



AMANDA CRISTINA ANDRADE

**POTENCIAL PREBIÓTICO DA POLPA E TORTA DA
AMÊNDOA DO JERIVÁ (*Syagrus romanzoffiana*) E DA
MACAÚBA (*Acromia aculeata*)**

**LAVRAS - MG
2019**

AMANDA CRISTINA ANDRADE

**POTENCIAL PREBIÓTICO DA POLPA E TORTA DA AMÊNDOA DO JERIVÁ
(*Syagrus romanzoffiana*) E DA MACAÚBA (*Acromia aculeata*)**

Dissertação apresentada à
Universidade Federal de
Lavras, como parte das
exigências do Programa de
Pós-Graduação em Nutrição e
Saúde, área de concentração
Nutrição e Saúde, para a
obtenção do título de Mestre.

Prof.^a. Dra. Sabrina Carvalho Bastos
Orientadora
Prof.^o. Dr. Cleiton Antônio Nunes
Coorientador

**LAVRAS – MG
2019**

Ficha catalográfica elaborada pelo Sistema de Geração de Ficha Catalográfica da Biblioteca
Universitária da UFLA, com dados informados pelo(a) próprio(a) autor(a).

Andrade, Amanda Cristina.

Potencial prebiótico da polpa e torta da amêndoa do jerivá
(*Syagrus romanzoffiana*) e da macaúba (*Acromia aculeata*) /
Amanda Cristina Andrade. - 2019.

64 p. : il.

Orientador(a): Sabrina Carvalho Bastos.

Coorientador(a): Cleiton Antônio Nunes.

Dissertação (mestrado acadêmico) - Universidade Federal de
Lavras, 2019.

Bibliografia.

1. Prebiótico. 2. Fibras alimentares. 3. Subproduto. I. Bastos,
Sabrina Carvalho. II. Nunes, Cleiton Antônio. III. Título.

AMANDA CRISTINA ANDRADE

**POTENCIAL PREBIÓTICO DA POLPA E TORTA DA AMÊNDOA DO JERIVÁ
(*Syagrus romanzoffiana*) E DA MACAÚBA (*Acromia aculeata*)**

**PREBIOTIC POTENTIAL OF THE PULP AND THE KERNEL CAKE FROM
JERIVÁ (*Syagrus romanzoffiana*) AND MACAÚBA (*Acrocomia aculeata*)**

Dissertação apresentada à
Universidade Federal de
Lavras, como parte das
exigências do Programa de
Pós-Graduação em Nutrição e
Saúde, área de concentração
Nutrição e Saúde, para a
obtenção do título de Mestre.

APROVADA em 12 de agosto de 2019.

Dra. Sabrina Carvalho Bastos	UFLA
Dra. Angélica Cristina de Souza	UFLA
Dr. Disney Ribeiro Dias	UFLA
Dra. Carmen Silvia Fávaro Trindade	USP

Prof^a. Dra. Sabrina Carvalho Bastos
Orientadora
Prof^o. Dr. Cleiton Antônio Nunes
Coorientador

**LAVRAS – MG
2019**

Aos meus familiares, em especial aos meus pais, que com muito carinho, incentivo e apoio, não mediram esforços para que eu chegasse até esta etapa de minha vida

DEDICO

AGRADECIMENTOS

Não foi fácil chegar até aqui, foi um longo caminho percorrido, e este trabalho não seria concluído sem o precioso apoio, direto ou indireto, de pessoas as quais sou profundamente grata.

Primeiramente, agradeço aos meus pais, Rosa e Michel, por terem me dado educação e ensinado valores. À minha mãe, pelo amor e incentivo incondicional e, que por muitas vezes renunciou seus sonhos para que eu pudesse realizar o meu. Ao meu pai, que apesar da distância, sempre confiou em mim e me incentivou a estudar. Agradeço também, ao meu padrasto, Reinaldo e madrasta, Fabiana, por terem contribuído com a minha educação.

Aos meus familiares (não citarei nomes para não esquecer ninguém), por compreenderem as minhas faltas e reclusão em alguns momentos, e, por todo apoio, força e carinho que proporcionaram ao longo de toda a minha vida acadêmica.

Ao meu namorado, Mateus pela ajuda e incentivo prestados durante o desenvolvimento desta dissertação, por ser meu companheiro nas horas boas e ruins, e principalmente, pela paciência e compreensão nos momentos mais difíceis.

A minha orientadora Prof^a Dr^a Sabrina Bastos, pela confiança, orientação, disponibilidade e conselhos prestados na elaboração do presente trabalho.

Agradeço aos meus amigos e colegas, pelas alegrias e dificuldades compartilhadas e pela força prestada durante o mestrado. Para não correr o risco de não enumerar alguém não vou identificar ninguém, mas saberão aqueles a quem dirijo estes agradecimentos.

Aos técnicos dos laboratórios, Geraldo Cândido e Maria Aparecida, a pós-doutoranda, Angélica Cristina de Souza, a mestranda Talita Tavares e a mestre Júlia Marinho que contribuíram com o planejamento e /ou na realização de análises e / ou auxiliaram na elaboração deste estudo.

Ao meu coorientador Prof^o Dr^o Cleiton Nunes e ao Prof^o Dr^o Disney Dias pela disponibilidade, pelas sugestões significativas e pelo fornecimento de materiais necessários para a elaboração deste trabalho.

À Deus que permitiu que tudo isso acontecesse e por me guiar, iluminar e me dar força para superar as dificuldades, e conseguir seguir em frente para alcançar meus objetivos e não deixar as dificuldades me enfraquecerem.

À Universidade Federal de Lavras, a Fundação de Amparo a Pesquisa do Estado de Minas Gerais (FAPEMIG), Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) e ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pelas oportunidades e pelo apoio financeiro que contribuíram para a realização deste trabalho.

À todos o meu sincero e profundo OBRIGADA !

“Talvez não tenha conseguido fazer o melhor, mas lutei para que o melhor fosse feito. Não sou o que deveria ser, mas Graças a Deus, não sou o que era antes”. (Marthin Luther King)

RESUMO

O jerivá (*Syagrus romanzoffiana*) e a macaúba (*Acrocomia aculeata*) são palmeiras nativas da América Latina pertencentes a família Arecaceae, amplamente distribuídas em áreas tropicais e subtropicais, apresentam baixo custo de produção e produzem grandes quantidades de frutos ao longo do ano. Tanto a polpa quanto a amêndoa de jerivá e macaúba apresentam relevância nutricional, principalmente em relação ao teor de fibras. Além disso, devido ao elevado teor de lipídeos destas amêndoas, os frutos vem sendo utilizados para a extração de óleo. Neste processo é obtida a torta da amêndoa (sólidos remanescentes), um subproduto nutricionalmente rico que pode ser inserido na alimentação humana e que, assim como a polpa, pode apresentar potencial prebiótico. Diante disso, o objetivo deste trabalho foi caracterizar e avaliar o potencial prebiótico da polpa e torta de jerivá e macaúba com o intuito de aumentar a diversidade de alimentos prebióticos com frutos pouco consumidos e economicamente viáveis. Para isto, foi realizada a caracterização desses frutos quanto a composição centesimal, teor de compostos fenólicos e atividade antioxidante, além de avaliar a capacidade antimicrobiana e fermentativa das amostras em relação às bactérias *Bifidobacterium lactis*, *Lactobacillus casei*, *Lactobacillus acidophilus* e *Escherichia coli*. Os resultados demonstraram que as polpas e tortas de jerivá e macaúba são nutricionalmente ricas, no que se refere ao teor de fibras alimentares (20,45% para PJ, 37,87% TJ, 19,95% PM e 35,81% TM) e atividade antioxidante, em especial PJ, que além da alta atividade antioxidante pelo método ABTS e DPPH (2498,49 μ M Trolox/g fruta e 96,97 g fruta/g DPPH, respectivamente) possui elevado teor de fenólicos totais (850,62 mg GAE/100 g). Além disso, PJ promoveu o maior crescimento das cepas probióticas e a maior redução do pH, quando comparada ao FOS (prebiótico comercial), mas PM, TJ e TM também foram capazes de favorecer o crescimento das cepas avaliadas. A partir da fermentação das amostras avaliadas, os microrganismos probióticos produziram ácidos graxos de cadeia curta (AGCC) como o ácido lático, propiônico, butirico e acético, que podem proporcionar benefícios para à saúde dos indivíduos, evidenciando que os frutos possuem características relevantes como potenciais prebióticos.

Palavras-chave: Alimentos Funcionais. Subprodutos. Fibras Alimentares. Prebiótico. *Arecaceae*.

ABSTRACT

Jerivá (*Syagrus romanzoffiana*) and macaúba (*Acrocomia aculeata*) are Latin American native palm trees belonging to the Arecaceae family, widely distributed in tropical and subtropical areas, have low production costs and produce large amounts of fruits throughout the year. Both jerivá and macaúba pulp and kernel have nutritional relevance, especially about fiber content. In addition, due to the high lipid content of these kernels, fruits have been used for oil extraction. In this process kernel cake (remnant solids) is obtained, a nutritionally rich byproduct that can be inserted into human food and that, like pulp, may have prebiotic potential. Therefore, the objective of this work was to characterize and evaluate the prebiotic potential of jerivá and macaúba pulp and kernel cake to increase the diversity of prebiotic foods with low consumed and economically viable fruits. For this, the characterization of these fruits was carried out regarding the proximate composition, phenolic content and antioxidant activity, besides evaluating the antimicrobial and fermentative capacity of the samples with the bacteria *Bifidobacterium lactis*, *Lactobacillus casei*, *Lactobacillus acidophilus*, and *Escherichia coli*. The results showed that jerivá and macaúba pulps and kernels cakes are nutritionally rich in terms of dietary fiber content (20.45% for PJ, 37.87% TJ, 19.95% PM and 35.81% TM) and antioxidant activity, especially PJ, which in addition to the high antioxidant activity by the ABTS and DPPH method (2498.49 μ M Trolox / g fruit and 96.97 g fruit / g DPPH, respectively) has a high total phenolic content (850.62 mg GAE / 100 g). In addition, PJ promoted the highest growth of probiotic strains and the most significant pH reduction when compared to FOS (commercial prebiotic), but PM, TJ, and TM were also able to favor the growth of the evaluated strains. From the fermentation of the evaluated samples, the probiotic microorganisms produced short-chain fatty acids (SCFAs) such as lactic, propionic, butyric and acetic acid, which may provide benefits to the health of individuals, showing that the fruits have relevant characteristics as potential prebiotics.

Keywords: Functional Foods. Byproducts. Food fibers. Prebiotic. *Arecaceae*.

SUMÁRIO

	PRIMEIRA PARTE.....	10
1	INTRODUÇÃO.....	10
2	REFERENCIAL TEÓRICO.....	12
2.1	Características dos frutos das palmeiras de jerivá e macaúba.....	12
2.2	Tortas das amêndoas da macaúba e jerivá e seu potencial uso na alimentação humana.....	14
2.3	Alimentos Funcionais.....	15
2.3.1	Fibras Alimentares.....	16
2.3.2	Prebióticos.....	18
2.3.3	Probióticos.....	20
2.4	Compostos fenólicos e a microbiota intestinal.....	23
3	CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	25
	REFERÊNCIAS.....	26
	SEGUNDA PARTE – ARTIGO.....	32
	PREBIOTIC POTENTIAL OF THE PULP AND THE KERNEL CAKE FROM JERIVÁ (<i>Syagrus romanzoffiana</i>) AND MACAÚBA PALM FRUIT (<i>Acrocomia aculeata</i>)	32

PRIMEIRA PARTE

1 INTRODUÇÃO

O Brasil é um país que apresenta uma flora muito diversificada com espécies nativas e exóticas, como as palmeiras macaúba (*Acromia aculeata*) e jerivá (*Syagrus romanzoffiana*), gêneros pertencentes à família Arecaceae (SILVA-CARDOSO; SOUZA; SCHERWINSKI-PEREIRA, 2017) que há muitos anos estão presentes nas ruas, jardins e parques como plantas ornamentais, mas apresentam características atraentes para as indústrias (MONTROYA et al., 2016; LAINDORF et al., 2018). Por isso, elas vêm sendo abordadas em diversos estudos relacionados às propriedades nutricionais, sensoriais, produtoras de óleos vegetais (SILVA et al., 2016; SILVA-CARDOSO; SOUZA; SCHERWINSKI-PEREIRA, 2017) e de biocombustível (MOREIRA et al., 2013; MACHADO; FIGUEIREDO; GUIMARÃES, 2016).

O fruto dessas palmeiras é o principal objeto das pesquisas, devido ao alto valor nutricional. Coimbra e Jorge (2011a) ao analisarem a composição nutricional da polpa e das amêndoas dos frutos da macaúba e do jerivá verificaram uma composição muito semelhante entre esses frutos, apresentando alto teor energético, de fibras, carboidratos, lipídeos e proteínas. Além disso, apresentam valores consideráveis de cinzas.

A polpa dos frutos pode ser consumida *in natura* ou em preparações culinárias, assim como a amêndoa (CICONINI et al., 2013; LESCANO et al., 2018). Porém, por apresentarem elevada quantidade de lipídeos, as amêndoas tendem a ser mais utilizadas para a obtenção de óleo para diferentes fins industriais, como alimentícios, cosméticos, farmacêuticos e de biodiesel (COIMBRA; JORGE, 2011b, RÍO et al., 2016; SANTOS; SALOMÃO, 2017).

Na obtenção do óleo das amêndoas, o principal subproduto obtido é a torta. Esta, assim como a polpa, apresenta alto valor nutricional (SILVA; ANDRADE, 2011; SADH et al., 2018), destacando-se pela presença das fibras. Dessa forma, ambas são fontes consideráveis de nutrientes para alimentação humana, podendo ainda apresentar potencial prebiótico.

Os prebióticos são substratos alimentares que beneficiam o indivíduo estimulando seletivamente os microrganismos hospedeiros (GIBSON et al., 2017), promovendo melhorias na saúde como o aumento da absorção de minerais, estímulo do sistema imunológico, prevenção do câncer de cólon e de infecções gastrointestinais, e a redução do tempo de trânsito intestinal (SAAD et al., 2013; SANDERS et al., 2014; GIBSON et al., 2017; TSAI et

al., 2019).

Os consumidores estão mais conscientes em relação ao binômio alimentação e saúde, o que tem contribuído com um estilo de vida saudável e pela busca por alimentos que contenham compostos capazes de promover benefícios ao organismo, como os prebióticos (CORRADINI; LANTANO; CAVAZZA, 2013; SHARMA et al., 2016). No entanto, grande parte dos prebióticos comerciais disponíveis nos mercados possui um custo elevado, não sendo economicamente viáveis para a maioria da população.

Neste contexto, a torta e a polpa dos frutos de macaúba e jerivá que possuem elevado teor de fibras e que podem apresentar potencial prebióticos, além de possuírem baixo custo, devem ser investigadas. Diante disso, o objetivo deste projeto foi caracterizar a polpa e a torta dos frutos macaúba e jerivá e avaliar o seu potencial prebiótico.

2 REFERENCIAL TEÓRICO

2.1 Características dos frutos das palmeiras de jerivá e macaúba

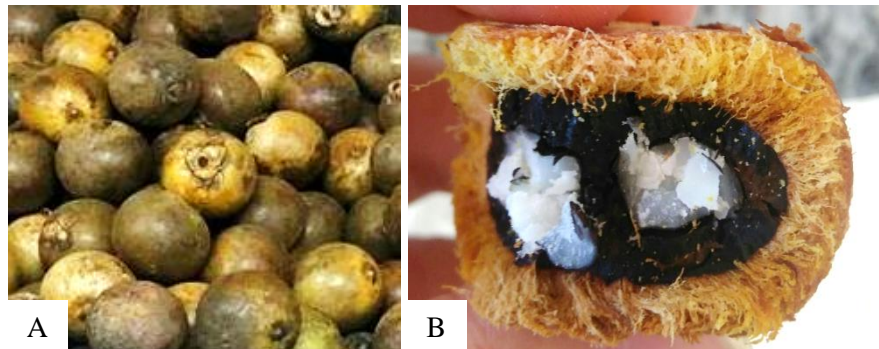
O Brasil é um país muito rico em recursos naturais pela sua vasta área territorial com uma fauna e flora diversificada, apresentando várias espécies frutíferas que ainda são pouco conhecidas, mas que possuem um grande potencial para ser utilizado na agroindústria, como por exemplo, as palmeiras (SILVA-CARDOSO; SOUZA; SCHERWINSKI-PEREIRA, 2017).

As palmeiras da família Arecaceae são consideradas espécies de plantas promissoras para extração de óleos vegetais, que podem ser empregados em vários setores industriais (COIMBRA; JORGE, 2011b; RÍO et al., 2016; SANTOS; SALOMÃO, 2017). Essas, têm sido extensivamente pesquisadas devido a suas propriedades nutricionais, sensoriais e pelo alto teor de óleo (SILVA-CARDOSO; SOUZA; SCHERWINSKI-PEREIRA, 2017).

Segundo Colombo et al. (2018), o óleo das palmeiras representa aproximadamente 40% da produção de óleo vegetal do mundo. Dentre as palmeiras, destaca-se a macaúba (*Acrocomia aculeata*) e o jerivá (*Syagrus romanzoffiana*) que pelo conteúdo nutricional dos seus frutos tem atraído atenção das indústrias.

A macaúba (FIGURA 1) também conhecida como “bocaiúva”, “coco catarro”, “macabira”, “mocajuba” e “macaiba”, está presente em vários países da América Latina, sendo que no Brasil se concentra nas regiões Sudeste e Centro-oeste (HIANE et al., 2006; SILVA; ANDRADE, 2011). A palmeira da macaúba pode chegar a mais 16 metros de altura e produz grandes cachos de frutos. O fruto é ovalado e possui de 3 a 5 cm de diâmetro, na parte externa tem uma casca amarronzada dura (epicarpo) e internamente uma polpa carnuda amarela (mesocarpo), juntos os dois representam cerca de 58% da fruta, esses envolvem a noz (representando 42%). A noz presente no centro é constituída por um endocarpo duro que envolve de uma a três castanhas brancas (endosperma) (SILVA; ANDRADE, 2011; MONTROYA et al.; RÍO et al., 2016; COLOMBO et al., 2018).

Figura 1 – Fruto da Macaúba



Legenda: A – Fruto com epicarpo; B- Detalhes da macaúba com mesocarpo, endocarpo e endosperma.
Fonte: Do autor (2019).

Já o jerivá (FIGURA 2), conhecido como “pindó”, “chirivá”, “Yba Pita” e “palmeira rainha” (FALASCA; FRESNO; ULBERICH, 2012), está amplamente distribuído no Brasil, como no sul da Bahia, Espírito Santo, Minas Gerais, São Paulo e Rio Grande do Sul (COIMBRA; JORGE, 2011a). O fruto pode ser redondo ou oval com aproximadamente 3 cm, a parte externa é constituída por uma polpa doce, carnuda e fibrosa com coloração amarelo-avermelhada ou laranja quando maduro (mesocarpo) que envolvem uma noz dura (endocarpo) que internamente possui uma amêndoa branca oleosa (endosperma) (COIMBRA; JORGE, 2011a; FALASCA; FRESNO; ULBERICH, 2012).

