

**INSTITUTO FEDERAL DE EDUCAÇÃO, CIÊNCIA E TECNOLOGIA DO SUL DE
MINAS GERAIS - IFSULDEMINAS**

Débora Piola Pereira

**EFEITO DA GERMINAÇÃO DE GRÃOS DE QUINOA (*Chenopodium quinoa*) NA
QUALIDADE NUTRICIONAL E CONCENTRAÇÃO DE ANTIOXIDANTES NOS
EXTRATOS AQUOSOS**

**Machado/MG
2020**

Débora Piola Pereira

**EFEITO DA GERMINAÇÃO DE GRÃOS DE QUINOA (*Chenopodium quinoa*) NA
QUALIDADE NUTRICIONAL E CONCENTRAÇÃO DE ANTIOXIDANTES NOS
EXTRATOS AQUOSOS**

Dissertação apresentada ao IFSULDEMINAS,
como parte das exigências do Programa de
Pós-Graduação *Stricto Sensu* em Ciência e
Tecnologia de Alimentos, para a obtenção do
título de Mestre.

Orientadora: Olga Luisa Tavano

**Machado/MG
2020**

P49e

Pereira, Débora Piola

Efeito da germinação de grãos de quinoa (*Chenopodium quinoa*) na qualidade nutricional e concentração de antioxidantes nos extratos aquosos / Débora Piola Pereira. – Machado: [s.n.], 2020.
39 p.

Orientadora: Prof^ª Dr^ª. Olga Luisa Tavano.

Dissertação (Mestrado) – Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Sul de Minas Gerais - Campus Machado.
Inclui bibliografia

1. Extrato aquoso. 2. Solubilização de componentes. 3. Tempo de germinação. I. Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Sul de Minas Gerais – Campus Machado. II. Título.

CDD: 664

Débora Piola Pereira

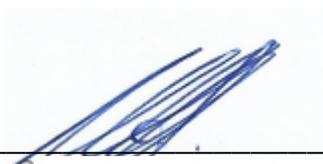
**EFEITO DA GERMINAÇÃO DE GRÃOS DE QUINOA (*Chenopodium quinoa*) NA
QUALIDADE NUTRICIONAL E CONCENTRAÇÃO DE ANTIOXIDANTES NOS
EXTRATOS AQUOSOS**

Dissertação apresentada ao IFSULDEMINAS,
como parte das exigências do Programa de
Pós-Graduação *Stricto Sensu* em Ciência e
Tecnologia de Alimentos, para a obtenção do
título de Mestre.

APROVADA em 28 de Dezembro de 2020.



Prof. Dra. Olga Luisa Tavano
UNIFAL-MG- *Campus* Alfenas



Prof. Dr. Sinézio Inácio da Silva Júnior
UNIFAL-MG- *Campus* Alfenas



Prof. Dra. Kátia Alves Campos
IFSULDEMINAS - *Campus* Machado

A Deus e à minha família.
DEDICO

AGRADECIMENTOS

A Deus em sua infinita bondade por me capacitar para esse desafio. A Nossa Senhora, que me socorreu em todas as horas difíceis.

Agradeço a minha orientadora Olga pelos ensinamentos durante a pesquisa, pela paciência e persistência para me tornar mestre.

Agradeço a professora Kátia Alves Campos, pelo apoio incondicional, pelo incentivo em continuar, pelas horas de ensinamento, paciência e apoio, minha eterna gratidão.

Agradeço a todos os meus amigos de curso, grandes companheiros de jornada. Em especial a Clara Gonçalves de Pontes, pelo apoio durante a elaboração do projeto.

A minha mãe, minha grande apoiadora, aos meus irmãos, obrigada por me fazerem acreditar em minha capacidade.

Ao meu namorado pelo cuidado, colaboração e paciência em tempos de ausência.

A minha coordenadora, Vera, por acreditar em mim e fazer o possível e o impossível para que o mestrado fosse realidade em minha vida profissional.

Enfim a todos que de algum modo me ajudaram nessa trajetória.

Apesar dos nossos defeitos, precisamos enxergar que somos pérolas únicas no teatro da vida e entender que não existem pessoas de sucesso ou pessoas fracassadas. O que existe são pessoas que lutam pelos seus sonhos ou desistem deles.

(Augusto Cury)

