n. 2, p. 210–217. Disponível em: <<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0304383513003789>>. Acesso em: 26 jan. 2018.

WANG, F. *et al.* Determination of comprehensive quality index for tomato and its response to different irrigation treatments. **Agricultural Water Management**, 2011. v. 98, n. 8, p. 1228–1238.

WANG, L. *et al.* Dietary intake of selected flavonols, flavones, and flavonoid-rich foods and risk of cancer in middle-aged and older women. **American Journal of Clinical Nutrition**, 2009. v. 89, n. 3, p. 905–912.

WANG, X. *et al.* Fruit and vegetable consumption and mortality from all causes, cardiovascular disease, and cancer: systematic review and dose-response meta-analysis of prospective cohort studies. **Bmj**, 2014. v. 349, n. jul29 3, p. g4490–g4490. Disponível em: <<http://www.bmj.com/cgi/doi/10.1136/bmj.g4490>>.

WANG, Y.-J. *et al.* Taxifolin enhances osteogenic differentiation of human bone marrow mesenchymal stem cells partially via NF- κ B pathway. **Biochemical and Biophysical Research Communications**, 12 ago. 2017. v. 490, n. 1, p. 36–43. Disponível em: <<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0006291X17311014>>. Acesso em: 27 jan. 2018.

WESTON, R. J. Bioactive products from fruit of the feijoa (*Feijoa sellowiana*, Myrtaceae): A review. **Food Chemistry**, 2010. v. 121, n. 4, p. 923–926. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.01.047>>.

WIELEWICKI AP, LEONHARDT C, SCHLINDWEIN G, MEDEIROS ACS. Proposta de Padrões de Germinação e Teor de Água para Sementes de Algumas Espécies Florestais Presentes na Região Sul do Brasil. **Revista Brasileira de Sementes**, 2006; 28(3): 191-197. <http://dx.doi.org/10.1590/S0101-31222006000300027>

WINTERBOURN, C. C. Reconciling the chemistry and biology of reactive oxygen species. **Nature Chemical Biology**, 2008. v. 4, n. 5, p. 278–286.

WILSON, P.G. Myrtaceae. In: KUBITZKI, K. (ed.). **Flowering plants. Eudicots: The families and genera of vascular plants**. v. 10. Springer, Berlin, Heidelberg, pp. 212-271, 2011.

WORLD HEALTH ORGANIZATION (WHO). **Diet, nutrition and prevention of chronic diseases**. Report FAO/WHO Expert Consultation. Geneva: WHO; 2003. (WHO Technical Report Series, n. 916).

WU, S. B., WU, J., YIN, Z., ZHANG, J., LONG, C., KENNELLY, E. J., & ZHENG, S. Bioactive and marker compounds from two edible dark-colored Myrciaria fruits and the synthesis of jabolicabin. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, 61 (17), 4035–4043, 2013b.

YAHIA, E. M. **The Contribution of Fruit and Vegetable Consumption to Human Health**,

in Fruit and Vegetable Phytochemicals: Chemistry, Nutritional Value, and Stability.
Wiley-Black ed. Oxford, UK.: [s.n.], 2009.