Figura 2 – Fruto do Jerivá



Legenda: A – Jerivá; B- Detalhes do jerivá com mesocarpo, endocarpo e endosperma.
Fonte: Do autor (2019).

Os principais componentes obtidos dos frutos da macaúba e jerivá são a polpa e a amêndoa. A polpa dos frutos pode ser consumida *in natura* ou em produtos como biscoitos, bolos, sorvetes, sucos, doces entre outros, assim como a amêndoa (COIMBRA; JORGE, 2011a; CICONINI et al., 2013; LESCANO et al., 2018). No entanto, por apresentar alto teor de lipídeos, o uso destes frutos está mais voltado para a produção de óleo, que pode ser extraído da amêndoa e também da polpa, no caso da macaúba. Ambos os óleos são

comumente utilizados nas indústrias de alimentos, cosméticos, farmacêuticos e de biocombustíveis (CICONINI et al., 2013; RÍO et al., 2016).

Em um estudo realizado por Coimbra e Jorge (2011a), onde foi avaliada a composição nutricional da polpa e da amêndoa da macaúba e jervá, verificou-se que os dois frutos apresentam alto valor nutricional. Em relação à macaúba, o teor de proteína é mais encontrado na amêndoa do que na polpa, 28,61% e 6,72%, respectivamente. Os lipídeos também estão presentes em maiores quantidades na amêndoa do que na polpa (46,06% e 28,94%, respectivamente). Já o teor de fibras e carboidratos encontra-se mais elevados na polpa, sendo assim, a polpa apresenta 20,16% de fibra, contra 12,49% na amêndoa. E carboidrato, 36,22% na polpa e 5,81% na amêndoa. As cinzas foram semelhantes para polpa e amêndoa, 2,17 % e 2,08%, respectivamente.

O jervá possui valor nutricional muito semelhante à macaúba, com maiores teores de proteínas e lipídeos na amêndoa do que na polpa, e, fibras e carboidratos mais presentes na polpa. Com relação às proteínas, a amêndoa apresentou 23,98% e a polpa 5,41%, já os valores para lipídeos foram 56,37% e 7,48%, respectivamente. Para as fibras obteve-se 26,98% para a polpa e 10,99% na amêndoa, e para os carboidratos 49,20% e 3,01%, respectivamente. As cinzas apresentaram maiores teores na polpa (3,21%) do que na amêndoa (1,71%) (COIMBRA; JORGE, 2011a). A composição desses frutos sugerem que tanto a amêndoa como a polpa desses frutos têm grande potencial de serem estudadas e aplicadas para elevar o valor nutricional de diversos produtos alimentícios.

2.2 Tortas das amêndoas da macaúba e jervá e o potencial uso na alimentação humana

No processo de extração de óleo de macaúba e jervá são obtidos dois principais subprodutos, a casca (epicarpo e endocarpo) e a torta que pode ser obtida da amêndoa e da polpa (para a macaúba). Porém, como o maior volume de produção de óleo é obtido a partir da amêndoa, grande parte das tortas provém da mesma (CICONINI et al., 2013).

Normalmente, esses subprodutos são descartados, utilizados para alimentação animal, por não possuírem compostos antinutricionais ou tóxicos, e também na geração de energia (biomassa) (CICONINI et al., 2013). O principal deles, a torta, obtida a partir da extração de óleo de oleaginosas é constituída de óleo, sólidos remanescentes e sólidos dissolvidos, sendo sua composição determinada com base no seu substrato (SADH et al., 2018).

De acordo com Silveira (2014), a torta de macaúba obtida da amêndoa apresenta 47,35% de lipídeos, 17,73% de proteínas, 2,71% de cinzas, 25,89 % de carboidratos e 41,48%

de fibras alimentares. Os resultados das pesquisas demonstram que essas tortas apresentam valor nutricional elevado, destacando pelo teor de fibras (SILVA; ANDRADE, 2011), podendo ser aplicadas no desenvolvimento de produtos, como os *cookies* (SILVEIRA, 2014).

Em relação às tortas de jerivá observa-se que essas ainda não foram caracterizadas. Porém, pela composição dos frutos e pela sua semelhança nutricional com o fruto da macaúba, acredita-se que a torta de jerivá apresenta valores nutricionais semelhantes ou até superiores ao da macaúba, por isso é necessário desenvolver estudos caracterizando melhor as tortas, uma vez que demonstram potencial de possuírem um elevado valornutricional.

Segundo Santos et al. (2015), a utilização de subprodutos como matéria-prima para desenvolver produtos tem demonstrado significância comercial, devido ao interesse mundial crescente das indústrias sobre a sustentabilidade, redução de resíduos alimentares e desenvolvimentos de produtos com propriedades funcionais. Além disso, as novas tendências da população se referem à busca por alimentos nutritivos, saudáveis e naturais.

Com base nesses dados, o reaproveitamento da torta trata-se de uma questão ambiental e econômica, pela redução da poluição e pela adição desses componentes no desenvolvimento de novos produtos, agregando valor nutricional e sabor (SANTOS et al., 2015), sendo assim, apesar dos poucos estudos caracterizando os aspectos nutricionais das tortas e a sua aplicabilidade, a utilização delas e da polpa podem ser eficazes para o desenvolvimento de produtos potencialmente nutritivos.

2.3 Alimentos Funcionais

Os alimentos funcionais, bem como o termo, foram introduzidos inicialmente no Japão no fim da década de 80 como um termo de *marketing*, sendo conhecidos como *Foods for Specific Health Uses* (FOSHU) e definidos como “produtos alimentícios fortificados com consituientes especiais que possuem efeitos fisiológicos vantajosos” (MARTIROSYAN; SINGH, 2015). Devido a inexistência de um termo universal aceito para os alimentos funcionais, ao longo dos anos, surgiram diversas definições, como: “um alimento semelhante a um alimento convencional, consumido como parte da dieta habitual, com benefícios fisiológicos demonstrados e/ou para reduzir risco de doença crônica além de fornecer funções nutricionais básicas” (SANGAWAN et al., 2011). Ou então, como “alimento natural ou processado que contém compostos biologicamente ativos conhecidos ou desconhecidos, que, em quantidades não tóxicas eficazes, proporcionam um benefício de saúde clinicamente comprovado e documentado para a prevenção, manejo ou tratamento de doenças crônicas”

(MURRAY et al., 2018).

No Brasil, a legislação não permite a utilização do termo “alimentos funcionais”, sendo permitida apenas a alegação de propriedades funcionais, mediante a demonstração da eficácia por meio de comprovação científica da alegação de funcional e / ou de saúde e da segurança do seu uso. Segundo a Resolução nº18 de 30 de abril de 1999, o alimento ou ingrediente com alegação de propriedade funcional é “aquela que relativa ao papel metabólico ou fisiológico que o nutriente ou não nutriente tem no crescimento, desenvolvimento, manutenção e outras funções normais do organismo humano” (BRASIL, 1999).

A funcionalidade de um alimento está associada com a presença de componentes bioativos ou fitoquímicos podendo estar contido naturalmente em um produto ou adicionado de um ingrediente específico para otimizar as propriedades benéficas (FIGUEROA-GONZÁLEZ et al., 2011; WELLS et al., 2017). Segundo Al-Sheraji et al. (2013), os alimentos funcionais podem ser: alimentos usuais com substâncias bioativas naturais (fibras); alimentos suplementados com substâncias bioativas (antioxidantes) e ingredientes alimentares derivados introduzidos em alimentos convencionais (prebióticos).

Os alimentos funcionais são uma alternativa para fornecer aos consumidores um produto saudável que conferem benefícios para à saúde. Além disso, a microbiota intestinal desempenha processos essenciais em diversas atividades metabólicas e fisiológicas, por exemplo, na digestão, respostas imunes, absorção de nutrientes, crescimento e na inibição da colonização de patógeno oportunista (PUSCEDDU; MURRAY; GAREAU, 2018), por isso, a simbiose da microbiota com o hospedeiro é essencial para a saúde, ao contrário, a disbiose aumenta a probabilidade de doenças, por isso, a microbiota intestinal pode ser alvo para a intervenção nutricional para promover melhoras a saúde, pois a sua composição e atividade, bem como sua função, podem ser influenciadas por vários fatores externos, incluindo a ingestão de alimentos funcionais (LAPARRA; SANZ, 2010; DI et al., 2018), sendo o de maior segmento deste mercado os alimentos destinados para melhorar a saúde intestinal, como por exemplo, os prebióticos e os probióticos (SALMERÓN, 2017).

2.3.1 Fibras Alimentares

O crescente interesse dos consumidores, pesquisadores e da indústria de alimentos por produtos alimentícios que atuam na saúde do organismo, contribuiu com o aumento na investigação sobre o papel da dieta e de ingredientes que colaboram na prevenção e tratamento de doenças, como no caso das fibras, as quais têm sido apontadas como um dos

três principais componentes que influenciam na decisão de compra de alimentos pelos consumidores (LÓPEZ-MARCOS et al., 2015).

A Codex Alimentarius define fibra dietética como todos os polímeros de carboidratos de três ou mais unidades monoméricas que resistem à digestão no intestino delgado (Codex Alimentarius, 2008; SAWICKI et al., 2017). No entanto, o termo e a definição de fibra dietética são amplamente discutidos em todos os países, surgindo diversas definições. Segundo Fuller et al. (2016) uma definição universalmente aceita é que a fibra consiste em um grupo de polímeros e oligômeros de carboidratos e lignina que não são digeridos no intestino delgado e no intestino grosso, são parcial ou completamente fermentados pela microbiota intestinal. Já de acordo com de Li et al. (2017) a fibra dietética pode ser definida como “as partes comestíveis de plantas ou carboidrato análogos que são resistentes à digestão e absorção no intestino delgado, que podem sofrer fermentação completa ou parcial no intestino grosso”. Segundo Sandanamudi et al. (2016) é estabelecido, ainda, que proteínas que resistem a enzimas gástricas e exibem atividade fisiológicas pertencem à categoria de fibras alimentares.

A ingestão alimentar de fibras recomendada baseia-se na quantidade estabelecida pela DRIs (Dietary Reference Intakes), que apresenta valores de Ingestão Adequada (AI) baseada no nível médio de ingestão de fibra observado para obter o menor risco de doença coronariana. As recomendações diferem segundo a idade e sexo, e também da condição (gestante ou lactante), sendo que as recomendações de ingestão inferiores para crianças e idosos (INSTITUTE OF MEDICINE, 2005; DAHL; STEWART, 2015)

As fibras dietéticas são heterogêneas, por isso, apresentam diferentes classificações, incluindo origem, composição química e propriedades físico-químicas. Em relação a origem, as fibras podem ser derivadas de cereais, grãos, frutas, legumes, nozes, etc, sendo que as fibras presentes em diferentes tipos de plantas apresentam composições químicas e propriedades físico-químicas variáveis. As características físico-químicas das fibras está relacionado a fermentabilidade, solubilidade e viscosidade, as quais afetam os efeitos terapêuticos do consumo (HOLSCHER, 2017).

Apesar das diversas classificações existentes para as fibras, a mais comum se refere a sua solubilidade em água, sendo solúveis e insolúveis. As fibras solúveis (pectina, frutanos, polissacarídeos, beta-glucanas, entre outros) (GÓMEZ; MARTINEZ, 2017; SHARMA et al., 2016), formam géis e são capazes de adsorver e reter água, minerais, gorduras e açúcares, podendo assim, promover diminuição dos níveis de colesterol total e LDL, retardar a absorção da glicose, e são mais prontamente fermentáveis pelas bactérias do intestino grosso do que as

fibras insolúveis, podendo estimular a fermentação intestinal e a produção de ácido lático e ácidos graxos de cadeia curta (AGCC) como o acético, butírico e propiônico, os quais podem afetar benéficamente à saúde (LI et al., 2017; WEICKERT; PFEIFFER, 2018; RESENDE; FRANCA; OLIVEIRA, 2019).

Já as fibras insolúveis em água e fluidos gastrointestinais (hemicelulose, celulose e lignina) são formadas por partículas densas e, geralmente, não são fermentadas por bactérias intestinais (GÓMEZ; MARTINEZ, 2017; SHARMA et al., 2016). Estas fibras não apresentam valor calórico em comparação com a fibra solúvel, aumentam a taxa de trânsito intestinal reduzindo o tempo disponível para a fermentação bacteriana, no entanto, são capazes de se ligar a carcinogênicos, mutagênicos e produtos químicos tóxicos formados na digestão de alimentos e remover estas substâncias pelas fezes (HOLSHER et al., 2017; PRASAD; BONDY, 2019).

De forma geral, as fibras são capazes de aumentar o volume e a viscosidade das fezes contribuindo para o funcionamento intestinal; promover saciedade e a redução de doença inflamatória; câncer colorretal e outros cânceres; obesidade; diabetes tipo 2 e doença cardiovascular. Além de promover o controle de peso e o bem-estar geral (GULLON et al., 2015; GÓMEZ; MARTINEZ, 2017; PRASAD; BONDY, 2019).

A maior parte das fibras, solúveis e insolúveis, são encontradas nos alimentos e a proporção do tipo de fibra depende da alimentação. Nas frutas e vegetais frescos contêm mais fibras solúveis do que insolúveis, enquanto que nos cereais a maior proporção é de fibra insolúveis (PRASAD; BONDY, 2019).

As fibras ganharam importância pela sua ampla e fácil disponibilidade nos alimentos e dos seus benefícios para a saúde. Existe uma gama de componentes alimentares que podem ser utilizados como fonte de fibras, para atender os requisitos nutricionais e de saúde. Dentre elas as frutas, os vegetais e os subprodutos do processamento de alimentos que apresentam grande potencial para serem utilizados em diversos produtos alimentares, por apresentarem alto teor de fibras e antioxidantes (fenólicos e carotenóides), combinando assim os efeitos benéficos de ambos (LÓPEZ-MARCOS et al., 2015; SHARMA et al., 2016; RESENDE; FRANCA; OLIVEIRA, 2019).

2.3.2 Prebióticos

O conceito prebiótico foi definido inicialmente em 1995 como um ingrediente alimentar não digerível que afeta benéficamente o hospedeiro estimulando seletivamente o

crescimento e / ou atividade de um número limitado de bactérias no cólon (GIBSON; ROBERFROID, 1995). Em 2004, a definição de prebiótico foi alterada para “ingrediente seletivamente fermentado que proporcionam mudanças específicas na composição e / ou atividade da microbiota gastrointestinal que conferem benefícios ao bem-estar e saúde do hospedeiro”. Conforme esta definição foi definida três características principais de um prebiótico: (1) resistir à acidez gástrica, a hidrólise de enzimas digestivas e absorção intestinal; (2) ser fermentável por gêneros / espécie da microbiota do intestinal; (3) efeito seletivo no crescimento e / ou atividade da microbiota intestinal relacionada à saúde e ao bem-estar do hospedeiro (GIBSON et al., 2004).

No entanto, devido aos avanços das pesquisas e do conhecimento, esse conceito assim como outros que foram definidos ao longo dos anos, sofreram diversas modificações até a mais recente definição de prebiótico: um substrato que é utilizado seletivamente por microrganismos hospedeiros que conferem benefício à saúde (GIBSON et al., 2017).

Os prebióticos não são os únicos componentes a afetar a microbiota, mas são os únicos capazes de promover a seletividade sobre os microrganismos. Anteriormente, o termo “seletivamente” era utilizado apenas para se referir as espécies *Bifidobacterium* e *Lactobacillus* (HUTKINS et al., 2015; GIBSON et al., 2017). Entretanto, hoje sabe-se que os substratos prebióticos podem ser utilizados, por fermentação ou outras vias metabólicas, por outros microrganismos do intestino que podem promover efeitos benéficos à saúde, incluindo *Faecalibacterium prausnitzii*, *Anaerostipes* spp, *Akkermansia muciniphila* e *Roseburia* spp, porém esses microrganismos podem variar de acordo com o hospedeiro. Dessa forma, o efeito seletivo não se restringe apenas a um grupo de microrganismos, mas sim a algumas espécies microbianas, com exceção aos patogênicos (HUTKINS et al., 2015; ESPÍN et al., 2017; GIBSON et al., 2017).

A nova definição permitiu não apenas incluir outros microrganismos como probióticos, mas também outros componentes alimentares que podem promover o crescimento microbiano seletivo (ESPÍN et al., 2017). Atualmente, os prebióticos já instituídos são à base de carboidratos, como alguns oligossacarídeos formados por cadeia curta de 3 a 10 monômeros de carboidrato (por exemplo, frutooligossacarídeos e galactooligossacarídeos) e a inulina, uma mistura de frutooligossacarídeo e polissacarídeo (SAAD et al., 2013; BRUNO-BARCENA; AZCARATE-PERIL 2015). Porém, outras substâncias, como alguns peptídeos e proteínas (DUDA-CHODAK et al., 2015; MARTINEZ-GUTIERREZ et al., 2017), polifenóis e os ácidos graxos poliinsaturados, convertidos nos respectivos ácidos graxos conjugados, também podem se enquadrar na definição desde que

sua eficácia seja aprovada em testes *in vitro* e *in vivo* (hospedeiro alvo) (SAAD et al., 2013; GIBSON et al., 2017).

A fermentação dos prebióticos depende das propriedades físico-químicas (comprimento da cadeia, grau de polimerização e ramificação), dosagem e da composição microbiana do indivíduo que o consome. Sendo assim, seus efeitos benéficos dependem, principalmente, da influência na microbiota intestinal e dos metabólitos produzidos, pois são utilizados como fonte de energia no processo de fermentação, estimulando o crescimento de microrganismos específicos, tornando a microbiota do hospedeiro mais saudável (LAPARRA; SANZ, 2010; HOLSCHER, 2017). Na fermentação esses microrganismos produzem gases (por exemplo, dióxido de carbono e hidrogênio), ácido lático e ácidos graxos de cadeia curta (AGCC), como o acético, butírico e propiônico, que, por sua vez, podem promover melhoras na saúde local e sistêmica (RASTALL; GIBSON, 2015; PATCHARATRAKUL; GONLACHANVIT, 2016).

Os metabólitos produzidos podem ser utilizados pelas células epiteliais do cólon humano, estimulando o seu crescimento; atuar na manutenção do pH luminal, inibindo a proliferação de microrganismos patogênicos e influenciando na motilidade intestinal (TSAI et al., 2019); promover aumento na absorção de minerais, principalmente cálcio e magnésio; estimular o sistema imunológico; atuar na prevenção do câncer de cólon e, de infecções e inflamações gastrointestinais; aliviar alergias; alterar metabolismo lipídico reduzindo o colesterol e triglicérides; e até mesmo atuar na saúde mental, influenciando nos distúrbios cerebrais, na função cerebral e cognição (SAAD et al., 2013; AL-SHIREAJI et al., 2013; GIBSON et al., 2017; TSAI et al., 2019).

Alguns prebióticos, assim como as fibras, podem regular o tempo de trânsito intestinal, aumentando o volume da massa fecal; reduzir a prevalência e duração da diarreia associada ao antibiótico; retardar a absorção de glicose; promover saciedade e perda de peso (LAPARRA; SANZ, 2010; SANDERS et al., 2014; PANDEY et al., 2015).