RESUMO

A busca por bebidas à base de vegetais aumentou com a procura por alimentação saudável. A quinoa (*Chenopodium quinoa wild*) é rica em amido e níveis altos de proteínas comparadas aos cereais. As mudanças ocorridas com a germinação dos grãos podem trazer benefícios à saúde, pela ação de enzimas autócrinas. O objetivo do trabalho foi analisar as alterações nos extratos aquosos de grãos de quinoa de colorações branca, vermelha e preta, provocadas pela germinação, especialmente considerando-se suas características proteicas. Os grãos das quinuas foram analisados quanto as suas composições (análise centesimal), observando que as três colorações apresentavam composições similares em umidade, cinzas e lipídeos, havendo diferenças nas composições de proteínas. Para a germinação, os grãos foram higienizados com hipoclorito de sódio 0,07%, depois imersos em água destilada, por 90 minutos, peneirados e deixados para germinação nos tempos, 90, 210, 330 e 450 minutos, pesados de tempo em tempo. As águas de remolho dos grãos foram analisadas para perdas em meio aquoso de fenólicos totais, proteínas e açúcares redutores. Constatou-se que não houve perdas significativas entre as colorações dos grãos para fenólicos e proteínas, e foram significativas as diferenças para a quantidade de açúcares redutores liberados em maior quantidade pelos grãos brancos (4,9%), seguidos dos grãos vermelhos (2,3%) e grãos pretos (1,8%). Os grãos continuaram absorvendo água gradativamente, apresentando estabilização de ganho de peso aos 330 minutos. Utilizando os grãos germinados nos tempos (minutos), 0 (após lavagem), 90 (após imersão em água) e 330 (após estabilização), foram elaborados extratos aquosos na concentração 1:10, triturados por 20 segundos, centrifugados e retirados os sobrenadantes para análises de solubilização de grupos alfa-amino, antioxidantes e proteínas. Percebe-se que a liberação de alfa-amino grupos aumenta conforme o tempo de germinação, sendo maior em 330 minutos (116,5 n.mol/L) e os grãos pretos disponibilizam mais alfa-amino do que os demais. Os valores de antioxidantes foram maiores para os grãos vermelhos (49%), não havendo mudança em relação aos tempos. As proteínas foram detectadas em maior quantidade em 330 minutos (0,83%), não encontrando diferenças entre as cores. Conclui-se que os grãos de quinuas nas três colorações se assemelham em composição, na hidratação não perdem significativamente componentes e na germinação se comportam diferente entre as três cores e os tempos, sugerindo o uso em conjunto dos extratos das três colorações para maiores benefícios à saúde.

Palavras-chave: Tempo de germinação, solubilização de componentes e extrato aquoso.

ABSTRACT

The search for vegetable-based drinks increased with the demand for healthy food. Quinoa (*Chenopodium quinoa wild*) is rich in starch and high levels of protein compared to cereals. The changes that occurred with the germination of grains can bring health benefits, due to the action of autocrine enzymes. The objective of the work was to analyze the changes in aqueous extracts of white, red and black colored quinoa grains, caused by germination, especially considering their protein characteristics. The quinoa grains were analyzed for their compositions (centesimal analysis), noting that the three colors had similar compositions in moisture, ash and lipids, with differences in protein compositions. For germination, the grains were cleaned with 0.07% sodium hypochlorite, then immersed in distilled water for 90 minutes, sieved and left for germination at 90, 210, 330 and 450 minutes, weighed from time to time. Grain soaking waters were analyzed for losses in aqueous medium of total phenolics, proteins and reducing sugars. It was found that there were no significant losses between the colorations of the grains for phenolics and proteins, and the differences were significant for the amount of reducing sugars released in greater quantity by the white grains (4.9%), followed by the red grains (2, 3%) and black grains (1.8%). The grains continued to absorb water gradually, showing weight gain stabilization at 330 minutes. Using the germinated grains in the times (minutes), 0 (after washing), 90 (after immersion in water) and 330 (after stabilization), aqueous extracts were prepared in 1:10 concentration, crushed for 20 seconds, centrifuged and the supernatants removed for analysis of solubilization of alpha-amino groups, antioxidants and proteins. It is noticed that the release of alpha-amino groups increases according to the germination time, being greater in 330 minutes (116.5 n.mol / L) and the black grains provide more alpha-amino than the others. The antioxidant values were higher for red grains (49%), with no change in relation to the times. Proteins were detected in greater amounts in 330 minutes (0.83%), with no differences between colors. It is concluded that the quinoa grains in the three colors are similar in composition, in hydration they do not significantly lose components and in germination they behave differently between the three colors and the times, suggesting the use together of extracts of the three colors for greater benefits to health.

Keywords: Germination time, component solubilization and aqueous extract.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Grãos das quinoas vermelhas e pretas antes da seleção manual, evidenciando a mistura de grãos de outras cores.	22
Figura 2. Processo de hidratação e germinação grãos em diferentes tempos*	28
Figura 3. Percentual de umidade dos grãos de quinoas, nas três colorações estudadas, em diferentes tempos de germinação, iniciadas após 90 minutos de imersão em água.	28
Figura 4. Extratos elaborados a partir de grãos germinados de quinoas em três colorações, com depósito de material sólido após trituração.....	29
Figura 5. Liberação de alfa-amino grupos pelos grãos de quinoas germinados em diferentes tempos*.....	30
Figura 6. Total de proteínas em 10g de sólidos totais de grãos de quinoas de diferentes tegumentos em 100 ml de extratos aquosos*.	31
Figura 7. Percentual de solubilização de proteínas de grãos de quinoas de diferentes tegumentos em extratos aquosos produzidos a partir de grãos germinados em diferentes tempos de germinação*.....	32
Figura 8. Atividade antioxidante de extratos aquosos de grãos de quinoas de diferentes tegumentos considerando-se extratos produzidos a partir de grãos germinados em diferentes tempos de germinação*.....	33

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Composições centesimais* dos grãos de quinoa branca, vermelha e preta expressos em base úmida.	26
Tabela 2. Composições centesimais* dos grãos de quinoa branca, vermelha e preta expressos em base seca.	26
Tabela 3. Composições centesimais* dos grãos de quinoa branca, comparada com dados literários.	27
Tabela 4. Compostos fenólicos, proteínas e açúcares redutores presentes na água de remolho dos grãos de quinoas brancas, vermelhas e pretas em fase de hidratação após 90 minutos.	29
Tabela 5. Liberações de compostos pesquisados no extrato aquoso de grãos germinados em relação às cores das quinoas utilizadas.	33
Tabela 6. Liberações de compostos pesquisados no extrato aquoso de grãos germinados em relação aos tempos de germinação.	34