2.3.3 Probióticos

O trato gastrointestinal (TGI) humano possui um grande e diverso número de diferentes microrganismos que formam um ecossistema complexo chamado de microbiota intestinal (SÁNCHEZ et al., 2017). A colonização da microbiota intestinal humana ocorre ao longo dos anos, iniciando no nascimento e começa a se estabilizar nos primeiros anos de vida, apresentando maior complexidade e diversidade na idade adulta, em indivíduos saudáveis,

enquanto que na senescência essa diversidade é reduzida (TSAI et al., 2019). Estima-se que o intestino de um adulto seja composto de um ecossistema com 10^{13} a 10^{14} Unidades Formadoras de Colônias (UFC) de células bacterianas, sendo aproximadamente 10 vezes mais do que o total de células somáticas humanas e possuindo uma capacidade metabólica 100 vezes maior do que o fígado humano (DUDA-CHODAK et al., 2015; SÁNCHEZ et al., 2017; OZDAL et al., 2016; TSAI et al., 2019).

A densidade populacional da microbiota intestinal sofre uma variação ao longo do TGI, na boca a estimativa é de 10^8 a 10^{10} UFC de bactérias / g de saliva, no estômago essa população é reduzida de forma significativa para aproximadamente 10^2 a 10^3 UFC / g de suco gástrico e aumentando novamente no íleo e cólon, com 10^{10} UFC e 10^{10} a 10^{12} UFC / g de conteúdo fecal, respectivamente, demonstrando que o cólon abriga a maior concentração microbiana (DUDA-CHODAK et al., 2015; SÁNCHEZ et al., 2017; TSAI et al., 2019).

Evidências sugerem que a microbiota intestinal compreende em mais de 100 espécies diferentes, mas apesar da diversidade de espécies, amostras coletadas de diferentes indivíduos demonstram que a maioria pertence aos filos *Firmicutes* e *Bacteroidetes*, e secundariamente aos filos *Actinobacteria*, *Proteobacteria*, *Synergistetes*, *Fusobacteria* e *Verrucomicrobia*, já os fungos e Archaea representam apenas 1% das espécies da microbiota (DUDA-CHODAK et al., 2015; SÁNCHEZ et al., 2017).

No entanto, a constituição e a proporção de diferentes espécies da microbiota intestinal é muito diversificada entre os seres humanos, devido a variabilidade interindividual, pois grande parte da microbiota é afetada por fatores que contribuem para uma composição microbiana única de um indivíduo, como o tipo de parto, nutrição na infância, idade, origem, ambiente, estresse, grau de higiene, uso de drogas (antibióticos), e principalmente, os hábitos alimentares (DUDA-CHODAK et al., 2015; SÁNCHEZ et al., 2017; TSAI et al., 2019).

A ingestão alimentar é um dos fatores mais determinantes para a diversidade bacteriana do intestino, a maior parte dos microrganismos que atingem o intestino é através da ingestão de alimentos, incluindo o consumo de probióticos (GALDEANO et al., 2019). Segundo KANDYLIS et al. (2016) a palavra probiótico deriva da língua grega e significa “para a vida”, e são definidos como “microrganismos vivos que, quando administrado em quantidades adequadas, conferem benefício à saúde do indivíduo” (HILL et al., 2014; ANVISA, 2018).

Os probióticos são, em grande parte, de origem humana e animal e habitantes normais do TGI. Entretanto, vários desses microrganismos foram isolados de alimentos fermentados,

sendo a maioria das cepas probióticas dos gêneros *Lactobacillus* e *Bifidobacterium* (KANDYLIS et al., 2016). Atualmente, os probióticos aprovados para utilização em alimentos pela Agência Nacional de Vigilância Sanitária (ANVISA) são os *L. acidophilus*, *L. casei shirota*, *L. variedade rhamnosus*, *L. variedade defensis*, *L. paracasei*, *L. lactis*, *B. bifidum*, *B. animalis* (incluindo a subespécie *B. lactis*), *B. longum* e *Enterococcus faecium* (ANVISA, 2008). Porém, com a realização de novas pesquisas avançadas estão surgindo novos gêneros e cepas probióticas (PANDEY et al., 2015).

A ANVISA (2008) também estabelece a quantidade mínima de adição dos probióticos em alimentos, devendo estar situada na faixa de 10^8 a 10^9 UFC na recomendação diária do produto pronto para o consumo, pois é necessário uma certa quantidade viável de microrganismos que possam afetar a ecologia, a fisiologia e o metabolismo intestinal local, e assim, exercer os efeitos benéficos à saúde (KANDYLIS et al., 2016; TSAI et al., 2019).

Os efeitos benéficos dos probióticos incluem a prevenção de diarreia, obstipação e infecção; alívio nos sintomas de alergia e da síndrome do intestino irritável; prevenção do câncer e de alergias; redução da resposta inflamatória intestinal; melhora na biodisponibilidade de nutrientes; inibição da proliferação de bactérias patogênicas. Os probióticos também demonstram ter efeito no envelhecimento, autismo, obesidade, osteoporose e diabetes tipo 2 (PANDEY et al., 2015; GALDEANO et al., 2019). Embora vários mecanismos sejam representados em uma única cepa, nenhum probiótico individualmente exerce todos os efeitos benéficos (HILL et al., 2014).

Os probióticos exercem seus efeitos através de vários mecanismos (1) produção de substâncias inibitórias e antimicrobianas como H_2O_2 , ácidos orgânicos, bacteriocinas, AGCC entre outras; (2) compete com as bactérias patogênicas pelos nutrientes e sítios de adesão; (3) degrada toxinas e bloqueia os seus receptores; (4) modula as respostas imunes; (5) melhora a função da barreira do revestimento epitelial (PANDEY et al., 2015; SÁNCHEZ et al., 2017).

Portanto, devido a interações diretas ou indiretas, a microbiota intestinal está intimamente associada com a saúde do hospedeiro. A atividade bioquímica desse ecossistema pode gerar compostos saudáveis e também potencialmente prejudiciais da dieta, por isso, o equilíbrio dessa microbiota é essencial para a manutenção da saúde humana (LAPARRA; SANZ, 2010; DUDA-CHODAK et al., 2015; OZDAL et al., 2016). Sendo assim, a homeostase intestinal pode ser alcançada por diversas estratégias nutricionais, incluindo a ingestão de probióticos e outros componentes funcionais dos alimentos, por exemplo, os compostos fenólicos (LAPARRA; SANZ, 2010; OZDAL et al., 2016).

2.4 Compostos fenólicos e a microbiota intestinal

Os compostos fenólicos são metabólitos secundários de plantas e são altamente variáveis em sua estrutura e ocorrência, sendo encontrados em alimentos como frutas, vegetais, ervas, sementes e cereais, e bebidas (café, chá e vinho) (OZDAL et al., 2016; ESPÍN et al., 2017). Nos últimos anos, esses compostos tem atraído grande atenção da comunidade científica devido aos seus potenciais efeitos benéficos para saúde, que incluem propriedades antioxidantes, vasodilatadoras, anticancerígenas, antimicrobianas, anti-úlceras, anti-coagulantes, anti-inflamatórias (OZDAL et al., 2016), imunomoduladoras (LAPARRA; SANZ, 2010), também atua na melhora do desempenho muscular (TOMAS-BARBERAN; SELMA; ESPÍN, 2018) e estão associados na prevenção de doenças crônicas, por exemplo, cardiovasculares, diabetes, obesidade, doenças neurodegenerativas, entre outras (OZDAL et al., 2016).

No entanto, os estudos ainda são escassos para sugerir uma quantidade ideal a ser ingerida, pois os efeitos benéficos dos polifenóis dependem de diversos fatores, como sua biodisponibilidade, bioacessibilidade, bioatividade, alta variabilidade, interação com outros componentes alimentares (por exemplo, fibras) e com a microbiota intestinal (VÁLDES et al., 2015). A interação entre os polifenóis e a microbiota intestinal, tem sido amplamente estudado, e atualmente, sabe-se que a microbiota é capaz de exercer um papel essencial na funcionalidade dos compostos fenólicos.

Evidências sugerem que após a ingestão dos polifenóis, uma pequena quantidade é absorvida pelo intestino delgado, estima-se que apenas 5 a 10% da ingestão total seja absorvida, sendo assim, uma grande parte (90 a 95% do total ingerido) pode acumular no lúmen do intestino grosso, onde são expostos a microbiota intestinal, promovendo uma reação bidirecional entre os compostos fenólicos e a microbiota (CARDONA et al., 2013; FARIA et al., 2014; OZDAL et al., 2016), uma vez que as estruturas polifenólicas sofrem ação enzimática da microbiota intestinal e são biotransformados em seus metabólitos fenólicos de baixo peso molecular que possuem maior biodisponibilidade e maior atividade biológica do que a sua estrutura precursora. Ao mesmo tempo, os polifenóis modulam a composição microbiana do intestino, inibindo as bactérias patogênicas e estimulando o crescimento das bactérias comensais incluindo bactérias benéficas (lactobacilos e bifidobactérias), por servir como substrato para o crescimento das mesmas (GONZÁLEZ-SARRÍAS, et al., 2017; OZDAL et al., 2016).

Esta relação mútua pode contribuir com a saúde do hospedeiro. Primeiro, devido

a maior atividade biológica dos polifenóis e, segundo, pelo efeito prebiótico seletivo desses compostos que modulam a microbiota intestinal, exercendo atividade antimicrobiana contra bactérias patogênicos do intestino e estimulando a ação das bactérias comensais, essas por sua vez, podem proteger contra distúrbios gastrointestinais e patogênicos, processando nutrientes, fortalecendo junções epiteliais, aumentando a secreção de muco e modulando a resposta intestinal imune através do estímulo de citocinas (CARDONA et al., 2013; OZDAL et al., 2016; ESPÍN et al., 2017) e promover uma modulação positiva das bactérias anti-obsidade *Akkermansia muciphila* e *Faecalibacterium prausnitzzi* (GONZÁLEZ-SARRÍAS, et al., 2017).

Segundo Tomas-Barberan, Selma e Espín (2018) os diferentes efeitos à saúde relacionado a ingestão de polifenóis podem estar associados com os diferentes metabólitos produzidos pela microbiota intestinal, sendo assim, um determinado polifenol pode gerar diferentes metabólitos dependendo da composição específica da microbiota de cada indivíduo, e, portanto, promover diferentes efeitos biológicos. Além dessa variabilidade interindividual da microbiota intestinal, as diferenças individuais na ingestão diária de compostos fenólicos, incluindo a dosagem e a estrutura química dos polifenóis, também podem estar associados com as diferenças na biodisponibilidade e bioeficácia dos polifenóis e dos seus metabólitos, por isso, estas diferenças podem influenciar na composição e / ou função da microbiota intestinal (CARDONA et al., 2013; ESPÍN et al., 2017; GONZÁLEZ-SARRÍAS, et al., 2017).

Portanto, os polifenóis podem modular a composição microbiana intestinal e, conseqüentemente, podem influenciar indiretamente no seu próprio metabolismo e biodisponibilidade (DUDA-CHODAK et al., 2015). Este fato evidencia que os polifenóis da dieta e seus metabólitos contribuem para a promoção da saúde intestinal, porém mais estudos sobre a associação dos polifenóis e a microbiota intestinal são fundamentais para compreender melhor a funcionalidade desses compostos e os seus efeitos sobre à saúde (DUDA-CHODAK et al., 2015; VÁLDES et al., 2015).

3 CONSIDERAÇÕES FINAIS

A polpa e as tortas de jervá e macaúba são fontes consideráveis de nutrientes para alimentação humana, essas apresentam alto teor energético, de lipídeos, carboidratos e de fibras, mas ainda não foram estudadas como substratos com potenciais prebióticos, além disso, o desenvolvimento de ingredientes funcionais e o seu consumo na alimentação humana têm esbarrado na questão econômica, por apresentarem alto custo. Neste contexto, a caracterização da polpa e torta é uma forma de identificar um novo ingrediente de baixo custo com alegações de propriedades prebióticas, promovendo o aproveitamento integral dos frutos, além de contribuir para a expansão de oferta de ingredientes funcionais para a população.

REFERÊNCIAS

- AL-SHERAJI, S. H. et al. Prebiotics as functional foods: A review. **Journal of functional foods**, v.5, p. 1542-1553, 2013.
- ANVISA. Alimentos com alegações de propriedades funcionais e ou de saúde, novos alimentos/ingredientes, substâncias bioativas e probióticos. **Agência Nacional de Vigilância Sanitária**, Brasília, 2008.
- ANVISA. Resolução da diretoria colegiada – RDC n° 241, de 26 de julho de 2018. Dispõe sobre os requisitos para comprovação da segurança e dos benefícios à saúde dos probióticos para uso em alimentos. **MS - Ministério da Saúde, ANVISA- Agência Nacional de Vigilância Sanitária**, 27 de julho de 2018.
- BRASIL. Resolução n° 19, de 30 de abril de 1999. Aprova o Regulamento Técnico de procedimentos para registro de alimentos com alegação de propriedades funcionais e ou de saúde em sua rotulagem. **ANVISA- Agência Nacional de Vigilância Sanitária**, 1999.
- BRUNO-BARCENA, J. M.; AZCARATE-PERIL, M. A. Galacto-oligosaccharides and colorectal cancer: Feeding our intestinal probiome. **Journal of functional foods**, v.12, p. 92-108, 2014.
- CARDONA, F. et al. Benefits of polyphenols on gut microbiota and implications in human health. **Journal of Nutrition Biochemistry**, v. 24, p. 1415-1422, 2013.
- CICONINI, G. et al. Biometry and oil contents of *Acrocomia aculeata* fruits from the Cerrados and Pantanal biomes in Mato Grosso do Sul, Brazil. **Industrial Crops and Products**, v. 45, p.208-214, 2013.
- Codex Alimentarius Commission. **Codex Alimentarius Commission Report of the 30th Session of the Codex Committee on Nutrition and Foods for Special Dietary Uses**, Codex Alimentarius Commission: Cape Town, South Africa, 2008.
- COIMBRA, M. C.; JORGE, N. Proximate compositions of guariroba (*Syagrus oleracea*), jervivá (*Syagrus romanzoffiana*) and macaúba (*Acromia aculeata*) palm fruits. **Food Research International**, v. 44, p.2139-2142, 2011a.
- COIMBRA, M. C.; JORGE, N. Characterization of the pulp and kernel oils from *Syagrus oleracea*, *Syagrus romanzoffiana*, and *Acrocomia aculeate*. **Journal of Food Science**, v.76, p.C1156-C1161, 2011b.
- COLOMBO, C. A. et al. Macaúba: a promising tropical palm for the production of vegetable oil. **Oil seeds & fats Crops and Lipids**, v. 25, n. 1, p. D108, 2018.
- CORRADINI, C.; LANTANO, C.; CAVAZZA, A. Innovative analytical tools to characterize prebiotic carbohydrates of functional food interest. **Analytical and Bioanalytical Chemistry**, v. 405, n. 13, p. 4591-4605, 2013.
- DAHL, W. J.; STEWART, M. L. Position of the Academy of Nutrition and Dietetics: Health Implications of Dietary Fiber. **Journal of the Academy of Nutrition and Dietetics**, v. 115, n.

11, p. 1861-1870, 2015.

DI, T. et al. In vitro digestion by saliva, simulated gastric and small intestinal juices and fermentation by human fecal microbiota of sulfated polysaccharides from *Gracilaria rubra*. **Journal of Functional Foods**, v.40, p.18-27, 2018.

DUDA-CHODAK, A. et al. Interaction of dietary compounds, especially polyphenols, with the intestinal microbiota: a review. **European Journal of Nutrition**, v. 54, p. 325-341, 2015.

ESPÍN, J. C.; GONZÁLEZ-SARRÍAS, A.; TOMÁS-BERBERÁN, A. The gut microbiota: A key factor in the therapeutic effects of (poly) phenols. **Biochemical Pharmacology**, v. 139, p. 82-93, 2017.

FALASCA, S. L.; FRESNO, C. M. D.; ULBERICH, A. Possibilities for growing queen palm (*Syagrus romanzoffiana*) in Argentina as a biodiesel producer under semi-arid climate conditions. **International Journal Hydrogen Energy**, v.37, n.19, p.14843–14848, 2012.

FARIA, A. et al. Interplay between anthocyanins and gut microbiota. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 62, p. 6898–6902, 2014.

FIGUEROA-GONZÁLEZ, I. et al. Probiotics and prebiotics- perspectives and challenges. **Journal Science Food Agriculture**, v. 91, p.1341-1348, 2011.

FULLER, S. et al. New Horizons for the Study of Dietary Fiber and Health: A review. *Plant foods for Human Nutrition*, v.71, n. 1, p. 1-12, 2016.

GIBSON, G. R. et al. Expert consensus: The international Scientific Association for Probiotics and Prebiotics (ISAPP) consensus statement on the definition and scope of prebiotics. **Nature Reviews: Gastroenterology & Hepatology**, v.14, n.8, p.491-502, 2017.

GIBSON, G. R. et al. Dietary modulation of the human colonic microbiota: updating the concept of prebiotics. **Nutrition Research Reviews**, v. 17, p. 259–275, 2004.

GIBSON, G. R.; ROBERFROID, M. B. Dietary modulation of the human colonic microbiota: introducing the concept of prebiotics. **Journal of Nutrition**, v. 125, p. 1401–1412, 1995.

GÓMEZ, M.; MARTINEZ, M. M. Fruit and vegetable by-products as novel ingredients to improve the nutritional quality of baked goods. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, v.58, n.13, p.2119-2135, 2017.

GONZÁLEZ-SARRÍAS, A. et al. Non-extractable polyphenols produce gut microbiota metabolites that persist in circulation and show anti-inflammatory and free radical scavenging effects. **Trends in Food Science and Technology**, v. 69, p.281-288, 2017.

GULLON, B. et al. Bioaccessibility, changes in the antioxidant potential and colonic fermentation of date pits and apple bagasse flours obtained from co-products during simulated in vitro gastrointestinal digestion. **Food Research International**, v.78, p. 169 -176, 2015.

HIANE, P.A. et al. Chemical and nutritional evaluation of kernels of bocaiuva, *Acrocomia aculeata* (Jacq.) Lodd. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v.26, p.683-689, 2006.

HILL, C. et al. The international scientific association for probiotics and prebiotics consensus statement on the scope and appropriate use of the term probiotic. **Nature Reviews: Gastroenterology & Hepatology**, v. 11, 2014.

HOLSCHER, H. D. Dietary fiber and prebiotics and the gastrointestinal microbiota. **Journal Gut Microbes**, v. 8, n.2, p. 172-184, 2017.

HUTKINS, R. W. et al. Prebiotics: why definitions matter. **Current Opinion in Biotechnology**, v. 37, p. 1 – 7, 2016.

Institute of Medicine, Food Nutrition Board. **Dietary Reference Intakes for Energy, Carbohydrates, Fiber, Fat, Fatty acids, Cholesterol, Protein, and Amino Acids**. The National Academies Press, Washington, DC, 2005.