SUMÁRIO

CAPÍTULO 1	8
1. INTRODUÇÃO	8
2. REVISÃO DE LITERATURA	10
2.1 Quinoa (<i>Chenopodium quinoa Willd</i>)	10
2.2 Proteínas como compostos bioativos e antioxidantes	12
2.3 Extrato aquoso de grãos de quinoa	13
2.4 Germinação de grãos	14
3. REFERÊNCIAS	16
CAPÍTULO 2	21
1 INTRODUÇÃO	21
2 MATERIAL E MÉTODOS	22
2.1 Material	22
2.2 Métodos	22
2.2.1 Preparo das amostras	22
2.2.2 Composição centesimal dos grãos de quinoa	22
2.2.3 Hidratação e germinação	23
2.2. 5 Elaboração de extratos	24
A) Determinação de alfa-amino grupos	24
B) Determinação de atividade antioxidante abts	25
2.2. 6 Análise estatística	25
3. RESULTADOS E DISCUSSÃO	26
4. CONCLUSÃO	36
5. REFERÊNCIAS	37

CAPÍTULO 1

1. INTRODUÇÃO

Produzida em vários países da América do Sul, principalmente no Peru, Bolívia e Equador, a quinoa possui papel tradicional na cultura destes países, sendo esses responsáveis por cerca de 80% da produção mundial de quinoa (FAO, 2014).

Assemelha-se aos cereais tradicionais, porém por apresentar grande quantidade de proteínas e maior equilíbrio de aminoácidos essenciais, chega a ser comparada com a caseína (SPEHAR; SOUZA, 1993). O mercado de produtos saudáveis consome e demanda cada vez mais deste grão por sua composição de alta qualidade, em virtude do seu alto valor nutricional e por ser um alimento livre de glúten. Por isso, o interesse pela quinoa tem crescido exponencialmente nos últimos anos (ALVAREZJUBETE; ARENDT; ALLAGHER, 2010).

A incidência de reações adversas a alimentos na população brasileira vem se tornando, por sua frequência crescente, um problema de saúde pública. Essas reações são caracterizadas por sensibilidades ao consumo de determinados alimentos, ou ingredientes, ou ainda, a componentes estruturais de um alimento. (SOLÉ, *et al.*, 2008; MAHONEY, *et al.*, 2011).

Com o crescente aumento na prevalência de reações adversas a alimentos e a presença de produtos com leite ou soja na sua composição, que são potencialmente alergênicos, fazem-se necessárias alternativas a esses, como, por exemplo, as bebidas vegetais de aveia, quinoa, amêndoas e arroz (ADHIKARI *et al.*, 2010; DRUNKLER, 2010; JUNIOR, *et al.*, 2010).

As bebidas vegetais têm sido utilizadas não somente por causa das alergias vinculadas a certos alimentos, mas, também, por questões de funcionalidade nutricional. Nos últimos anos, a população vem procurando alimentos que conferem, além de suas funções básicas, efeitos benéficos à saúde (JAEKEL; RODRIQUES; SILVA, 2010).

A germinação é um processo biológico natural em que as sementes saem de seu estágio de latência, e determinadas mudanças podem ocorrer, as quais podem variar dependendo do tipo do vegetal, da variedade da semente e das condições da germinação (SANGRONIS; MACHADO, 2007). Dentre essas modificações a germinação reduz o teor de antinutricionais dos grãos pelo aumento da atividade das enzimas naturais do grão. Ocorre aumento da biodisponibilidade de peptídeos, minerais e vitaminas (TRUGO *et al.*, 2000), podendo essas apresentarem funções antioxidantes, como os flavonoides e ácidos fenólicos (PEREIRA *et al.*, 2009). Outros compostos, como peptídeos, também são reconhecidos por

exercer função antioxidante (CAROCHO; FERREIRA, 2013), absorvidos intactos pelo trato gastrointestinal saudável, exercendo seus efeitos fisiológicos após absorção pelo intestino delgado (KITTS; WEILER, 2003).

Portanto, a germinação do grão se torna um processo importante de beneficiamento do grão em questão nutricional e de biodisponibilidade de agentes que exercem função de proteção e manutenção do organismo (MONTEIRO *et al.*, 2004).

Diante do exposto, o objetivo do trabalho foi analisar as alterações nos extratos aquosos de grãos de quinoa de colorações branca, vermelha e preta, provocadas pela germinação, especialmente considerando-se suas características proteicas.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Quinoa (*Chenopodium quinoa Willd*)

A quinoa (*Chenopodium quinoa Willd.*) é uma Chenopodiaceae oriunda dos Andes, onde tem sido cultivada há milhares de anos (BHARGAVA; SHUKLA; OHRI 2006), atualmente existem muitas variedades de cores dos grãos, desde preto, marrom, roxo, violeta e branca. Este grão vegetal é considerado componente potencial para o uso na alimentação humana, devido a sua qualidade nutricional, vem despertando a atenção de pesquisadores em várias partes do mundo.

Assim como o amaranto, é uma dicotiledônea, do ponto de vista botânico, também grãos considerados ricos em amidos e, portanto, são geralmente chamados de “pseudocereais”, sendo muito associados aos cereais, em especial quando utilizados como seus substitutos, como por exemplo, trigo e arroz (SCHOENLECHNER *et al.*, 2008; SPEHAR; SANTOS, 2005).