KANDYLIS, P. et al. Dairy and non-dairy probiotic beverages. **Current Opinion in Food Science**, v. 7, p. 58-63, 2016.

LAINDORF, B. L. et al. Genetic diversity and structure of *Syagrus romanzoffiana* (Cham.) Glassman (Arecaceae) in Southern Brazil. **Tropical Conservation Science**, v.11, p.1-10, 2018.

LAPARRA, J. M.; SANZ, Y. Interactions of gut microbiota with functional food components and nutraceuticals. **Pharmacological Research**, v. 61, p. 219 – 225, 2010.

LESCANO, C. H. et al. Nutritional and chemical characterizations of fruits obtained from *Syagrus romanzoffiana*, *Attalea dubia*, *Attalea phalerata* and *Mauritia flexuosa*. **Journal of Food Measurement and Characterization**, v.12, p.1284-1294, 2018.

LI, Q. et al. Aggregation and rheological behavior of soluble dietary fibers from wheat bran. **Food Research International**, v. 17, p. S0963-9969, 2017.

LÓPEZ-MARCOS, M. C. et al. Properties of Dietary Fibers from Agroindustrial Coproducts as Source for Fiber-Enriched Foods. **Food Bioprocess Technology**, 2015.

MACHADO, W.; FIGUEIREDO, A.; GUIMARÃES, M. F. Initial development of seedlings of macauba palm (*Acrocomia aculeata*). **Industrial Crops and Products**, v.87, p.14-19, 2016.

MARTINEZ-GUTIERREZ, F. et al. Potential use of *Agave salmiana* as a prebiotic that simulates the growth of probiotic bacteria. **LWT – Food Science and Technology**, v.84, p.151-159, 2017.

MARTIROSYAN, D. M.; SINGH, J. A new definition of functional food by FFC: what makes a new definition unique?. **Functional Foods in Health and Disease**, v. 5, n.6, p. 209 – 223, 2015.

MONTOYA, S. G. et al. Fruit development, growth, and stored reserves in macauba palm (*Acrocomia aculeata*) an alternative bioenergy crop. **Planta**, v. 244, p. 927-938, 2016.

MOREIRA, M. A. C. et al. Characterization of *Syagrus romanzoffiana* oil aiming at biodiesel production. **Industrial Crops and Products**, v.48, p.57-60, 2013.

MURRAY, M. et al. An emerging trend in functional foods for the prevention of cardiovascular disease and diabetes: Marine algal polyphenols. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, v.58, n.8, p. 1342-1358, 2018.

OLIVEIRA, L. Dossiê Técnico. Probióticos, prebióticos e simbióticos: definição, benefícios e aplicação industrial. **Fundação Centro Tecnológico de Minas Gerais – CETEC**, 2014.

OZDAL, T. et al. The reciprocal interactions between polyphenols and gut microbiota and effects on bioaccessibility. **Nutrients**, v. 8, n. 78, 2016.

PANDEY, K. R.; NAILK, S. R.; VAKIL, B. V. Probiotics, prebiotics and synbiotics – a review. **Journal Food Science Technology**, v. 52, n. 12, p.7577-7587, 2015.

PATCHARATRAKUL, T.; GONLACHANVIT, S. Chili peppers, Curcumins, and Prebiotics in Gastrointestinal Health and Disease. **Current Gastroenterology Reports**, v. 18, n.19, 2016.

PÉREZ-LÓPEZ, E. et al. In vitro fermentability and prebiotic potential of soyabean Okara by human faecal microbiota. **British Journal of Nutrition**, v.116, p.1116–1124, 2016.

PRASAD, K. N.; BONDY, S. C. WITHDRAWN: Dietary fibers and their fermented short-chain fatty acids in prevention of human diseases. **Mechanisms of Ageing and Development**, v. 17, p.S0047-6374, 2018.

PUSCEDDU, M. M.; MURRAY, K.; GAREAU, M. G. Targeting the microbiota, from irritable bowel syndrome to mood disorders: focus on probiotics and prebiotics. **Current Pathobiology Reports**, v.6, p.1 – 13, 2018.

RASTALL, R. A.; GIBSON, G. R. Recent developments in prebiotics to selectively impact beneficial microbes and promote intestinal health. **Current Opinion in Biotechnology**, v. 32, p. 42-46, 2015.

RESENDE, L. M.; FRANCA, A. S.; OLIVEIRA, L. S. Buriti (*Mauritia flexuosa* L. f.) fruit by-products flours: Evaluation as source of dietary fibers and natural antioxidants. **Food Chemistry**, v. 270, p.53-60, 2019.

RÍO, J. C. et al. Chemical composition and thermal behavior of the pulp and kernel oils from macauba palm (*Acrocomia aculeata*) fruit. **Industrial Crops and Products**, v.84, p.294-304, 2016.

SAAD, N. et al. An overview of the last advances in probiotic and prebiotic field. **LWT - Food Science and Technology**, v.50, p. 1-16, 2013.

SADH, P. K.; DUHAN, S.; DUHAN, J. S. Agro-industrial wastes and their utilization using solid state fermentation: a review. **Bioresources and Bioprocessing**, v. 5, n. 1, 2018.

SALMERÓN, I. Fermented cereal beverages: from probiotic, prebiotic and symbiotic towards

Nanoscience designed healthy drinks. **Letters in Applied Microbiology**, v. 65, p. 114-124, 2017.

SÁNCHEZ, B. et al. Probiotics, gut microbiota, and their influence on host health and disease. **Molecular Nutrition & Food Research**, v. 61, n. 1, 2017.

SANDANAMUDI, A. et al. Characterization of soluble dietary fiber from Moringa oleifera seeds and its immunomodulatory effects. *International Journal of Biological Macromolecules*, v. 91, p. 656-662, 2016.

SANDERS, M. E. et al. Probiotics and prebiotics: prospects for public health and nutrition recommendations. **Annals of the New York Academy of Science**, p. 19 – 29, 2014.

SANGWAN, V. Galactooligosaccharides: Novel components of designer foods. **Journal of Food Science**, v.76, n.4, 2011.

SANTOS, I. R. I.; SALOMÃO, A. N. *In vitro* germination of zygotic embryos excised from cryopreserved endocarps of queen palm (*Syagrus romanzoffiana* (Cham.) Glassman). **In Vitro Cellular & Developmental Biology - Plant**, v.53, p.418-424, 2017.

SANTOS, M. C. P. et al. Formulation and characterization of functional foods based on fruit and vegetable residue flour. **Journal Food Science Technology**, v. 52, n. 2, p.822–830, 2015.

SAWICKI, A. M. et al. Dietary fiber and the human gut microbiota: application of evidence Mapping Methodology. **Nutrients**, v.9, n.2, p.125, 2017.

SHARMA, S. K. et al. Utilization of food processing by-products as Dietary, Functional, and Novel Fiber: A review. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, v.56, p.1647-1661, 2016.

SILVA, E. P. et al. Physicochemical and sensory characteristics of snack bars of jerivá flour (*Syagrus romanzoffiana*). **Food Science and Technology**, v.36, n.3, p.421-425, 2016.

SILVA, G. C. R.; ANDRADE, M. H. C. Development and simulation of a new oil extraction process from fruit macaúba palm tree. **Journal of Food Process Engineering**, 2011.

SILVA-CARDOSO, I. M.; SOUZA, A. M.; SCHERWINSKI-PEREIRA, E. The palm tree *Syagrus oleracea* Mart. (Becc.): A review. **Scientia Horticulturae**, v. 225, p. 66-73, 2017.

SILVEIRA, A. L. M. **Aproveitamento da torta residual proveniente da extração do óleo da amêndoa de macaúba (*Acrocomia aculeata*) para produção de farinha destinada à alimentação humana**. 2014. p. 141. Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, 2014.

TOMAS-BARBERAN, F. A.; SELMA, M. V.; ESPÍN, J. C. Polyphenols gut microbiota metabolites: bioactives or biomarkers?. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 66, n. 14, p. 3593 – 3594, 2018.

TSAI, Y. et al. Probiotics, prebiotics and amelioration of diseases. **Journal of Biomedical Science**, v. 26, n. 3, 2019.

VÁLDES, L. et al. The relationship between phenolic compounds from diet and microbiota: impact on human health. **Food Function**, v. 6, p. 2424 - 2439, 2015.

WEICKERT, M. O.; PFEIFFER, A. F. H. Impact of Dietary Fiber consumption on insulin resistance and the prevention of type 2 diabetes. **The journal of nutrition**, v.148, n.1, p.7-12, 2018.

WELLS, M. L et al. Algae as nutritional and functional food sources: revisiting our understanding. **Journal of Applied Phycology**, v.29, p.949-982, 2017.

SEGUNDA PARTE – ARTIGO**Normas do periódico Food Research International
(VERSÃO PRELIMINAR)****PREBIOTIC POTENTIAL OF THE PULP AND THE KERNEL CAKE FROM
JERIVÁ (*Syagrus romanzoffiana*) AND MACAÚBA PALM FRUIT (*Acrocomia
aculeata*)**

Amanda Cristina Andrade^a, Júlia Fernanda Urbano Marinho^a, Angélica Cristina de Souza^b, Talita de SousaTavares^c, Disney Ribeiro Dias^b, Cleiton Antônio Nunes^c, Sabrina Carvalho Bastos^{a*}.

^a Federal University of Lavras, Department of Nutrition, DNU / UFLA - Lavras, MG-Brazil.

^b Federal University of Lavras, Department of Biology, DBI / UFLA - Lavras, MG - Brazil.

^c Federal University of Lavras, Department of Chemistry, DQI / UFLA - Lavras, MG - Brazil

* Corresponding author:

Department of Nutrition, Federal University of Lavras, UFLA, PO Box 3037, CEP 37200-000 Lavras, MG, Brazil.

Tel.: + 55 35 99890 - 1918

E-mail address: sabrinabastos@ufla.br

1 Abstract

2
3 Jerivá (*Syagrus romanzoffiana*) and macaúba (*Acrocomia aculeata*) are Latin American
4 native palm trees belonging to the Arecaceae family, widely distributed in tropical and
5 subtropical areas, have low production costs and produce large amounts of fruits throughout
6 the year. Both jerivá and macaúba pulp and kernel have nutritional relevance, especially about
7 fiber content. In addition, due to the high lipid content of these kernels, fruits have been used
8 for oil extraction. In this process kernel cake (remnant solids) is obtained, a nutritionally rich
9 byproduct that can be inserted into human food and that, like pulp, may have prebiotic
10 potential. Therefore, the objective of this work was to characterize and evaluate the prebiotic
11 potential of jerivá and macaúba pulp and kernel cake to increase the diversity of prebiotic
12 foods with low consumed and economically viable fruits. For this, the characterization of
13 these fruits was carried out regarding the proximate composition, phenolic content and
14 antioxidant activity, besides evaluating the antimicrobial and fermentative capacity of the
15 samples with the bacteria *Bifidobacterium lactis*, *Lactobacillus casei*, *Lactobacillus*
16 *acidophilus*, and *Escherichia coli*. The results showed that jerivá and macaúba pulps and
17 kernels cakes are nutritionally rich in terms of dietary fiber content (20.45% for PJ, 37.87%
18 TJ, 19.95% PM and 35.81% TM) and antioxidant activity, especially PJ, which in addition to
19 the high antioxidant activity by the ABTS and DPPH method (2498.49 μ M Trolox / g fruit
20 and 96.97 g fruit / g DPPH, respectively) has a high total phenolic content (850.62 mg GAE /
21 100 g). In addition, PJ promoted the highest growth of probiotic strains and the most
22 significant pH reduction when compared to FOS (commercial prebiotic), but PM, TJ, and TM
23 were also able to favor the growth of the evaluated strains. From the fermentation of the
24 evaluated samples, the probiotic microorganisms produced short-chain fatty acids (SCFAs)
25 such as lactic, propionic, butyric and acetic acid, which may provide benefits to the health of
26 individuals, showing that the fruits have relevant characteristics as potential prebiotics.

27
28 **Keywords:** Arecaceae. Byproduct. Fructooligosaccharide. Food fibers. Prebiotic.
29 Antioxidant.

30
31
32
33
34

35 1. Introduction

36

37 Jerivá (*S. romanzoffiana*) and macaúba (*A. aculeata*) are palm trees of the Arecaceae
38 family, which are widely distributed in tropical and subtropical areas of Latin America
39 (Moreira et al., 2013; Río et al., 2016). These species are popularly used in urban landscaping,
40 have low production costs and produce large amounts of fruit throughout the year (Coimbra,
41 & Jorge, 2011; Colombo, Berton, Diaz, & Ferrari, 2018).

42 The fruit of the jerivá can be globose or oval with approximately 3 cm. The flesh is
43 fleshy, fibrous and sweet, yellow and, when ripe, orange. The inner part has a rigid endocarp
44 that surrounds an oily kernel (Moreira et al., 2013; Santos, & Salomão, 2017). The macaúba
45 fruits are globose 3 to 5 cm in diameter, with smooth epicarp, a yellow fibrous mesocarp with
46 sweet flavor and characteristic aroma, and an endocarp that can internally have up to four
47 endosperms per fruit (Colombo, Berton, Diaz, & Ferrari, Bazzo, de Carvalho, Carazzole,
48 Pereira & Colombo, 2018).

49 According to Coimbra and Jorge (2011), jerivá and macaúba have high nutritional
50 value, highlighting the fiber content in both pulp and kernel, and sensory aspects much
51 appreciated. Despite this, jerivá has no commercial application yet, resulting in a large
52 amount of unused fruit (Silva, Siqueira, Damiani, & Vilas Boas, 2016; Carvalho, Rodrigues,
53 & Lima, 2019). However, recently, due to the high lipid content of kernel, jerivá has been
54 studied to obtain oil (Santos, & Salomão, 2017). The process by which macaúba has greater
55 relevance due to its lipid content (50 to 70%), notably kernel (Montoya et al., 2016; Bazzo, de
56 Carvalho, Carazzole, Pereira & Colombo, 2018).

57 The oil obtained has attractive characteristics for the industrial sector, including the
58 food, cosmetics, pharmaceutical, and biodiesel industries (Río et al., 2016). However, the
59 process of obtaining the oil generates a large volume of remaining solids, such as kernel cake,
60 a great nutritional byproduct (Venkatesagowda, Ponugupaty, & Dekker, 2015; Sadh, Duhan,
61 & Duhan, 2018).

62 Fruit by-products are known to be natural sources of nutrients and various bioactive
63 compounds so that they may have potential use as functional ingredients (Albuquerque et al.,
64 2019). According to Duarte et al. (2017), fruits and their by-products are components with
65 prebiotic potential due to the high carbohydrate content, especially fiber. In this context, the
66 cake, as well as the pulp, can be inserted in human food as important sources of nutrients,
67 besides presenting prebiotic potential.

68 According to Gibson et al. (2017), Prebiotic is a substrate selectively used by host

69 microorganisms that are capable of promoting health benefits to the individual. Prebiotics are
70 used by microorganisms as a source of energy in the fermentation process to produce
71 metabolites such as short-chain fatty acids (acetic, propionic, and butyric). These acids may
72 promote beneficial effects, such as inhibiting the proliferation of pathogenic bacteria,
73 increasing the bioavailability of minerals, preventing colon cancer and gastrointestinal
74 infections, stimulating the immune system, altering lipid metabolism by lowering cholesterol,
75 and regulating cholesterol intestinal transit time (Gibson et al., 2017; Tsai et al., 2019;
76 Galdeano et al., 2019).

77 Despite these benefits, most commercially available prebiotics are costly, restricting
78 purchase and consumption by the majority of the population, and in recent years new sources
79 of prebiotic ingredients have been extensively studied (Duarte et al., 2017). In this sense,
80 jervá and macaúba pulps and cakes, which have high fiber content and low cost, should be
81 investigated as substrates with economically viable prebiotic potential. Therefore, the
82 objective of this work was to characterize the pulp and cake of jervá and macaúba, regarding
83 the physicochemical characteristics, chemical composition, and prebiotic potential.

84

85 **2. Material and Methods**

86

87 **2.1. Obtaining of samples**

88

89 The steps to the samples obtaining, jervá pulp (PJ), macaúba pulp (PM), jervá cake
90 (TJ) and macaúba cake (TM), are shown in the flowchart of Figure 1.

91 The fruits (jervá and macaúba) were harvested at the ripe stage (“fall fruits”) at the
92 Federal University of Lavras (UFLA) in Lavras - MG and transported to the Laboratory of
93 Dietetic Technique and Food Technology (LTDA) of the Department of Nutrition (DNU).

94 First, the fruits were cleaned in running water and sanitized with sodium dichloro
95 isocyanurate (Startclor[®]) according to the manufacturer's recommendations. Then the
96 macaúba was subjected to peeling and pulping. Since the jervá has no epicarp, it was directly
97 subjected to pulping, which was performed manually with the aid of a stainless steel knife.

98 The endocarp (brown) was broken in a hydraulic press (Til Marcon[®]) and the kernels
99 removed with the aid of a spatula and were subjected to extraction of the oils at room
100 temperature using an oil extractor (Home Up Gourmet Yoda[®]). The process has obtained the
101 byproduct, called cake. The macaúba and jervá pulps and cakes were vacuum-packed in
102 plastic bags and wrapped in aluminum foil to protect from light and frozen (-18 ° C) for

103 storage.

104 Finally, the samples were subjected to lyophilization. Thus, the samples were liquefied
105 in a blender (Mondial®) and frozen at -20 ° C for 24 hours and dehydrated in L101 freeze
106 dryer (Liotop®) for 72 hours. Finally, the pulp and jerivá cake was stored in glass containers
107 and protected from light and moisture.

108

109 **2.2. Characterization of jerivá and macaúba pulp and kernel cake**

110

111 The analyses were performed in triplicate for the samples, PJ, PM, TJ, and TM, in the
112 dependencies of the Department of Nutrition (DNU) and the Department of Food Science
113 (DCA) of UFLA.

114

115 **2.2.1. Centesimal composition and total energy value**

116

117 Samples were evaluated separately for moisture, lipid (ether extract), protein, mineral
118 matter (ashes), dietary fiber, and carbohydrate contents.

119 Moisture was determined by drying in a moisture determinant (Bel engineering®), 1 g
120 of the sample was subjected to a temperature of 105 °C until a constant weight was obtained.
121 The ether extract was performed by extraction and quantification utilizing the Soxhlet
122 extraction apparatus using ethyl ether as solvent (AOAC, 2012). Crude protein content was
123 determined by the Kjeldahl method of distillation and nitrogen titration using the conversion
124 factor of 6.25 (AOAC, 2012). Ash determination was performed by the gravimetric method of
125 incineration of organic matter in the muffle furnace at 550 ° C (AOAC, 2012). Soluble (FS)
126 and insoluble (FI) dietary fiber were determined by the gravimetric-enzymatic method with
127 the enzymes (α -amylase, protease and amyloglucosidase) using the total dietary fiber kit
128 (Sigma®), while the total dietary fiber (FT) was obtained by the sum of FS and FI (AOAC,
129 1997). Moreover, the carbohydrate content was determined by difference (Diaz-Vela,
130 Totosaus, Cruz-Guerrero, & Pérez-Chabela., 2013). The results obtained from the analyses
131 were expressed as%.