Além de pesquisas, a quinoa vem sendo destaque no âmbito industrial, apesar do seu alto custo, visto que suas características nutricionais superam a de outros cereais e leguminosas e é aparentemente viável para substituições ao leite de vaca. As proteínas desses grãos são de alto valor biológico, comparados aos da caseína do leite de vaca, e seus lipídios se assemelham aos dos óleos vegetais de boa qualidade, além de conterem todos os aminoácidos essenciais em sua composição. Por essas razões, de acordo com a Organização Mundial de Saúde (OMS), a quinoa é considerada um alimento ideal (BORGES *et al.*, 2010).

O carboidrato é o maior constituinte da quinoa, em forma de amido, representando mais que 58% dos componentes das sementes (RANHOTRA *et al.*, 1993). Também possui alto teor proteico (de 14 a 16 %, dependendo da variedade do grão) em comparação com a maioria dos cereais, seu elevado teor em metionina e cisteína faz da quinoa um bom complemento para leguminosas, que se limitam a esses aminoácidos (MAZZA.; GUZMÁN-MALDONADO; PAREDES-LÓPEZ, 1998; WOOD, 1985).

A glicose, frutose e sacarose (açúcares livres) chegam a 6,2% e as fibras totais 7,8% do grão. Possui ainda lipídeos de alta qualidade, na média de 5,6%, com predomínio de ácidos graxos insaturados, como ácidos oleico (ω 9), linolênico (ω 3) e linoleico (ω 6) (ANDO *et al.*, 2002; ROMO *et al.*, 2006).

A quinoa também é fonte de ferro, com biodisponibilidade maior que a do sulfato

ferroso (KOZIOL, 1990). Por essa característica, a quinoa pode ser também considerada como um alimento funcional (SPEHAR, 2006).

De acordo com Ruales e Nair (1992), pode-se afirmar que o perfil de aminoácido da quinoa é muito superior aos outros cereais; sendo rica em aminoácidos sulfurados e no aminoácido lisina, metionina, triptofano, valina e treonina, ao contrário das proteínas dos cereais, que são deficientes em lisina (FERREIRA; BORGHETTI, 2004).

Também possui quantidades elevadas de vitaminas como riboflavina, niacina, tiamina, B6, e minerais como magnésio, zinco, cobre, ferro, manganês e potássio (BORGES *et al.*, 2003).

Por ser livre de glúten, é muito consumida por pacientes celíacos – pessoas com alergia ao glúten. Característica essa, que impulsionou a expansão da indústria da quinoa (SPEHAR; SANTOS, 2007).

Destaca-se também por sua capacidade de desenvolver-se sob condições difíceis, com modificações de umidade, solo e altitude (SOUZA, SPEHAR, SANTOS, 2004).

Na sua utilização os grãos podem ser cozidos como o arroz, incorporados a sopas e ainda usados para fazer farinha, vitaminas, flocos e álcool (BHARGAVA *et al.*, 2006). Nas farinhas, podem ser misturados a outros cereais para adicionar valor nutricional (BEAN; FELLERS, 1982).

A quinoa possui saponinas, essas no estudo feito por Cheeke (2002) mostrou-se útil como aditivo pela indústria de alimentos e rações, importantes na redução dos níveis de colesterol no sangue, além de contribuir na prevenção de algumas doenças de articulação em cavalos e eliminar vermes e protozoários do trato digestivo de animais domésticos (OAKENFULL; SIDHU, 1990).

É utilizada ainda na preparação de shampoos, sabões, detergentes, cervejas, extintores de incêndio, fotografias, cosméticos e na indústria de medicamentos (JOHNSON; WARD, 1993). Ela tem a capacidade de induzir mudanças na permeabilidade intestinal, maximizando a absorção de algumas drogas. O amido da quinoa é adequado para emulsões de produtos alimentícios. De acordo com a National Aeronautics and Space Administration (NASA), a quinoa é um cultivo de alto potencial para a remoção do dióxido de carbono da atmosfera e para produzir comida, oxigênio e água para a tripulação de missões espaciais longas (BHARGAVA *et al.*, 2006).

2.2 Proteínas como compostos bioativos e antioxidantes

As proteínas são macromoléculas biológicas formadas por pelo menos cem aminoácidos, unidades que as constituem. Os aminoácidos são moléculas formadas por um carbono que se liga pelo menos a um grupo amina e a um grupo carboxila. A quarta ligação do carbono é a responsável por definir esse aminoácido. Quando dois aminoácidos se ligam covalentemente e há liberação de uma molécula de água, um peptídeo é formado (LEHNINGER; NELSON; COX, 2002).

As proteínas são abundantes e com grande diversidade de funções nos sistemas, dentre elas reparação e nutrição dos músculos e reconstrução de tecidos, promovendo o seu crescimento (NETO; VANDESMET, 2016). Nos alimentos vem ganhando destaque, devido à rápida expansão do conhecimento sobre peptídeos fisiologicamente ativos. Este conhecimento vem estimulando o interesse em identificar e caracterizar peptídeos bioativos a partir de fontes vegetais e animais (SARMADI; ISMAIL, 2010).

Os peptídeos bioativos são geralmente de baixa massa molecular, derivados de proteínas podem exercer atividades biológicas, além do valor nutricional. Quando administrados oralmente, como parte da dieta, os peptídeos bioativos podem atingir os principais sistemas do corpo (KORHONEN, 2009; CHAKRABARTI; JAHANDIDEH; WU, 2014).

Esses peptídeos são facilmente absorvidos pela parede do intestino, e realizam diversas formas de atividade, como antioxidante, moduladora do sistema imunológico e anticarcinogênica (MEIJA; LUMEN, 2006).