132 The total energy value (TEV) was calculated according to Osborne and Voogt (1978),
133 thus applying the conversion factors for proteins and carbohydrates of 4 kcal. g⁻¹ and lipids 9
134 kcal. g⁻¹.

135

136

137 **2.2.2. Hydrogenionic Potential (pH)**

138

139 Samples were homogenized 1:10 (1 g of the sample analyzed diluted in 9 mL of
140 distilled water), then the samples were filtered on filter paper and the filtrate used for reading
141 (Silva, Siqueira, Damiani, & Vilas Good, 2016). The pH reading was taken using a digital pH
142 meter (Digimed[®]) (AOAC, 2012).

143

144 **2.2.3. Soluble solids**

145

146 The samples were homogenized according to item 2.2.2 (Silva, Siqueira, Damiani, &
147 Vilas Boas, 2016), and the filtrate was used for reading by portable hand-held refractometer
148 (AOAC, 2012). The results were expressed in °Brix.

149

150 **2.2.4. Total phenolic compounds content and total antioxidant activity**

151

152 **2.2.4.1. Preparation of extracts**

153

154 The extracts were obtained in triplicate according to the methodology of Whaterhouse
155 (2002) with adaptations for the analysis of total phenolics and antioxidant activity by the β -
156 carotene / Linoleic Acid System, DPPH, and ABTS. For this, 2.5 g of each sample was
157 weighed, and 20 ml of 50% methanol added, after homogenization, the mixture was allowed
158 to stand for 20 minutes in the dark, then placed in an ultrasonic bath for 15 minutes and
159 filtered in filter paper. The obtained supernatants were collected and added with 20 ml of
160 acetone (70%), homogenized, left to stand (20 minutes) and placed in an ultrasonic bath again
161 (15 minutes), finally, the supernatants were filtered. After the procedure, the two filtrates were
162 combined, and the collected extracts were stored in a freezer at -18 °C.

163

164 **2.2.4.2. Total phenolic compounds (TPC)**

165

166 The phenolic content was determined by the Folin-Ciocalteu method, according to
167 Whaterhouse (2002). For the analysis, 0.5 mL of the content of each extract, 2.5 mL of Folin-
168 Ciocalteu solution (10%) and 2 mL of sodium carbonate solution (4%) were used in triplicate
169 test tubes. Subsequently, the tubes were agitated in vórtex and kept at rest for 2 h in the dark.
170 Absorbance reading was performed on a Spectrum[®] - 2000UV (720 nm) spectrophotometer,

171 and the total phenolic content calculated using a calibration curve (gallic acid standard). The
172 curve was determined by plotting concentration (mg/ml) versus absorbance (nm), where y
173 corresponds to absorbance and x to concentration. Results were expressed as mg gallic acid
174 equivalent / 100 g sample.

175

176 **2.2.4.3. Total antioxidant activity by the β -Carotene / Linoleic Acid System**

177

178 The antioxidant activity obtained by the β -carotene / linoleic acid system (adapted
179 from Rufino et al., 2006) was performed by adding 0.4 mL of each extract dilution and 5 mL
180 of the β -carotene / linoleic acid system solution. The reading (470 nm) was after 2 hr of
181 mixing. The spectrophotometer was calibrated with hydrogen peroxide, and the results were
182 expressed as % oxidation protection.

183

184 **2.2.4.4. Total antioxidant activity by ABTS free radical capture**

185

186 The antioxidant activity was determined by adding 30 μ L of each extract dilution in
187 the test tube with 3 mL of ABTS radical, and the tubes were agitated in vórtex. The reading
188 was performed in a spectrophotometer (734 nm) after 6 minutes of mixing, as control was
189 used ethyl alcohol. Results were expressed as μ M Trolox / g whole fruit (Rufino et al.,
190 2007b).

191

192 **2.2.4.5. Total antioxidant activity by DPPH radical sequestration method**

193

194 Total antioxidant activity determined from the 2,2-diphenyl radical sequestration
195 method, 1picrilhydraz (DPPH) according to Brand-Williams, Culiver, and Berset (1995),
196 adapted by Rufino et al. (2007a). First, 0.1 ml of each sample extract dilution was added to
197 test tubes containing 3.9 ml of DPPH radical solution and homogenized. Methyl alcohol was
198 used as white to calibrate the spectrophotometer. Spectrophotometer readings (515 nm) were
199 taken every 10 minutes until stabilization, and the results were expressed as EC₅₀ g whole
200 fruit / g DPPH (Duarte-Almeida et al., 2006).

201

202

203

204

205 **2.3. Determination of prebiotic potential**

206

207 **2.3.1. Microorganisms and inoculum production**

208

209 *Bifidobacterium lactis* (BLC1), *Lactobacillus casei* (BGP93) and *Lactobacillus*
210 *acidophilus* (LA3) of the Lyofast[®] cultures provided by Sacco[®] were used as probiotics, while
211 *Escherichia coli* (EPEC 055) from the Food Microbiology Laboratory (UFLA) was used as a
212 pathogen.

213 Activation was conducted using 1 g of each lyophilized probiotic strain added in 10
214 mL of MRS broth (DeMan, Rogosa, and Sharpe). For the pathogen, 100 μ L of each
215 cryopreserved strain (-20 ° C in 40% glycerol) in 10 mL of TSB (Tryptic Soy Broth) was
216 added. Both were incubated in the BOD at 37 ° C \pm 1 ° C for 18 hours.

217 Subsequently, the medium with the inoculum was homogenized and, for probiotics, 5
218 mL was removed from the aliquot and added in 90 mL of MRS, while for pathogens 3 mL
219 and added in 200 mL of TSB. The bacterial concentration of the strains was determined by
220 turbidimetry. Thus, absorbance readings were taken on a spectrophotometer (Spectrum[®] SP -
221 2000UV) with an optical density of 620 nm for probiotics and 600 nm for pathogens until the
222 absorbance equivalent to one was obtained approximate cell concentration of 10⁸ CFU mL⁻¹.

223

224 **2.3.2. *In vitro* antimicrobial activity**

225

226 The antimicrobial activity of the samples was qualitatively determined in vitro by the
227 wells agar diffusion technique against the probiotics *B. lactis*, *L. casei*, and *L. acidophilus* and
228 the pathogen *E. coli* (adapted from Marinho et al., 2019).

229 In the Petri plates (150 mm), with MRS-agar medium for probiotics and TSA (Tryptic
230 Soy Agar) for pathogens, five 8 mm wells were prepared. Subsequently, 200 μ L of the
231 inoculum (10⁸ CFU mL⁻¹) was individually added and spread on the surface with a drigalski
232 loop.

233 The evaluated samples, jervá pulp (PJ), macaúba pulp (PM), jervá cake (TJ) and
234 macaúba cake (TM) was diluted in distilled water (1 g: 10 mL) and added (40 μ L). in
235 triplicate in the wells produced. In addition, 40 μ L of the negative control (C-) consisting of
236 sterile distilled water, or 40 μ L of tetracycline solution (100 mg / mL) solution as a positive
237 control (C +). Plates were made in duplicate for each sample tested and incubated at 37 ° C \pm
238 1 ° C, and plates with probiotics were maintained for 72 h and pathogenic for 24 h in

239 aerobiosis, except for *B. lactis* which was incubated in anaerobiosis using anaerobic
240 generators (Probac®). Finally, was observed the occurrence of inhibition halos.

241

242 **2.3.3. Fermentation**

243

244 Fermentation was performed for samples tested with probiotics and pathogen,
245 according to the methodology of Diaz-Vela, Totosaus, Cruz-Guerrero, & Pérez-Chabela
246 (2013) and Marinho et al. (2019) with adaptations. Different substrates were used as a carbon
247 source to evaluate their effect on the growth of different strains. Therefore, the culture media,
248 MRS, and TSB (Table 1) were developed without carbon source with a pH of 7.0 ± 0.5 .

249 First, the media was placed in a sterile 50 ml polypropylene vials in triplicate. In the
250 fermentative medium, 2% of one of the evaluated samples (PJ, PM, TJ, and TM) in
251 lyophilized form was added individually, as positive control 2% glucose (GLC) was used and
252 as comparison model 2% of Prebiotic fructooligosaccharide (FOS), both were solubilized in
253 distilled water and then sterilized by filtration through nylon filters (0.22 μm). In addition,
254 control (C) was used, consisting only of culture medium without carbon source. Finally,
255 strains (10^8 CFU mL^{-1}) were inoculated in a 1: 9 (4.44 mL of inoculum and 40 mL of culture
256 medium with the sample).

257 After inoculum addition, the tubes were incubated in BOD at $37 \text{ }^\circ\text{C} \pm 1 \text{ }^\circ\text{C}$ in the
258 anaerobic atmosphere using anaerobic generator systems (Probac®). Fermentation was
259 fulfilled out for 36 h, and 2 mL were taken from each flask every 12 h (0, 12, 24 and 36
260 hours) for viable cell count, pH, and short-chain fatty acid (SCFAs) determination.

261

262 **2.3.3.1. Viable cell count**

263

264 The quantification of viable cells of the analyzed strains was performed by the drop
265 plate technique adapted from Herigstad, Hamilton, and Heersink (2001). Thus, from the 2 mL
266 of samples, 100 μL were removed and added in 900 μL of sterile peptone water (0.1%) and
267 serial decimal dilutions were performed. For counting, 10 μL of the diluted samples on the
268 surface of the MRS-agar (probiotics) and TSA (pathogenic) media were inoculated in
269 duplicate.

270 The plates were incubated in duplicate in the BOD at $37 \pm 1 \text{ }^\circ\text{C}$ for 48 h (probiotics)
271 or 24 h (pathogen) in aerobic medium, except for the *B. lactis* strain, which was incubated in
272 anaerobic (Probac®). Counts were made between 3 to 30 CFU mL^{-1} per inoculated drop

273 (Koch, 1994; Naghili et al., 2013), and thus the mean number of colonies in duplicates was
274 calculated and the results expressed in log CFU mL⁻¹.

275

276 **2.3.3.2. pH**

277

278 The pH was monitored at times 0, 12, 24 and 36 hours of fermentation, for this, the 2
279 ml from each tube were homogenized and read in digital pH meter (Digimed[®]) with duplicate
280 reading (AOAC, 2012).

281

282 **2.3.3.3. Determination of metabolites**

283

284 Samples were taken after fermentation was centrifuged (4 °C at 10,000 rpm for 10
285 minutes), supernatants were acidified (pH 2.1) and then filtered through nylon membrane
286 (0.22 µm). Samples were stored in a vial (-20 °C) until the time of analysis (Silva et al., 2017
287 with adaptations).

288 The organic acids (lactic, acetic, propionic and butyric acid) for the samples were
289 determined in duplicate by high-performance liquid chromatography (HPLC) using a
290 Shimadzu model LC-10Ai chromatograph (Shimadzu Corp., Japan) equipped with a detection
291 system. A dual array consisting of a UV-Visible detector (SPD 10Ai, Shimadzu) and a
292 refractive index detector (RID - 10Ai, Shimadzu). A Shimadzu ion exclusion column (Shim-
293 pack SCR - 101H, 7.9 mm x 30 cm) was used at 50 °C, and a perchloric acid solution at pH
294 2.1 was used as eluent at a flow rate of 0.6 mL/min, and the acids were detected by UV
295 absorbance (210 nm) (Alves et al., 2011). Acids were identified by comparing their retention
296 times with certified standard retention times and their concentrations were determined using
297 external calibration, comparing different concentrations and peak areas for each compound
298 standard (Freire, Ramos, & Schwan, 2017). Data were obtained through LC Solution[®]
299 software.

300

301 **2.4. Statistical analysis**

302

303 The results obtained for total phenolic content, antioxidant activity and determination
304 of total organic acids at time 0 h and 12 h were analyzed by analysis of variance (ANOVA),
305 followed by Tukey test using Sensomaker[®] software (Pinheiro, Nunes, & Vietoris, 2013).
306 Differences were considered significant when $p \leq 0.05$.

307 **3. Results and Discussion**

308

309 **3.1. Characterization of jervivá and macaúba pulp and kernel cake**

310

311 Understanding the nutritional characteristics of fruits is necessary to know their
312 nutritional functions and determine possible industrial applications (Lescano, de Oliveira,
313 Lima & Baldivia, 2018). In this context, the results obtained from the centesimal composition,
314 total energy value (TEV), pH, and soluble solids for jervivá and macaúba pulps and cakes are
315 shown in Table 2.

316 The results show that the cakes are substrates with high protein content. The vegetable
317 protein present in the samples is less digestible compared to the animal, and incomplete
318 digestion in the small intestine allows a residual amount of protein and peptides to reach the
319 colon. Thus, there may be the modification of the microbial composition and its metabolic
320 activity, as well as alteration of the production of bacterial metabolites that promote beneficial
321 consequences for intestinal mucosa metabolism, physiology, and health (Blachier et al.,
322 2019).

323 Regarding lipids, a close content was observed between the samples, except for PJ,
324 which presented only 0.45%. Coimbra and Jorge (2011), when evaluating the pulp and kernel
325 of jervivá and macaúba obtained higher content for PJ (7.48%) and similar for PM (28.94%).
326 Regarding the content of kernels (56.37% for jervivá and 46.06% for macaúba), the authors
327 found higher values in cakes, a fact expected since the cake is a byproduct obtained from the
328 extraction of kernel oil. However, the results show that expressive lipid levels are retained in
329 the cakes.

330 Regarding carbohydrates, it was observed that PJ presented the highest carbohydrate
331 content, followed by TJ and PM. Carbohydrates are important components to be determined
332 as they include reducing sugars (glucose and fructose), non-reducing sugar (sucrose), starches
333 and cellulose, which play a crucial role in fruit flavor and structure (Pomares-Viciano et al.
334 al., 2018). Another critical factor is that carbohydrate composition influences probiotic
335 growth because simple carbohydrates (mono and disaccharide) are more readily metabolized
336 by microorganisms (Charoensiddhi et al., 2016; Nor et al., 2017).

337 The total dietary fiber content was high for all samples, but higher amounts were
338 obtained for TJ and TM (Table 2). This is because both have high insoluble fiber content
339 (36.34% for TJ and 32.60% for TM), despite the low soluble fiber content. The pulps (PJ and
340 PM) presented considerable contents of both soluble and insoluble fiber.

341 According to WHO (World Health Organization), it is recommended to consume at
342 least 25 g / day of dietary fiber (WHO, 2003). However, according to McGill, Fulgoni, &
343 Devareddy (2015) most of the population, in all age groups, do not consume the
344 recommended amount of total dietary fiber, so the pulp and cake of fruits that are low cost
345 and high availability can be considered an excellent source of dietary fiber. Besides, dietary
346 fibers are potential metabolic substrates for determining prebiotic effects, as they are resistant
347 to digestion and absorption of the small intestine and can reach the colon and be fermented by
348 beneficial microorganisms (Duarte et al., 2017). Thus, regular consumption of jervivá and
349 macaúba pulp and kernel cake can benefit the health of individuals.

350 The pH and soluble solids influence the sweetness and acidity, contributing to the
351 sensory quality of fruits and their products (Milošević, Milošević, & Mladenović, 2016).
352 Therefore, the pH results show that the fruits are characterized as low acidity, which may
353 favor their sensory characteristics. Regarding the soluble solids (SS) content, it was observed
354 an expressively high content for PJ, while the other samples presented similar contents. Due
355 to these characteristics, the samples could be used in the development of new products
356 without possibly compromising the technological and sensorial aspects.

357 The results obtained for phenolic compounds content and antioxidant activity (β -
358 carotene, DPPH, and ABTS) for the samples were presented in Table 3.

359 The content of phenolic compounds ranged from 215.53 (TM) to 850.62 (PJ) mg GAE
360 / 100 g of fruit. According to Vasco, Ruales and Kamal-Eldin (2008) the TJ, PM and TM
361 samples can be classified as having a medium phenolic concentration (100 - 500 mg GAE /
362 100 g), while PJ has a high concentration (> 500 mg GAE / 100 g), which can be confirmed in
363 Table 3. In general, all samples can be considered as good sources of phenolic compounds.

364 In the evaluation of antioxidant compounds in fruits, methods of analysis such as β -
365 carotene, which quantifies products formed in lipid peroxidation, and DPPH and ABTS
366 methods, related to the capture of organic radicals, can be employed. Therefore, a single
367 method would not quantify all antioxidant substances, so the use of more than one method to
368 provide complete characterization (Schiassi et al., 2018).

369 Despite the average phenolic content for TJ, PM and TM samples, high antioxidant
370 activity was observed for all samples by the β -carotene method (Hassimotto, Genovese, &
371 Lajolo, 2005), since they have more than 70% of oxidation inhibition. In addition, the ABTS
372 method also demonstrates the high antioxidant activity of samples (> 100 μ M Trolox / g)
373 (Souza, Pereira, Queiroz, Borges, & Carneiro, 2012), with PJ showing the highest antioxidant
374 activity, while PM and TM obtained statistically equal activity.

375 About DPPH, the smaller the EC₅₀, the greater the antioxidant capacity of the fruit
376 (Brand-Williams, Cuvelier, & Berset, 1995). The results obtained were similar to ABTS,
377 where all samples evaluated had sequestering effects against the DPPH radical. However, the
378 highest antioxidant activity was observed for PJ (96.97 g fruit / g DPPH), while the
379 antioxidant activity of PM and TM were similar and the lowest activity was obtained for TJ
380 (331.80 g fruit / g DPPH).

381 Antioxidants have an essential effect on disease prevention, and their antioxidant
382 capacity varies depending on the content of some compounds, such as phenolics (Souza et al.,
383 2012). Phenolic compounds are products derived from secondary plant metabolism that
384 exhibits antioxidant activities due to their ability to act as hydrogen donors, reducing agents,
385 and radical scavengers (Benabdallah et al., 2016). They may also exert anti-atherogenic,
386 antibacterial, anticancer, and anti-inflammatory activity (Kua et al., 2015; Granato et al.,
387 2018). In addition, polyphenols are currently being studied as potential prebiotics due to
388 modulation of gut microbial balance (Oroian, & Escriche, 2015).

389 Thus, analyzing the data obtained from the physicochemical characteristics and
390 chemical composition it was possible to realize that the pulp and fruit cake analyzed to
391 provide a significant amount of nutrients for the technological application, promoting the full
392 utilization of the fruit for human consumption.

393

394 **3.2. *In vitro* antimicrobial activity**

395

396 According to Balouiri, Sadiki, and Ibsouda (2016), plant products occupy most of the
397 discovered antimicrobial compounds, and among them, polyphenols have been widely studied
398 for their antimicrobial action. Thus, given the high concentration of phenolic compounds in
399 the samples observed in Table 3, the antimicrobial activity of jervivá and macaúba pulps and
400 cakes was determined.

401 The *in vitro* antimicrobial activity was qualitatively evaluated from the occurrence of
402 inhibition halos, performed with the bacteria *B. lactis*, *L. casei*, *L. acidophilus*, and *E. coli*.
403 The results of jervivá (PJ and TJ) and macaúba (PM and TM) samples are represented in
404 figures 2 and 3, respectively.

405 The results showed that no sample showed inhibition activity against the evaluated
406 microorganisms. Thus, although the samples had high antioxidant activity, the present
407 bioactive compounds were not able to inhibit the growth of *E. coli*, but neither did the
408 probiotics evaluated. The antimicrobial effect of natural sources changes according to species,

409 variety, and plant part (Raybaudi-Massilia et al., 2015), so the high phenolic content is not
410 directly associated with inhibition of microbial growth.

411 Another point to be considered is that in this analysis was used the whole fruit and not
412 its extract, and these fruits have a high content of carbohydrates and proteins (mainly kernel
413 cakes) which favors the growth of microorganisms (Table 2).

414 It is also important to emphasize the relationship between polyphenols and microbiota,
415 as some of these ingested compounds are not fully absorbed in the intestine. Thus, it is
416 possible to modulate the microbial community by inhibiting pathogenic bacteria and
417 stimulating beneficial ones by exerting antimicrobial activity in the gut (Duda-Chodack,
418 Tarko, & Sroka, 2015; Ozdal et al., 2016; Gibson et al., 2017).

419

420 **3.3. Prebiotic Potential**

421

422 Evaluation of viable cell counts and decreases in growth media pH values during
423 cultivation represent intense metabolic activities (Duarte et al., 2017). Therefore, to evaluate
424 fermentation, the results were presented by microbial growth (log CFU / mL) and pH changes
425 for the *B. lactis*, *L. casei*, *L. acidophilus*, and *E. coli* microorganisms, during 36 h of
426 fermentation with the evaluation of microbial growth and pH every 12 h, as shown in Figure
427 4.

428 The growth curves shown in Figure 4 show a higher microbial growth rate in the time
429 range between 0 h and 12 h. When evaluating the microbial growth of probiotic strains on
430 different substrates, it was noted that the substrates investigated for prebiotic potential
431 allowed microbial growth, i.e., all were used as a carbon source.

432 When compared to FOS and GLC, the substrate PJ showed a significantly better
433 behavior ($p \leq 0.05$) to promote microbial growth for all strains evaluated, except for *L. casei*
434 where it obtained behavior equal to GLC (Table 4). This behavior may be due to fruit
435 composition (Tables 2 and 3), as the sample (PJ) has relevant soluble fiber and carbohydrate
436 contents, and soluble polysaccharides are more readily, rapidly and wholly used by probiotics
437 (Nor et al., 2017). In addition, PJ presented higher content of phenolic compounds, which can
438 be consumed by microorganisms (Oroian, & Escriche, 2015).

439 Already PM showed similar behavior to PJ for *B. lactis* and *E. coli*, i.e., provided
440 growth higher than FOS, while for *L. casei* promoted growth equal to FOS. Moreover, PM
441 provided growth higher than GLC for *B. lactis* and *E. coli*, and equal for *L. acidophilus* (Table
442 4).

443 Overall, TJ provided FOS similar growth for microorganisms, except for *L. casei*,
444 which was significantly higher ($p \leq 0.05$). Although TM promoted lower growth than FOS for
445 probiotic strains *B. lactis* and *L. acidophilus* was equal to *L. casei*, TM also promoted growth
446 equal to GLC for microbial strains, except for *L. casei*, which was lower (Table 4).

447 The pH of the fermented substrates with the different microorganisms generally
448 presented similar behaviors about the slope of the curves, i.e., a pH reduction occurred for all
449 samples and the most significant reduction was observed at 12 h (Figure 4). As expected, it
450 has been found that pH is reduced with increasing bacterial growth due to the production of
451 different organic acids during the fermentation of energy source substrates for
452 microorganisms such as carbohydrates, proteins and even polyphenols (Charoensiddhi et al.,
453 2016; Gibson et al., 2017).

454 Another point that can be observed in relation to pH is that PJ and GLC, in general,
455 were the samples that obtained the largest pH reductions (Table 4). According to Diaz-Vela,
456 Totosaus, Cruz-Guerrero, & Pérez-Chabela (2013), bacteria have a preference for
457 monosaccharides, which justifies the lower pH of these samples since PJ had high
458 carbohydrate content which, although not specified in the analyzes, they are likely to consist
459 mostly of simple carbohydrates because of their sweet taste and high soluble solids content
460 (Table 2).

461 Despite the acidifying capacity of *E. coli* in fermentation analysis, the reduction in
462 intestinal lumen pH by the fermentation process may restrict or inhibit the growth of
463 pathogenic bacteria such as *E. coli* and other species, and benefit the growth of some
464 beneficial species microbiota (Nor et al., 2017; Fu et al., 2018).

465 Components that are not fully digested or absorbed in the upper gastrointestinal tract
466 are exposed to fermentative activity by the microbiota. Of this process, the primary
467 metabolites produced are short-chain fatty acids (SCFAs), the most abundant and essential
468 being acetic, propionic and butyric acids (Koh et al., 2016; Rocchettiet al., 2019). Given this
469 and the most significant reduction in pH at time 12 h, organic compounds were quantified at
470 the beginning of the fermentation process (time 0 h) and at time 12 h and represented as the
471 total acids produced. The individual levels for each organic acid (lactic, acetic, propionic, and
472 butyric acid) produced at time 12 h were also presented. The results of the analysis of organic
473 acids are shown in Table 5.

474 Despite the differences in acid concentrations for each sample, lactic acid was
475 generally the organic acid most produced by probiotic strains for the evaluated substrates,
476 mainly for *Lactobacillus*. This is because the genus is composed of homofermentative species,

477 and its primary organic acid produced during carbohydrate metabolism is lactic acid (Duarte
478 et al., 2017). In addition, this acid can be metabolized in the colon and converted to butyric
479 and propionic acid (Barroso et al., 2016).

480 Subsequently, the acids with higher contents for the samples were propionic and
481 acetic. Propionic acid is associated with reduced lipogenesis and cholesterol synthesis and is
482 involved in activating G protein receptors by releasing satiety hormones (Sáyago-Ayerdi;
483 Zamora-Gasga; & Venema, 2019). Acetic acid, on the other hand, can inhibit the growth of
484 enteropathogenic bacteria and is related to the microbiota-brain-cell axis and can cross the
485 blood brain barrier and reduce appetite for a central homeostatic mechanism (KOH et al.,
486 2016; Holscher, 2017).

487 Even in small quantities, butyric acid was also produced by fermentation of the
488 samples. This acid is the main energy source of colonocytes and is essential for maintaining
489 tissue integrity through apoptosis of cells with DNA damage (Charoensiddhi et al., 2016).

490 Regarding the total acids produced, it was observed that there was a significant
491 increase in acid concentration ($p \leq 0.05$) at 12 h for probiotic microorganisms, corroborating
492 the pH reduction (Figure 1). This allows us to infer that microorganisms were able to use the
493 samples and produce SCFAs, which may promote health benefits.

494 For *E. coli*, despite the reduction in pH, there was a significant reduction of acids ($p \leq$
495 0.05) at time 12 h, except for GLC which did not show significant change in total acid
496 production, this may be due to the production of higher amounts of other acids that were not
497 quantified in this study.

498 Most of the microorganisms were able to produce high amounts of organic acids in the
499 presence of GLC. However, it is essential to note that glucose is rapidly absorbed when
500 ingested, while digestion-resistant substrates such as complex carbohydrates (Chen, Tuo, &
501 Dong, 2016) can be used as a source of energy in fermentative processes to produce SCFAs
502 (Koh et al., 2016).

503 Therefore, the results show that the substrates PJ, TJ, PM, and TM, in general, were
504 used as the carbon source in the fermentation process, stimulating the growth of
505 microorganisms and reducing the pH due to the production of SCFAs. It is noteworthy that
506 the nutritional composition of fruits, high carbohydrate and fiber content and the presence of
507 phenolic compounds can stimulate the growth of beneficial bacteria, modulating the intestinal
508 microbiota, and promoting beneficial health effects.

509 This study is the first step in the investigation of the functional effects of these fruits,
510 serving as a basis for further research. Thus, in addition to in vitro studies, it is essential to

511 conduct an *in vivo* study to determine the prebiotic effect of jerivá and macaúba pulps and
512 kernels cakes, since the gut is a complex environment with significant interactions between
513 various components, including metabolites and non-microorganisms have been studied.

514

515 **4. Conclusion**

516

517 The results showed that the jerivá and macaúba pulps and cakes have high nutritional
518 value, especially about the high fiber content and high antioxidant capacity, which
519 characterizes them as potential functional ingredients. In the fermentative process, it is
520 noteworthy that the jerivá pulp was able to promote the higher growth of microorganisms and
521 the most significant pH reduction when compared to FOS. Nevertheless, the jerivá kernel
522 cake, the pulp and the macaúba kernel cake were used as carbon source as well as the FOS.
523 Moreover, from the fermentation of the evaluated samples, the probiotic strains were able to
524 produce short-chain fatty acids such as lactic, propionic, acetic and butyric acid,
525 demonstrating that the analyzed fruits have relevant characteristics as prebiotic potentials, and
526 also that it is possible to obtain a prebiotic food from low-cost substrates.

527

528 **Acknowledgements**

529

530 Firstly, we thank FAPEMIG, CAPES and CNPq for contributing funding to the
531 implementation of this project, Sacco® for providing probiotics, the Fermentation
532 Microbiology Laboratory for lending the space and the Food Microbiology Laboratory for
533 providing the pathogenic strains, to the technical support provided by technician Geraldo de
534 Sousa Cândido and by technician Maria Aparecida Gomes Souza-Dias.

535

536

537

538

539

540

541

542

543

544

545 **Appendice**

546

547 **TABLES**548 **Table 1**

549 Reagents for the preparation of MRS and TSB without carbon source.

MRS		TSB	
Peptone	5 g	Casein Peptone	8.5 g
Meat extract	5 g	Soy Peptone	1.5 g
Yeast extract	2.5 g	Sodium Chloride	2.5 g
Bibasic Sodium Phosphate	1.88 g	Potassium phosphate	1.25 g
Manganese Sulfate Monohydrate	0.05 g	-	
Magnesium Sulphate	0.102 g	-	
Tween 80	0.5 g	-	
Total	15.03 g		13.75 g
Final volume of 500 mL distilled water			

550

551

552

553 **Table 2**

554 Centesimal composition (%), Total Energy Value - TEV (kcal.100g⁻¹), pH and soluble solids
555 (°Brix) of jerivá, and macaúba pulp and kernel cake (whole matter).

Parameters	PJ	TJ	PM	TM
Moisture	44.34 ± 0.36	8.51 ± 0.13	37.96 ± 0.12	3.52 ± 0.21
Protein	2.97 ± 0.06	18.46 ± 0.06	2.87 ± 0.01	27.83 ± 0.02
Lipids	0.45 ± 0.08	20.67 ± 0.10	28.63 ± 0.44	28.31 ± 0.32
Carbohydrates	29.45 ± 0.33	11.58 ± 0.20	9.68 ± 0.32	1.02 ± 0.31
Total dietary fiber	20.45 ± 0.00	37.87 ± 0.00	19.95 ± 0.00	35.81 ± 0.00
Soluble fiber	6.92 ± 0.00	1.54 ± 0.00	10.68 ± 0.00	3.21 ± 0.00
Insoluble fiber	13.53 ± 0.00	36.34 ± 0.00	9.26 ± 0.00	32.60 ± 0.00
Ashes	2.34 ± 0.03	2.91 ± 0.02	0.97 ± 0.11	3.52 ± 0.03
TEV	133.77 ± 0.54	330.79 ± 0.48	307.01 ± 0.80	369.57 ± 0.09
pH	5.28 ± 0.06	5.95 ± 0.02	6.47 ± 0.05	6.61 ± 0.04
Soluble solids	7.83 ± 0.28	2.66 ± 0.28	3.00 ± 0.00	2.00 ± 0.00

556 The values are means of triplicate determination. ± indicates standard deviation of the mean. PJ: Jerivá
557 pulp; TJ: Jerivá kernel cake; PM: macaúba pulp; TM: Macaúba kernel cake.

558

559

560

561

562

563

564

565

566

567

568 **Table 3**

569 Total phenolics and antioxidant activity (β -carotene, DPPH, and ABTS) of jerivá and
 570 macaúba pulp and cake (whole matter).

Parameters	PJ	TJ	PM	TM
Total phenolics (mg GAE/100 g)	850.62 \pm 4.68 ^c	265.54 \pm 4.68 ^b	262.41 \pm 7.63 ^b	215.53 \pm 2.8 ^a
β -carotene (% Protection)	97.00 \pm 0.43 ^b	95.13 \pm 0.7 ^{ab}	94.05 \pm 0.05 ^a	99.38 \pm 0.65 ^c
ABTS (μ M Trolox/g fruta)	2498.49 \pm 186.7 ^c	1314.87 \pm 29.78 ^b	735.35 \pm 20.13 ^a	898.0 \pm 66.2 ^a
DPPH EC ₅₀ (g fruta/g DPPH)	96.97 \pm 3.74 ^a	331.80 \pm 3.95 ^c	290.86 \pm 7.68 ^b	296.94 \pm 5.4 ^b

571 The values are means of triplicate determination. \pm indicates standard deviation of the mean. ^{a - c}
 572 Different letters on the same line indicate a significant difference ($p \leq 0.05$) between values based on
 573 the Tukey test. PJ: Jeriva pulp; TJ: Jerivá kernel cake; PM: macaúba pulp; TM: Macaúba kernel cake.

574
 575 **Table 4**

576 Microbial growth (log CFU / mL⁻¹), and pH at time 12 h for the samples and microorganisms
 577 evaluated.

Parameters	Samples	<i>B. lactis</i>	<i>L. acidophilus</i>	<i>L. casei</i>	<i>E. coli</i>
Log CFU / mL ⁻¹	C	8.22 \pm 0.06 ^a	7.91 \pm 0.04 ^a	8.85 \pm 0.06 ^b	8.79 \pm 0.08 ^a
	GLC	8.67 \pm 0.17 ^{bc}	7.78 \pm 0.07 ^a	9.26 \pm 0.13 ^c	9.00 \pm 0.00 ^b
	FOS	8.79 \pm 0.12 ^c	8.25 \pm 0.06 ^b	8.53 \pm 0.15 ^a	8.77 \pm 0.09 ^a
	PJ	9.09 \pm 0.09 ^d	8.76 \pm 0.12 ^c	9.20 \pm 0.11 ^c	9.51 \pm 0.02 ^c
	PM	9.07 \pm 0.18 ^d	7.82 \pm 0.15 ^a	8.73 \pm 0.10 ^{ab}	9.64 \pm 0.01 ^c
	TJ	8.82 \pm 0.07 ^c	8.39 \pm 0.10 ^b	8.90 \pm 0.11 ^b	8.88 \pm 0.03 ^{ab}
	TM	8.54 \pm 0.06 ^b	7.91 \pm 0.18 ^a	8.75 \pm 0.17 ^{ab}	9.01 \pm 0.00 ^b
pH	C	5.35 \pm 0.03 ^{cd}	5.33 \pm 0.01 ^f	5.44 \pm 0.02 ^e	6.09 \pm 0.04 ^{de}
	GLC	5.28 \pm 0.19 ^{cd}	3.92 \pm 0.04 ^a	3.60 \pm 0.01 ^a	4.47 \pm 0.11 ^a
	FOS	5.00 \pm 0.00 ^b	4.14 \pm 0.02 ^b	5.13 \pm 0.12 ^d	5.77 \pm 0.03 ^c
	PJ	4.76 \pm 0.12 ^a	3.96 \pm 0.02 ^a	3.99 \pm 0.03 ^b	4.55 \pm 0.04 ^a
	PM	5.20 \pm 0.03 ^{bc}	4.83 \pm 0.02 ^c	4.93 \pm 0.03 ^c	5.59 \pm 0.17 ^b
	TJ	5.45 \pm 0.23 ^d	5.18 \pm 0.04 ^e	5.16 \pm 0.02 ^d	5.97 \pm 0.09 ^d
	TM	5.69 \pm 0.05 ^e	5.12 \pm 0.03 ^d	5.50 \pm 0.02 ^e	6.15 \pm 0.08 ^e

578 The values are averages. \pm indicates standard deviation of the mean. ^{a - f} Different letters in the same
 579 column indicate a significant difference ($p \leq 0.05$) between the values based on the Tukey test. C:
 580 Control; GLC: Glucose; FOS: Fructooligosaccharide; PJ: Jerivá pulp; PM: macaúba pulp; TJ: Jerivá
 581 kernel cake; TM: Macaúba kernel cake.

582 **Table 5**

583 Individual organic acids (g / L) produced at time 12 h, and total acids at time 0 h and 12 h.

Microorganism	Samples	Lactic acid	Acetic Acid	Propionic Acid	Butyric Acid	TOTAL SCFAs	
						0 h	12 h
<i>Bifidobacterium lactis</i>	C	5.00 ± 0.30	0.57 ± 0.02	2.86 ± 0.27	0.27 ± 0.01	3.57 ± 0.29 ^a	8.7 ± 0.49 ^b
	GLC	1.33 ± 0.08	1.43 ± 0.11	2.75 ± 0.04	0.25 ± 0.02	3.57 ± 0.06 ^a	5.76 ± 0.12 ^b
	FOS	1.52 ± 0.01	1.62 ± 0.04	2.76 ± 0.01	0.26 ± 0.00	3.73 ± 0.05 ^a	6.16 ± 0.04 ^b
	PJ	0.56 ± 0.01	3.04 ± 0.94	2.55 ± 0.16	0.28 ± 0.02	3.56 ± 0.08 ^a	6.44 ± 0.79 ^b
	PM	6.63 ± 0.18	1.17 ± 0.16	3.29 ± 0.16	0.25 ± 0.00	3.51 ± 0.11 ^a	11.35 ± 0.18 ^b
	TJ	5.84 ± 0.16	2.10 ± 0.12	3.53 ± 0.09	0.58 ± 0.00	4.69 ± 0.41 ^a	12.05 ± 0.19 ^b
	TM	3.17 ± 0.09	0.49 ± 0.03	3.19 ± 0.27	0.30 ± 0.03	4.40 ± 0.37 ^a	7.69 ± 0.36 ^b
<i>Lactobacillus casei</i>	C	5.59 ± 0.34	0.69 ± 0.04	3.06 ± 0.16	0.25 ± 0.03	4.25 ± 0.12 ^a	9.59 ± 0.57 ^b
	GLC	33.19 ± 0.04	0.62 ± 0.01	3.38 ± 0.00	0.27 ± 0.01	6.00 ± 0.00 ^a	37.46 ± 0.06 ^b
	FOS	8.04 ± 0.09	0.85 ± 0.00	3.54 ± 0.13	0.29 ± 0.01	6.77 ± 0.01 ^a	12.71 ± 0.23 ^b
	PJ	21.69 ± 0.80	0.88 ± 0.02	3.17 ± 0.00	0.27 ± 0.00	6.35 ± 0.11 ^a	26.00 ± 0.82 ^b
	PM	9.77 ± 0.24	0.98 ± 0.01	3.68 ± 0.02	0.29 ± 0.00	8.60 ± 0.00 ^a	14.72 ± 0.21 ^b
	TJ	9.86 ± 0.11	1.30 ± 0.06	4.28 ± 0.01	0.35 ± 0.00	8.38 ± 0.08 ^a	15.79 ± 0.03 ^b
	TM	8.23 ± 0.24	1.12 ± 0.00	4.27 ± 0.02	0.35 ± 0.00	7.63 ± 0.19 ^a	13.97 ± 0.26 ^b
<i>Lactobacillus acidophilus</i>	C	5.97 ± 0.01	0.27 ± 0.01	2.97 ± 0.01	0.27 ± 0.01	4.38 ± 0.06 ^a	9.48 ± 0.00 ^b
	GLC	19.85 ± 0.37	0.62 ± 0.02	2.83 ± 0.08	0.25 ± 0.01	5.30 ± 0.03 ^a	23.55 ± 0.43 ^b
	FOS	16.23 ± 0.10	0.76 ± 0.00	2.90 ± 0.12	0.26 ± 0.01	5.21 ± 0.22 ^a	20.15 ± 0.23 ^b
	PJ	21.61 ± 1.58	0.96 ± 0.01	3.09 ± 0.05	0.26 ± 0.00	4.72 ± 0.01 ^a	25.92 ± 1.61 ^b
	PM	9.47 ± 0.06	0.84 ± 0.03	3.16 ± 0.01	0.27 ± 0.01	6.86 ± 0.15 ^a	13.75 ± 0.01 ^b
	TJ	9.88 ± 0.06	1.05 ± 0.12	2.77 ± 0.14	0.27 ± 0.03	7.72 ± 0.14 ^a	13.96 ± 0.34 ^b
	TM	9.84 ± 0.15	1.10 ± 0.02	3.78 ± 0.20	0.31 ± 0.01	8.32 ± 0.13 ^a	15.04 ± 0.38 ^b

Tabela 5 (Continuation).