Os peptídeos biologicamente ativos podem ser gerados a partir de proteínas precursoras de várias maneiras, incluindo hidrólise enzimática (SARMADI; ISMAIL, 2010).

Em comparação com proteínas intactas, peptídeos têm a vantagem de que, eles podem ser absorvidos no intestino humano, penetrar e atuar diretamente na célula. Peptídeos bioativos têm demonstrado seu potencial de interferência positiva no metabolismo humano, tanto em um eixo curativo quanto preventivo de diferentes aspectos metabólicos que podem estar direta ou indiretamente ligados à expectativa de vida (BHANDARI *et al.*, 2019; CHALAMAIAHA *et al.*, 2019).

Os radicais livres são altamente reativos, instáveis e possuem vida curta. A formação destas moléculas ocorre naturalmente no organismo de todos os seres vivos, devido à

exposição ao oxigênio molecular. Os efeitos dos prejuízos causados pelo oxigênio variam de acordo com o organismo estudado, idade, estado fisiológico e dieta (SANTOS; CRUZ, 2001).

Antioxidantes são definidos como substâncias que, quando presentes em baixas concentrações em relação ao substrato oxidável, são capazes de inibir ou retardar substancialmente a oxidação daquele substrato, sendo diferentes de espécie para espécie, a presença da defesa antioxidante é universal em seres vivos (OLIVEIRA, 2011; NIMSE; PAL, 2015).

A formação de radicais livres acontece por meio dos processos respiratórios e diversas reações oxidativas que ocorrem nas células aeróbicas, acelerando o processo de envelhecimento, provocando danos ao organismo e contribuindo para o surgimento de muitas doenças, tais como: inflamações, tumores malignos, mal de Alzheimer e doenças cardiovasculares (SIKORA *et al.*, 2008).

Os mecanismos de ação antioxidante envolvem: eliminar a formação de espécies reativas, tanto pela inibição enzimática quanto por neutralizar elementos envolvidos na produção de radicais livres; eliminar espécies reativas de oxigênio; e manter o mecanismo antioxidante de defesa regulado e protegido (HALLIWELL; GUTTERIDGE, 1999).

Peptídeos podem ter essa atividade antioxidante. Embora o mecanismo exato para esta função não seja claro, sugere-se que sua ação é devido aos mecanismos diferentes, que podem neutralizar o efeito deletério do excesso de radicais livres, e produzir efeitos negativos, tais como danos em proteínas e membranas celulares ou mutações de DNA (TAVANO *et al.*, 2018; NWACHUKWU; ALUKO, 2019).

2.3 Extrato aquoso de grãos de quinoa

Carvalho *et al.* (2011) definem extrato hidrossolúveis como sendo bebidas de origem vegetal, que possuam algum apelo comercial e nutricional, quanto aos aspectos de saúde, também com ausência de gorduras animais e elevados teores de minerais.

Os vegetais são promissores na elaboração de alimentos funcionais, pois além de poderem ser utilizados para bebidas através do extrato hidrossolúvel (COSTA, 2015), a utilização de extratos vegetais em substituição ao leite de vaca vem ganhando projeções consideráveis em razão de seus benefícios naturais, tais como ausência de colesterol e a presença de compostos bioativos. Mesmo que a preferência nacional ainda seja pelo leite, o consumo de produtos elaborados à base de extratos vegetais vem ganhando espaço (PEREIRA *et al.*, 2009).

A forma de processamento dos extratos vegetais se dá de acordo com a matéria-prima, (PEREIRA *et al.*, 2009), sendo aplicado na indústria de alimentos, podendo ser utilizados no processamento de sorvetes, cremes, iogurtes e como matéria-prima na elaboração de bebidas sendo fermentadas ou não, a adição de frutas ou sucos de frutas a essas bebidas aumentam a sua aceitabilidade, influenciando o seu consumo (SILVA *et al.*, 2007).

Em decorrência da deficiência da lactase, enzima responsável pela digestão da proteína do leite lactose, aproximadamente 37 milhões de brasileiros apresentem intolerância e sintomas desagradáveis ao ingerir alimentos contendo lactose (PEREIRA FILHO; FURLAN, 2004). Dentre as alergias, alimentos e bebidas à base de soja possuem alta incidência a alergia alimentar por possuir 15 proteínas que podem causar esse problema nutricional (JUNIOR *et al.*, 2010). Portanto há crescente procura por extratos vegetais não só em função de seus benefícios nutricionais e funcionais, mas também em razão de sua contribuição nos casos que impedem o indivíduo de consumir outros produtos.

Na Ásia, há muito tempo se desenvolvem métodos para obtenção de substitutos a partir de oleaginosas como suplementos de alimento infantil. Na tentativa de se sobrepor a esses desafios que a população vem enfrentando, surgiram as bebidas que utilizam nas suas composições leguminosas, oleaginosas ou cereais, destacando o uso de quinoa, soja, amêndoas, castanha do Brasil, arroz, aveia, coco, dentre outros.

Atualmente, é possível encontrar bebidas vegetais comercializadas industrialmente em hipermercados, lojas de produtos naturais e restaurantes vegetarianos, revelando a crescente procura por opções saudáveis e benefícios nutricionais.

2.4 Germinação de grãos

A germinação é um processo biológico natural em que as sementes deixam de estar em seu estágio de latência, em condições necessárias para o crescimento e desenvolvimento, tais como umidade, temperatura e nutrientes, dentre outros fatores são ofertados. Durante a germinação, determinadas mudanças podem ocorrer, as quais podem variar dependendo do tipo do vegetal, da variedade da semente e das condições da germinação (SANGRONIS; MACHADO, 2007).

O estado de transição do grão de dormência para metabolismo ativo ocorre por meio das enzimas hidrolíticas endógenas e a ativação de hormônios. Enzimas hidrolíticas iniciam a degradação de macromoléculas de armazenamento como carboidratos, proteínas e lipídios

para gerar os produtos necessários para o desenvolvimento e crescimento da planta. (BEWLEY; BLACK, 1997; CASTRO 2020).

Para o grão a germinação parece ser um processo importante de melhora nutricional, este fenômeno eleva seu valor nutritivo em virtude da melhoria da digestibilidade proteica e do valor do quociente de eficiência proteica (RIBEIRO, 2006); promovendo a redução dos fatores antinutricionais presentes, tais como inibidores proteolíticos e lecitinas, provocando a hidrólise de oligossacarídeos, os quais são causadores de flatulência (CREDE *et al.*, 2004); reduzindo também o teor de fitatos, pelo aumento da atividade da enzima fitase (VILAS BOAS; BARCELOS; LIMA, 2002).

A hidratação tem sido entendida como um processo físico diretamente relacionado com as características de permeabilidade do pericarpo e as propriedades dos coloides constituintes dos grãos (BEWLEY; BLACK, 1997). A difusão de água em grãos ocorre por gradiente de concentração de água entre a superfície e o interior do produto (força motriz). Durante a hidratação alterações físico-químicas ocorrem em paralelo com a difusão de água nos grãos sendo observadas alterações na composição química e na estrutura física do grão (OMOTO *et al.*, 2009).

Devido à hidratação algumas perdas podem ser consideradas, como a perda de fenólicos totais, proteínas e açúcares redutores. Os fenólicos são compostos bioquímicos com efeitos antioxidantes e inibitórios de enzimas sendo importante em alimentos para evitar a formação de radicais livres e oxidação lipídica (ZHENG; WANG, 2001).

Existem grupos de proteínas que sentem afinidade pela água e ao hidratar o grão podem se ligar a molécula de água externa, saindo assim da estrutura do grão (KOO; SUHAILA, 2001).

Os açúcares redutores são estruturas presentes no interior dos grãos ricos em amido e são facilmente carregados pela lavagem dos grãos com água e outros solventes. A perda desse componente significa perder amido da estrutura primária do grão (KAUR *et al.* 2012).

Por outro lado, a quinoa não consegue manter a germinação por longos períodos. A perda de viabilidade ocorre principalmente pela alta porosidade na camada externa da semente, proporcionando a rápida troca de umidade com o ambiente, indicando que o grão da quinoa germina em pouco tempo (SPEHAR *et al.*, 2007).

3. REFERÊNCIAS

- ADHIKARI, K.; DOOLEY, L.M.; CHAMBERS IV, E.; BHUMIRATANA, N. Características sensoriais dos leites comerciais sem lactose fabricados nos Estados Unidos. **Journal –LWT Food, Science and Technology**. v. 43, p. 113-118, 2010.
- ALVAREZ-JUBETE, L.; ARENDT, E.K.; GALLAGHER, E. Valor nutritivo dos pseudocereais e sua crescente utilização como ingredientes funcionais sem glúten. **Food Science and Technology**, v. 21, n. 2, p. 106-113, 2010.
- ALVES, C. Q.; DAVID, J. M.; DAVID, J. P.; BAHIA, M. V. Métodos para determinação de atividade antioxidante in vitro em substratos orgânicos. **Química Nova**, v. 33, n. 10, p. 2202–2210, 2010.
- BHANDARI, D., RAFIQ, S., GAT, Y., GAT, P., WAGHMARE, R. Uma revisão sobre peptídeos bioativos: funções fisiológicas, biodisponibilidade e segurança. **Journal International of Peptides Research and Therapeutics 3**: 1-12, 2019.
- BHARGAVA, A.; SHUKLA, S.; OHRI, D. Chenopodium quinoa - uma perspectiva indiana. **Produtos de Colheitas Industriais**, v. 23, p.73–87, 2006.
- BEAN, M. M., FELLERS, D.A. Pães compostos de farinha na Bolívia: aspectos técnicos. **Anais do 7º Congresso Mundial de Cereais e Pão**, Prague, p. 859-864, 1982.
- BEWLEY, J. D. J.; BLACK, M. Sementes: Fisiologia do desenvolvimento e germinação. **Nova York: Plenum Press**. 367p. 1985.
- BORGES, J. T. B., *et al.* Características Físico-Químicas, Nutricionais e Formas de Consumo da Quinoa (*Chenopodium quinoa Willd.*). **Temas Agrários**. v. 15, n. 1, p. 9-13, 2010.
- BORGES, J. T. S., *et al.* Propriedades de cozimento e caracterização físico-química de macarrão pré-cozido à base de farinha integral de quinoa (*Chenopodium quinoa, Willd.*) e de farinha de arroz (*Oryza sativa*) polido por extrusão termoplástica. **B. CEPPA**, v. 21, n. 2, p. 303-322, 2003.
- CAROCHO, M.; FERREIRA, I. C. F. R. Uma revisão sobre antioxidantes, pró-oxidantes e controvérsias relacionadas: compostos naturais e sintéticos, metodologias de rastreamento e análise e perspectivas futuras. **Food Chemistry Toxicol.**, v. 51, p. 15–25, 2013.
- CARVALHO, W.T.; REIS, R.C.; VELASCO, P.; SOARES JÚNIOR, M.S.; BASSINELO, P.Z.; CALIARI, M. Características físico-químicas de extratos de arroz integral, quirera de arroz e soja. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, Goiânia, v. 41, n. 3, p. 422-429, 2011.
- CHAKRABARTI, S.; JAHANDIDEH, F.; WU, J. Peptídeos bioativos derivados de alimentos na inflamação e estresse oxidativo. **International BioMed Research**, Article ID 608979, 2014.