Microorganism	Samples	Lactic acid	Acetic Acid	Propionic Acid	Butyric Acid	TOTAL SCFAs	
						0 h	12 h
<i>Escherichia coli</i>	C	0.00 ± 0.00	0.65 ± 0.03	6.39 ± 0.41	0.04 ± 0.00	18.27 ± 1.13 ^b	7.08 ± 0.44 ^a
	GLC	4.83 ± 0.36	0.87 ± 0.02	6.81 ± 0.24	0.04 ± 0.00	12.85 ± 0.07 ^a	12.55 ± 0.57 ^a
	FOS	0.03 ± 0.00	0.81 ± 0.01	6.71 ± 0.04	0.05 ± 0.00	9.36 ± 0.38 ^b	7.59 ± 0.05 ^a
	PJ	2.98 ± 0.12	1.26 ± 0.18	6.68 ± 0.20	0.06 ± 0.00	13.53 ± 0.31 ^b	10.97 ± 0.26 ^a
	PM	0.49 ± 0.04	0.95 ± 0.03	7.48 ± 0.56	0.26 ± 0.00	13.81 ± 0.15 ^b	9.19 ± 0.63 ^a
	TJ	0.03 ± 0.01	1.00 ± 0.03	9.84 ± 0.33	0.07 ± 0.00	13.36 ± 0.44 ^b	10.93 ± 0.28 ^a
	TM	0.00 ± 0.00	0.88 ± 0.04	8.72 ± 0.36	0.05 ± 0.00	16.80 ± 0.82 ^b	9.64 ± 0.31 ^a

584 The values are means of duplicate determination. ± indicates standard deviation of the mean. The. ^{a-b} Different letters on the same line indicate a significant
585 difference ($p \leq 0.05$) between values based on the Tukey test. C: Control; GLC: Glucose; FOS: Fructooligosaccharide; PJ: Jerivá pulp; PM: macaúba pulp; TJ:
586 Jerivá kernel cake; TM: Macaúba kernel cake.

587

588

589

590

591

592

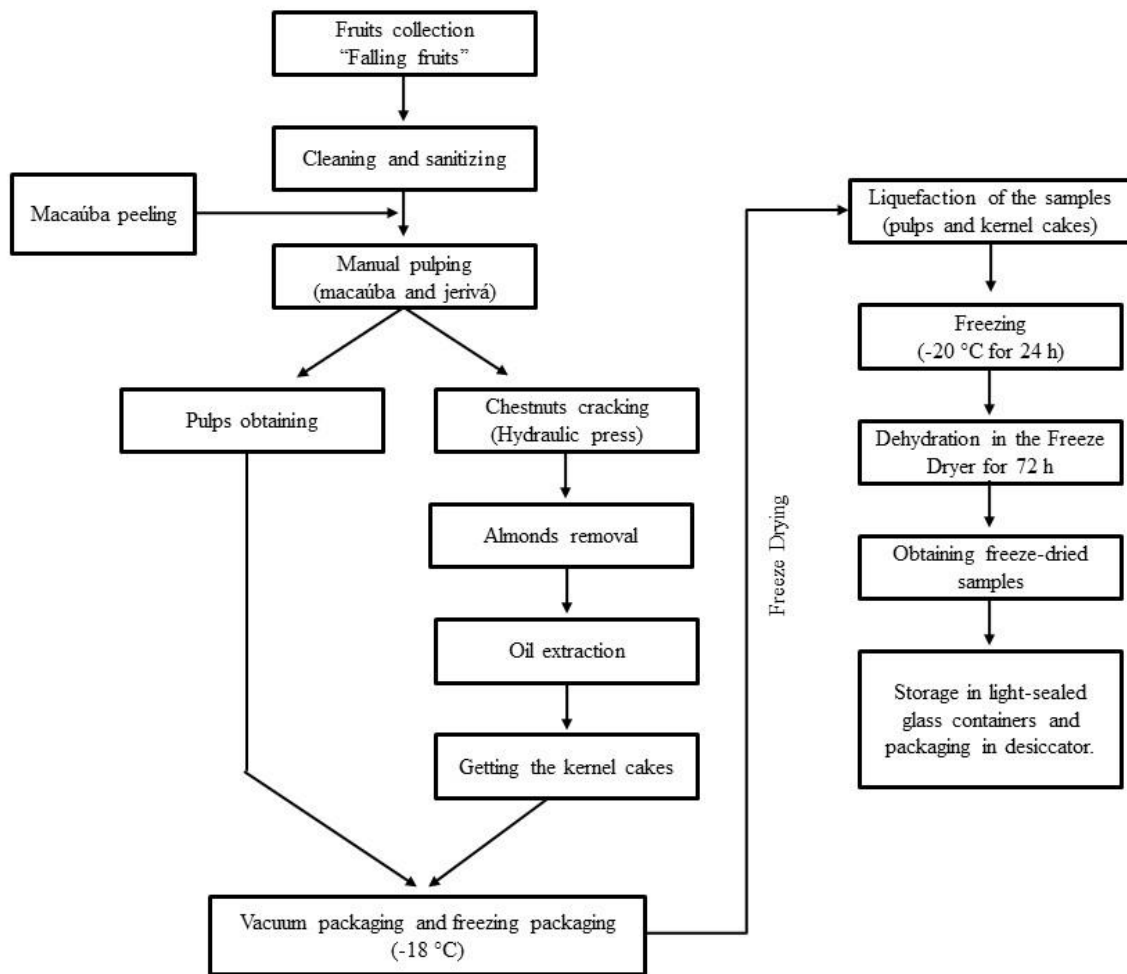
593

594

595

596 FIGURES

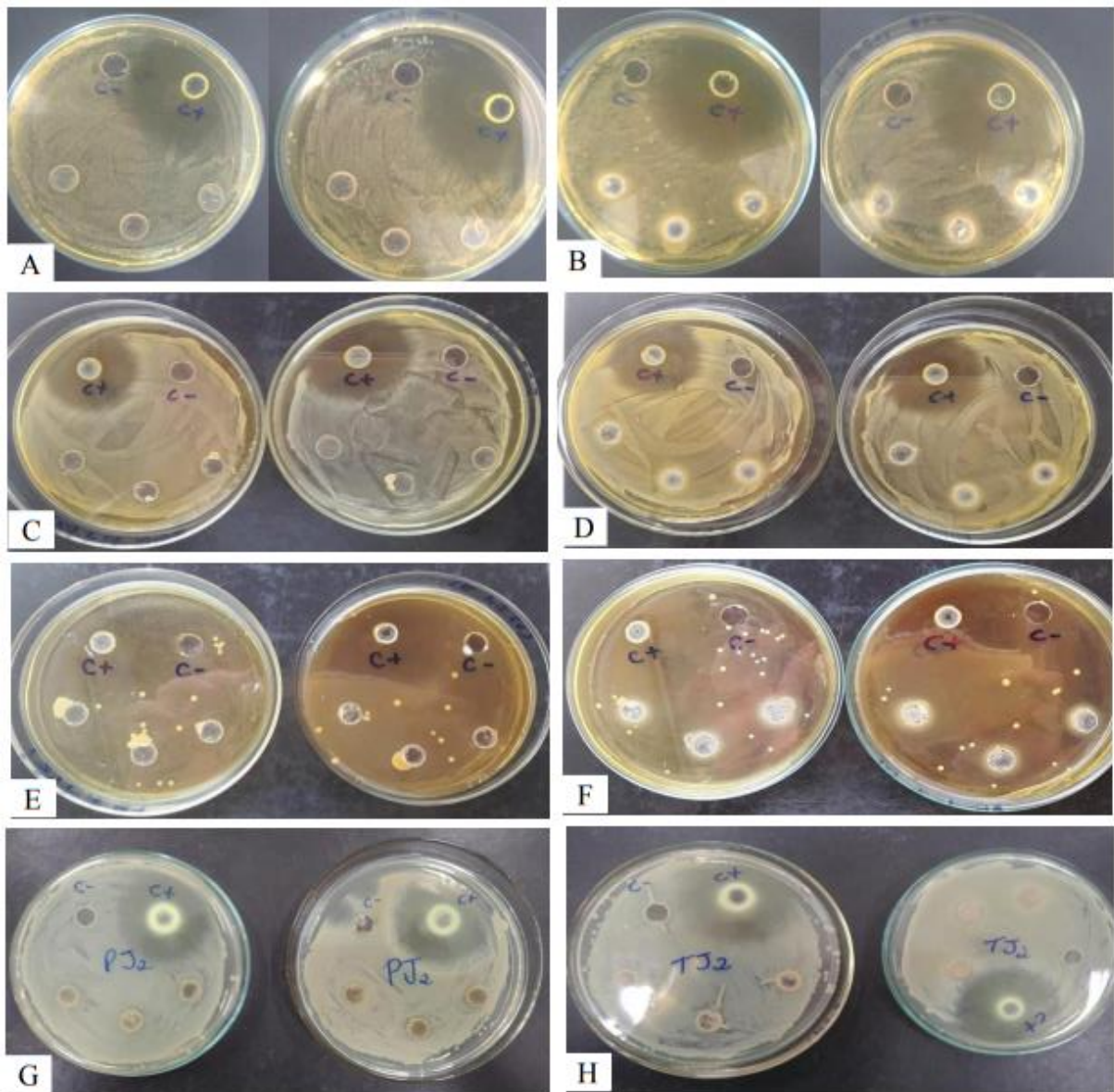
597



598

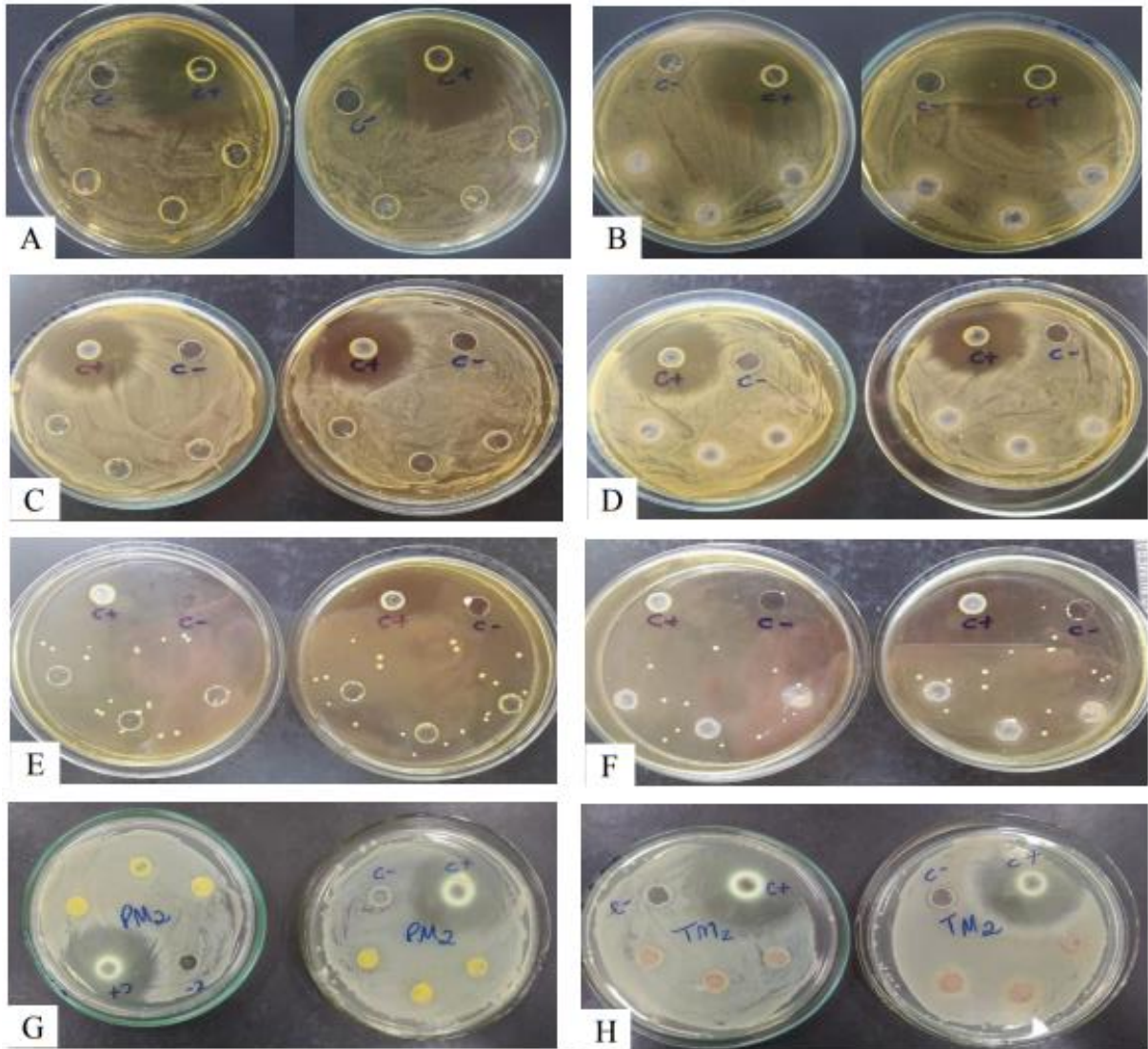
599 **Fig. 1.** Flowchart for samples obtaining.

600



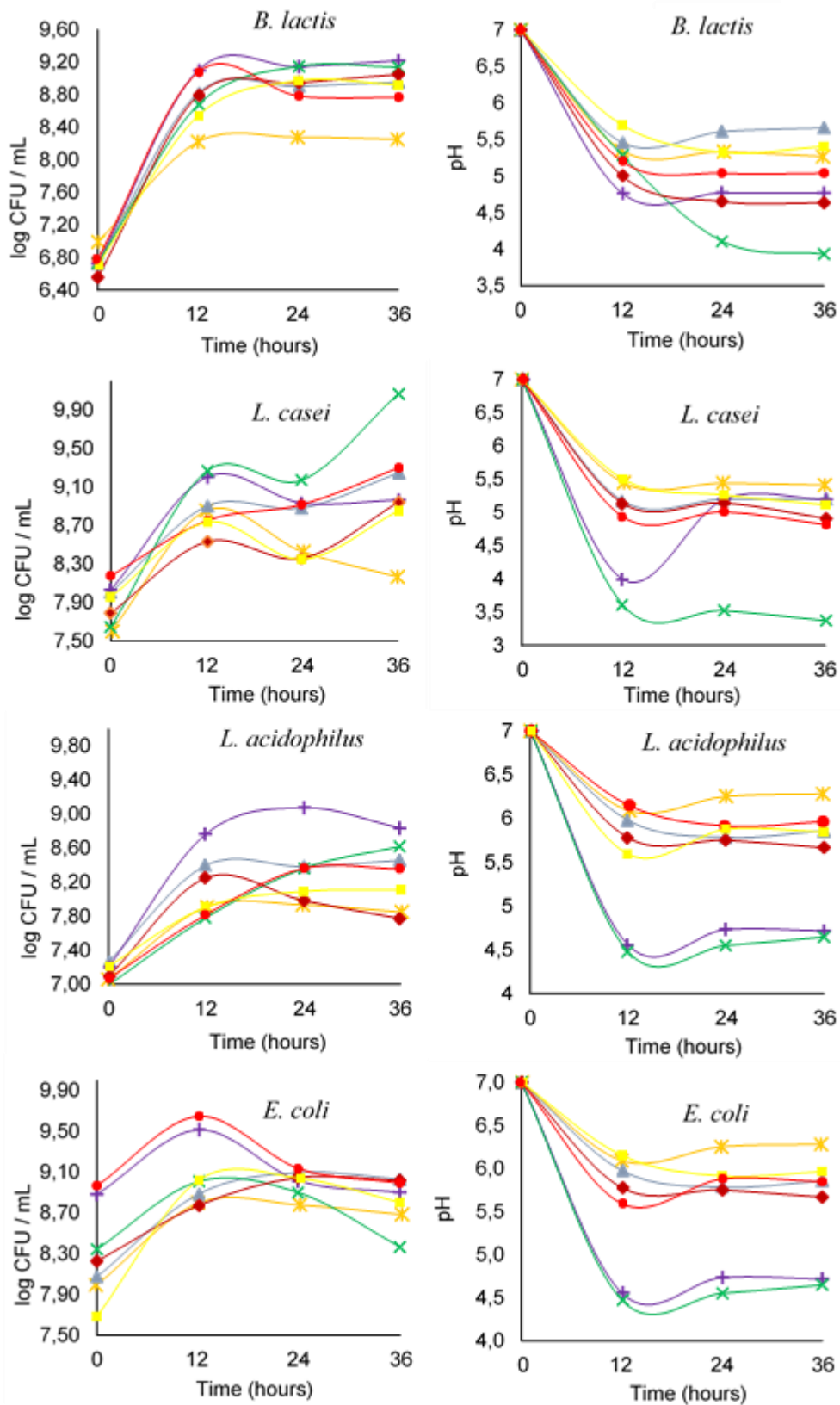
601
602
603
604
605

Fig. 2. *In vitro* antimicrobial activity inhibition halo formation of jerivá pulp and kernel cake.
A: Jerivá pulp (*B. lactis*); B: Jerivá kernel cake (*B. lactis*); C: Jerivá pulp (*L. casei*); D: Jerivá kernel
cake (*L. casei*); E: Jerivá pulp (*L. acidophilus*); F: Jerivá kernel cake (*L. acidophilus*); G: Jerivá pulp
(*E. coli*); H: Jerivá kernel cake (*E. coli*).