CHALAMAIAHA, M., ULUG, SK., HONG, H., WU, J. Requisitos regulatórios de peptídeos bioativos (hidrolisados de proteínas) de proteínas alimentares. **Journal Food Functional**, 58: 123-129, 2019.

CHEEKE, P. R. Aplicação e potencial de *Yuccas childi* geraand *Quillaja saponária*, saponinas na nutrição humana e animal. In: Simpósio sobre ingredientes na alimentação animal, Uberlândia. **Anais**. Campinas, SP: Colégio Brasileiro de Nutrição Animal, p.127-131. 2002.

COSTA, K. K. F. D. **Influência do amido de milho ceroso na estabilidade de extratos de arroz e ou soja fermentados**. Dissertação (Mestrado em Ciência e Tecnologia de Alimentos). Escola de Agronomia, Universidade Federal de Goiás, Goiânia, 2015.

CREDE, R. G. *et al.* Germinometria de grãos de milho (*Zea mays*) e soja (*Glycine max*) tratados por radiação ionizante. **Archives of the Institute of Biological**, v. 71 (Supl.), p. 1-49, 2004.

DRUNKLER, D. A.; FANNA, L. O.; NETO, G. K. Alergia ao Leite de Vaca e Possíveis Substitutos Dietéticos. **Revista Instituto de Laticionios Cândido Tostes**. n. 374, 65, 3:16, 2010.

FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION (FAO) **Tendências e perspectivas de comercio internacional de Quinoa**. Santiago: Aladi, p. 46. 2014.

FERREIRA, A. G.; BORGHETTI, F. (Org) Germinação: do básico ao aplicado. Porto Alegre: **Artmed**, 2004.

HALLIWELL, B.; GUTTERIDGE, J. M. C. **Free Radicals in Biology and Medicine**. 3. ed. Oxford University Press: Oxford, 936 p, 1999.

JAEKEL, L. Z.; RODRIQUES, R. S.; SILVA, A. P. Avaliação Físico-Química e Sensorial de Bebidas com Diferentes Proporções de Extratos de Soja e de Arroz. **Ciências Tecnologia de Alimentos**. v. 30, n. 2, p. 342-348, 2010.

JUNIOR, M. S. S., BASSINELLO, P. Z., CALIARI, M., VELASCO, P., REIS, R.C., CARVALHO, W.T. Bebidas saborizadas obtidas de extratos de quirera de arroz, arroz integral e soja. **Ciência e Agrotecnologia**. Lavras. v. 34, n. 2, p. 407-413, 2010.

KAUR, B.; ARIFLIN, F.; BHAT, R. KARIM, A. A. Progresso na modificação do amido na última década. **Hydrocolloid Foods**, London, v. 26, n. 2, p. 398-404, 2012.

KITTS. D. D.; WEILER. K. Proteínas e peptídeos bioativos de fontes alimentares. Aplicações de bioprocessos usados em isolamento e recuperação. **Fator de Imapcto do Projeto Farmacêutico Atual**. 9, 1309–1323, 2003.

KORHONEN, H. Peptídeos bioativos derivados do leite: da ciência às aplicações. **Journal Food Functional**. v. 1, p. 177-187. 2009.

KOO, H.M.; SUHAILA, M. Conteúdo de flavonóides (miricetina, quercetina, caempferol, luteolina e apigenina) em plantas tropicais comestíveis. **Jornal Agrícola de Pesquisa de Alimentos**. Chicago: v.49, n. 6, p. 3106-3112, 2001.

KOZIOL, Composición química. In: WAHLI, C. Quinoa para seu cultivo comercial. **Quito, Equador: Latinreco**, p. 137-159, 1990.

LEHNINGER, A.L.; NELSON, D.L.; COX, M.M. **Princípios de bioquímica**. 3.ed. São Paulo: Sarvier, 975p. 2002.

MAHONEY, E. J., *et al.* Alergia Alimentar em Adultos e Crianças. **Clínicas Otorrinolaringológicas da América do Norte**. v 44, 815–833, 2011.

MEIJA, E.; LUMEN, B.O. Peptídeos bioativos de soja: um novo horizonte na prevenção de doenças crônicas. **Sexualidade, Reprodução e Menopausa**, v. 4, n. 2, 2006.

MONTEIRO, M. R. P. *et al.* Qualidade protéica de linhagens de soja com ausência do Inibidor de Tripsina Kunitz e das isoenzimas Lipoxigenases. **Revista de Nutrição**, v. 17, n. 2, p. 195-205, 2004.

NETO, J. T. S.; VANDESMET, L. C. S. **A importância da proteína no exercício físico: uma revisão literária**. Encontro de Extensão, Docência e Iniciação Científica (EEDIC), 12, 2016.

NIMSE, S. B.; PAL, D. Radicais livres, antioxidantes naturais e seus mecanismos de reação. **Sociedade Real de Química Avançada**, v. 5, p. 27986–28006, 2015.

NONOGAKI, M.; NONOGAKI, H. Germination. In: **Encyclopedia of Applied Plant Sciences**. [s.l.] Elsevier, 509–512, 2017.