606
607
608
609
610
611

Fig. 3. *In vitro* halo formation of *in vitro* antimicrobial activity of macaúba pulp and kernel cake. A: Macaúba pulp (*B. lactis*); B: Macaúba kernel cake (*B. lactis*); C: Macaúba pulp (*L. casei*); D: Macaúba kernel cake (*L. casei*); E: Macaúba pulp (*L. acidophilus*); F: Macaúba kernel cake (*L. acidophilus*); G: Macaúba pulp (*E. coli*); H: Macaúba kernel cake (*E. coli*).



612

613 **Fig. 4.** Microbial growth (log CFU / mL) and pH over time (36 h).

614 —*— C —x— GLC —♦— FOS —+— PJ —●— PM —▲— TJ —■— TM.

615 C: Control; GLC: Glucose; FOS: Fructooligosaccharide; PJ: Jerivá pulp; PM: Macaúba Pulp; TJ:

616 Jerivá kernel cake; TM: Macaúba kernel cake.

617 **References**

618

619 Albuquerque, M. A. C., Levit, R., Beres, C., Bedani, R., LeBlanc, A. M., Saad, S. M. I., &
620 LeBlanc, J. G. (2019). Tropical fruit by-products water extracts as sources of soluble fibers
621 and phenolic compounds with potential antioxidant, anti-inflammatory, and functional
622 properties. *Journal of Functional Foods*, 52, 724 – 733.

623 Alves, J. A., de Oliveira, L. C. C., Nunes, C. A., Dias, D. R., Schwan, R. F. (2011). Chemical,
624 Physical-Chemical, and Sensory Characteristics of Lychee (*Litchi chinesis* Sonn) Wines.
625 *Journal of Food Science*, 76 (5), S330 - 6.

626 AOAC. Association of Official Analytical Chemists. (1997). *Official methods of analysis of*
627 *AOAC International*. Vol. I e II, Method 960.52 e 985.29. 16 ed. Gaithersburg: Published by AOAC
628 International.

629 AOAC. Association of Official Analytical Chemists. (2012). *Official methods of analysis*. 19
630 ed. Gaithersburg, 3000.

631 Balouiri, M., Sadiki, M., & Ibsouda, S. K. (2016). Methods for *in vitro* evaluating
632 antimicrobial activity: A review. *Journal of Pharmaceutical Analysis*, 6 (2), 71-79.

633 Barroso, E., Montilla, A., Corzo, N., Peláez, C., Martínez-Cuesta, M. C., & Requena, T.
634 (2016). Effect of lactulose-derived oligosaccharides on intestinal microbiota during the shift
635 between media with different energy contents. *Food Research International*, 89, 302 – 308.

636 Bazzo, B. R., de Carvalho, L. M., Carazzole, M. F., Pereira, G. A. G., & Colombo, C. A.
637 (2018). A. Development of novel EST-SSR markers in the macaúba palm (*Acromia aculeata*)
638 using transcriptome sequencing and cross-species transferability in Arecaceae species. *BMC*
639 *Plant Biology*, 18, 276.

640 Benabdallah, A., Rahmoune, C., Boumendjel, M., Aissi, O., & Messaoud, C. (2016). Total
641 Phenolic content and antioxidant activity of six wild *mentha* species (Lamiaceae) from
642 northeast of Algeria. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, 6 (9), 760 – 766.

643 Blachier, F., Beaumon, M., Portune, K. J., Steuer, N., Audebert, M., & et al. (2019). High-
644 protein diets for weight management: Interactions with the intestinal microbiota and
645 consequences for gut health. A position paper by the my new gut study group. *Clinical*

- 646 *Nutrition*, 38, 1012 – 1022.
- 647 Brand-Williams, W., Cuvelier, M. E., & C. Berset. (1995). Use of a free radical method to
648 evaluate antioxidant activity. *LWT – Food Science and Technology*, 28, 25-30.
- 649 Carvalho, C. O., Rodrigues, D. L. C., Lima, E. C., Umpierrez, C. S., Chaguezac, D. F. C., &
650 Machado, F. (2019). Kinetic, equilibrium, and thermodynamic studies on the adsorption of
651 ciprofloxacin by activated carbon produced from Jerivá (*Syagrus romanzoffiana*).
652 *Environmental Science and Pollution Research*, 26 (5), 4690 – 4702.
- 653 Charoensiddhi, S., Conlon, M. A., Vuaran, M. S., Franco, C. M. M., & Zhang, W. (2016).
654 Impact of extraction processes on prebiotic potential of the brown seaweed *Ecklonia radiata*
655 by *in vitro* human gut bacteria fermentation, *Journal of Functional Foods*, 24, 221 – 230.
- 656 Chen, L., Tuo, B., & Dong, H. (2016). Regulation of Intestinal Glucose Absorption by Ion
657 Channels and Transporters. *Nutrients*, 8 (1), 43.
- 658 Coimbra, M. C., & Jorge, N. (2011). Proximate composition of guariroba (*Syagrus oleracea*),
659 jerivá (*Syagrus romanzoffiana*) and macaúba (*Acromia aculeata*) palm fruits. *Food Research*
660 *International*, 44, 2139-2142.
- 661 Colombo, C. A., Berton, L. H. C., Diaz, B. G., & Ferrari, R. A. (2018). Macauba: a promising
662 tropical palm for the production of vegetable oil. *Oil seeds & fats Crops and Lipids*, 25 (1),
663 D108.
- 664 Diaz-Vela, J., Totosaus, A., Cruz-Guerrero, A. E., & Pérez-Chabela, M. L. (2013). *In vitro*
665 evaluation of the fermentation of added-value agroindustrial by-products: cactus pear
666 (*Opuntia ficus-indica*L.) peel and pineapple (*Ananascomosus*) peel as functional ingredients.
667 *International Journal of Food Science & Technology*, 48 (7), 1460 - 1467.
- 668 Duarte, F. N. D., Rodrigues, J. B., da Costa Lima, M., Lima, M. D. S., Pacheco, M. T. B.,
669 Pintado, M. M. E., de Souza, A. J., de Souza, E. L. (2017). Potential properties of cashew
670 apple (*Anacardium occidentale* L.) agro-industrial byproduct on *Lactobacillus* species. *Journal*
671 *Science Food Agriculture*, 97, 3712-3719.
- 672 Duarte-Almeida, J. M., Maurício, J., Santos, R. J., Genovese, M. I., & Lajolo, F. M. (2006).
673 Avaliação da atividade antioxidante utilizando sistema β - caroteno/ácido linoléico e método

- 674 de sequestro de radicais DPPH. *Ciência e Tecnologia de Alimentos*, 26 (2), 446-452.
- 675 Duda-Chodak, A., Tarko, T., & Sroka, P. (2015). Interaction of dietary compounds, especially
676 polyphenols, with the intestinal microbiota: a review. *European Journal of Nutrition*, 54, 325-
677 341.
- 678 Freire, A. L., Ramos, C. L., & Schwan, R. F. (2017). Effect of symbiotic interation between a
679 frutooligosaccharide and probiotic on the kinetic fermentarion and chemical profile of maize
680 blended rice beverages. *Food Research Interntational*, 100, 698-707.
- 681 Fu, X., Cao, C., Ren, B., Zhang, B., Huang, Q., & Li, C. (2018). Structural characterization
682 and in vitro fermentation of a novel polysaccharide from *Sargassum thunbergii* and its impact
683 on gut microbiota. *Carbohydrate Polymers*, 183, 230 – 239.
- 684 Galdeano, C. M., Cazorla, S. L., Lemme Dumit, J. M., Vélez, E., & Perdigón, G. (2019).
685 Beneficial Effects of Probiotic Consumption on the Immune System. *Annals of Nutrition &
686 Metabolism*, 74, 115-124.
- 687 Gibson, G. R., Hutkins, R., Sanders, M. E., Prescott, S. L., Reimer, R. A., Salminen, S. J., et
688 al. (2017). The international Scientific Association for Probiotics and Prebiotics (ISAPP)
689 consensus statement on the definition and scope of prebiotics. *Nature Reviews:
690 Gastroenterology & Hepatology*, 14 (8), 491-502.
- 691 Granato, D., Shahisi, F., Wrolstad, R., Kilmartin, P., Melton, L. D., & Et Al. (2018).
692 Antioxidant activity, total phenolics and flavonoids contents: Should we ban *in vitro*
693 screening methods?. *Food Chemistry*, 264, 471-475.
- 694 Hassimotto, N. M., Genovese, M. I., & Lajolo, F. M. (2005). Antioxidant activity of dietary
695 fruits, vegetables, and commercial frozen fruit pulps. *Journal of Agricultural and Food
696 Chemistry*, 53, 2928–2935.
- 697 Holscher, H. D. (2017). Dietary fiber and prebiotics and the gastrointestinal microbiota.
698 *Journal Gut Microbes*, 8 (2), 172-184.
- 699 Koch, A. L. (1994). Growth measurement. In: Gerhardt, P.; Murray R. G. E.; Wood, W. A.;
700 Et Al. Methods for general and molecular bacteriology. *American society for microbiology*,
701 248-277.

- 702 Koh, A., de Vadder, F., Kovatcheva-Datchary, P., & Backhed, F. (2016). From Dietary Fiber
703 to Host Physiology: Short-Chain Fatty Acids as Key Bacterial Metabolites. *Cell*, 165 (6),
704 1332 – 1345.
- 705 Kua, S. F., Ibrahim, J., Weng, C. K. W., Nan, K. I., & et al. (2015). Optimisation of phenolic
706 extraction and quantification of phenolics in palm kernel cake. *Renewable Bioresources*, 3
707 (2).
- 708 Lescano, C. H., de Oliveira, I. P., de Lima, F. F., Baldivia, D. S., (2018). Nutritional and
709 chemical characterizations of fruits obtained from *Syagrus romanzoffiana*, *Attaleadubia*,
710 *Attalea phalerata* and *Mauritia flexuosa*. *Journal of Food Measurement and*
711 *Characterization*, 12, 1284-1294.
- 712 Marinho, J. F. U., da Silva, M. P., Mazzocato, M. C., Tulini, F. L., & Favaro-Trindade, C. S.
713 (2019). Probiotic and Synbiotic Sorbets Produced with Jussara (*Euterpeedulis*) Pulp:
714 Evaluation Throughout the Storage Period and Effect of the Matrix on Probiotics Exposed to
715 Simulated Gastrointestinal Fluids. *Probiotics and Antimicrobial Proteins*, 11 (1), 264-272.
- 716 Milošević, T., Milošević, N., & Mladenović, J. (2016). Soluble solids, acidity, phenolic
717 content and antioxidant capacity of fruits and berries cultivated in Serbia. *Fruits*, 71 (4), 239-
718 248.
- 719 Montoya, S. G. et al. (2016). Fruit development, growth, and stored reserves in macauba palm
720 (*Acrocomia aculeata*) an alternative bioenergy crop. *Planta*, 244, 927-938.
- 721 Moreira, M. A. C., Payret Arrúa, M. E., Antunes, A. C., Fiuza, T. E. R., Costa, B. J., Weirich
722 Neto, P. H., & Antunes, S. R. M. (2013). Characterization of *Syagrus romanzoffiana* oil
723 aiming at biodiesel production. *Industrial Crops and Products*, 48, 57 - 60.
- 724 McGill, C. R., Fulgoni, V. L., & Devareddy, L. (2015). Ten-Year in Fiber and Whole Grain
725 Intakes and Food Sources for the United States Population: National Health and Nutrition
726 Examination Survey 2001 – 2010. *Nutrients*, 7 (2), 1119 – 1130.
- 727 Naghili, H., Tajik, H., Mardani, K., Razavi Rouhani, S. M., Ehsani, A., & Zare, P. (2013).
728 Validation of drop plate technique for bacterial enumeration by parametric and nonparametric
729 tests. *Veterinary Research Forum*, 4 (3), 179 – 183.

- 730 Nor, N. A. N. M., Abbasiliasi, S., Marikkar, M. N., Ariff, A., Amid, M., Lamasudin, D. U.,
731 Manap, M. Y., Mustafa, S. (2017). Defatted coconut residue crude polysaccharides as
732 potential prebiotics: study of their effects on proliferation and acidifying activity of probiotics
733 in vitro. *Journal Food Science Technology*, 54 (1), 164-173.
- 734 Oroian, M., & Escriche, I. (2015). Antioxidants: Characterization, natural sources, extraction
735 and analysis. *Food Research International*, 74, 10-36.
- 736 Osborne, D. R.; & Voogt, P. (1978). *The analysis of nutrient in foods*. London: Academic,
737 158.
- 738 Ozdal, T., Sela, D. A., Xiao, J., Boyacioglu, D., Chen, F., Capanoglu, E. (2016). The
739 reciprocal interactions between polyphenols and gut microbiota and effects on
740 bioaccessibility. *Nutrients*, 8 (78).
- 741 Pinheiro, A. C. M., Nunes, C. A., & Vietoris, V. (2013). SensoMaker: a tool for sensorial
742 characterization of food products. *Ciência e Agrotecnologia*, Lavras, 37 (3), 199-201.
- 743 Pomares-Viciano, T., Martínez-Valdivieso, D., Font, R., Gómez, P., Del Río-Celestino, M.
744 (2018). Characterisation and prediction carbohydrate content in zucchini fruit using near
745 infrared spectroscopy. *Journal Science Food Agriculture*, 98, 1703-1711.
- 746 Raybaudi-Massilia, R. M., Suárez, A. I., Francisco, A., & et al., (2015). An analysis in vitro
747 of the cytotoxic, antioxidante and antimicrobial activity aqueous and alcoholic extracts of
748 *Annona muricata* L. seed and pulp. *British Journal of Applied Science & Technology*, 5 (4),
749 333-341.
- 750 Río, J. C., Evaristo, A. B., Marques, G., & et al. (2016). Chemical composition and thermal
751 behavior of the pulp and kernel oils from macauba palm (*Acrocomia aculeata*) fruit.
752 *Industrial Crops and Products*, 84, 294-304.
- 753 Rocchetti, G., Senizza, A., Gallo, A., Lucini, L., Giuberti, G., & Patrone, V. (2019). In vitro
754 large intestine fermentation of gluten-free rice cookies containing alfalfa seed (*Medicago*
755 *sativa* L.) flour: A combined metagenomic/ metabolomic approach. *Food Research*, 20, 212-
756 321.
- 757 Rufino, M. Do S. M., Alves, R. E., Brito, E. S., Mancini Filho, J., Moreira, A. V. B. (2006).

- 758 Metodologia científica: determinação da atividade antioxidante total em frutas no Sistema β -
759 caroteno/ÁcidoLinoléico. (Comunicado Técnico, 126). Fortaleza - CE: *EMBRAPA*.
- 760 Rufino, M. Do S. M., Alves, R. E., Brito, E. S., Morais., S. M., Sampaio, C. G., Pérez-
761 Jiménez, J., Saura-Calixto, F. D. (2007a) Metodologia científica: determinação da atividade
762 antioxidante total em frutas pela captura do radical livre DPPH. (Comunicado Técnico, 127).
763 Fortaleza-CE: *EMBRAPA*.
- 764 Rufino, M. do S., Alves, R. E., Brito, E. S., Morais., S. M., Sampaio, C. G., Pérez-Jiménez, J.,
765 Saura-Calixto, F. D. (2007b). Metodologia Científica: Determinação da Atividade
766 Antioxidante Total em Frutas pela Captura do Radical Livre ABTS⁺. (Comunicado Técnico,
767 128). Fortaleza - CE: *EMBRAPA*.
- 768 Sadh, P. K., Duhan, S., & Duhan, J. S. (2018). Agro-industrial wastes and their utilization
769 using solid state fermentation: a review. *Bioresources and Bioprocessing*, 5 (1).
- 770 Santos, I. R. I., & Salomão, A. N. (2017). *In vitro* germination of zygotic embryos excised
771 from cryopreserved endocarps of queen palm (*Syagrus romanzoffiana* (Cham.) Glassman). In
772 *Vitro Cellular & Developmental Biology – Plant*, 53 (4), 418 – 424.
- 773 Sáyago-Ayerdi, S., & Zamora-Gasga, V. M., & Venema, K. (2019). Prebiotic effect of
774 predigested mango peel on gut microbiota assessed in a dynamic *in vitro* model of the human
775 colon (TIM-2). *Food Research International*, 118, 89 – 9.
- 776 Schiassi, M. C. E. V., Souza, V. R., Lago, A. M. T., Campos, L. G., & Queiroz, F. (2018).
777 Fruits from the Brazilian Cerrado region: Physico-chemical characterization, bioactive
778 compounds, antioxidant activities, and sensory evaluation. *Food Chemistry*, 245, 305- 311.
- 779 Silva, E. P., Siqueira, H. H., Damiani, C., & Vilas Boas, E. V. B. (2016). Physicochemical
780 and sensory characteristics of snack bars of jervá flour (*Syagrus romanzoffiana*). *Food*
781 *Science and Technology*, 36 (3), 421-425.
- 782 Silva, M. S., Ramos, C. L., González-Avila, M., Gschaedler, A., Arrizon, J., Schawn, R. F., &
783 Dias, D. R. (2017). Probiotic properties of *Weissella cibaria* and *Leuconostoc citreum* isolated
784 from tejuino – A typical Mexican beverage. *LWT – Food Science and Technology*, 86, 227-
785 232.

- 786 Souza, V. R., Pereira, P. A. P., Queiroz, F., Borges, S. V., & Carneiro, J. D. S. (2012).
787 Determination of bioactive compounds, antioxidant activity and chemical composition of
788 Cerrado Brazilian fruits. *Food Chemistry*, 134, 381-386.
- 789 Tsai, Y., Lin, T. L., Chang, C. J., Wu, T. R., Lai, W. F., Lu, C. C., Lai, H. C. (2019).
790 Probiotics, prebiotics and amelioration of diseases. *Journal of Biomedical Science*, 26 (3).
- 791 Vasco, C., Ruales, J., & Kamal-Eldin, A. (2008). Total phenolic compounds and antioxidant
792 capacities of major fruits from Ecuador. *Food Chemistry*, 111, 816-823.
- 793 Venkatesagowda, B., Ponugupaty, E., & Dekker, R. F. H., (2015). Solid-state fermentation of
794 coconut kernel-cake as substrate for the production of lipases by the coconut kernel-
795 associated fungus *Lasioidiplodia theobromae*VBE-1. *Annals of Microbiology*, 65, 129-142.
- 796 Whaterhouse, A. L. (2002). Polyphenolics: Determination of total phenolic. In: WROLSTAD,
797 R, E. *Current Protocols in Food Analytical Chemistry*. New York: John Wiley & amp; Sons.
798 Cap. p.1.1, 1.1.1 - 1.1.8.
- 799 World Health Organization. (2003). Diet, nutrition and the prevention of chronic diseases:
800 Report of a Joint WHO/FAO Expert Consultation. *World Health Organization*, 1 – 149.