NWACHUKWU. I. D, ALUKO. R. E. Propriedades estruturais e funcionais de peptídeos antioxidantes derivados de proteínas de alimentos. **Jornal de Bioquímica de Alimentos**, 43(1): 1-13, 2019.

OAKENFULL, D., SIDHU, G.S. As saponinas podem ser um tratamento útil para a hipercolesterolemia. **Jornal Europeu de Clínica Nutricional**., v.44, p.79-88, 1990.

OLIVEIRA, C. F. Estudo da hidrólise da proteína de soja utilizando proteases de *Chryseobacterium sp.* para o uso como antioxidante em alimentos. **Dissertação de mestrado**, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2011.

OMOTO, E. S.; ANDRADE, C. M. G.; JORGE, R. M. M.; COUTINHO, M. R.; PARAÍSO, P. R.; JORGE, L. M. DE M. Modelagem matemática e análise da hidratação de grãos de ervilha. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v.29, p.12-18, 2009.

PEREIRA, A. L. F.; VIDAL, T. F.; CONSTANT, P. B. L. Antioxidantes alimentares: importância química e biológica. **Nutrire**, v. 34, n. 3, p. 231–247, 2009.

PEREIRA, M. O.; BAMPI, M.; RODRIGUES, F.T.; SANTA, O. R. D.; SANTA, H. S. D.; RIGO, M. Elaboração de uma bebida probiótica fermentada a partir de extrato hidrossolúvel de soja com sabor de frutas. **Revista Ambiência**, Guarapuava, v. 5, n. 3, p. 475-487, set./dez. 2009.

RIBEIRO, M. L. L. **Teor de isoflavonas e atividade de β -glucosidase em grãos de soja germinada e de diferentes grupos de maturação. Purificação e caracterização bioquímica parcial da β -glucosidase.** Londrina, 2006.

ROSEIRA, G. B.; CASTRO, R. J. S. Germinação de grãos: uma revisão sistemática de como os processos bioquímicos envolvidos afetam o conteúdo e o perfil de compostos fenólicos e suas propriedades antioxidantes. **Brazilian Journal of Natural Sciences.**, v.3, n. 1, p. 287 – 300, março 2020.

RUALES, J.; NAIR, B. M. Qualidade nutricional da proteína em sementes de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd). **Foods Vegetable for Human Nutrition.**, v.42, p.1-12, 1992.

SANGRONIS, E.; MACHADO, C. J. Influência da germinação na qualidade nutricional de *Phaseolus vulgaris* e *Cajanus cajan*. **Jornal-LWT- Food Sciences and Technology**, v. 40, p. 116-120, 2007.

SANTOS, H. S.; CRUZ, W. M. S. A terapia nutricional com vitaminas antioxidantes e o tratamento quimioterápico e oncológico. **Revista Brasileira de Cancerologia**, v. 47, n.3, p. 303-08, 2001.

SARMADI, H. B.; ISMAIL, A. Peptídeos antioxidantes de proteínas alimentares: uma revisão. **Peptides**, v.31, p. 1949–1956, 2010.

SCHOENLECHNER, R.; SIEBENHANDL, S.; BERGHOFER, E. Pseudocereals. In: ARENDT, E. K.; DAL BELLO, F. Produtos de cereais sem glúten e cervejas. Londres: **Academic Press**, cap. 7, p. 149-190. 2008.

SIKORA, E. *et al.* The antioxidant activity of selected cruciferous vegetables subjected to aquathermal processing. **Food Chemistry**, S.I., v. 107, n. 1, p. 50-55, mar. 2008.

SILVA, L. H.; NUNES, L.R.; COSTA, P. F.P. Bebida fermentada à base de extratos hidrossolúveis de soja e arroz. In: Simpósio de Segurança Alimentar VI, **Anais**, Gramado, 2018.

SOLÉ, D., SILVA, L.R., COCCO, R.R., FERREIRA, C.T., SARNI, R.O., OLIVEIRA, L.C., PASTORINO, A.C., WEFFORT, V., MORAIS, M.B., BARRETO, B.P., OLIVEIRA, J.C., CASTRO, A.P.M., FRANCO, J.M., SARINHO, E.C., YANG, A., MARANHÃO, H., TOPOROVSKI, M.S., EPIFANIO, M., WANDALSEN, N.F., RUBINI, N.M. Consenso Brasileiro sobre Alergia Alimentar: 2007. **Revista Brasileira de Alergia e Imunopatologia**. v. 31, n. 2, 2008.

SOUZA, L. A. C.; SPEHAR, C. R.; SANTOS, R. L. B. Análise de imagem para determinação do teor de saponina em quinoa. **Pesquisa Agropecuária Brasileira.**, Brasília, v.39, n.4, p.397-401, abr. 2004.

SPEHAR, C.R. **Quinoa: alternativa para diversificação agrícola e alimentar**, Planaltina, Embrapa Cerrados. p.103. 2007.

SPEHAR, C. R.; SANTOS, R. L. B. **Desempenho agrônômico de quinoa selecionada no Cerrado Brasileiro.** Pesquisa Agropecuária Brasileira, Brasília, v. 40, n. 6, p. 609-612, 2005.

SPEHAR, C. R.; SOUZA, P. I. M. **Adaptação da quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) ao cultivo nos cerrados do Planalto Central: resultados preliminares.** Pesquisa Agropecuária Brasileira, Brasília, v. 28, n. 5, p. 635-639, 1993.

TAVANO. O. L., MURCIA. A. B., SECUNDO. F., LAFUENTE. R. F. Aplicações biotecnológicas de proteases na tecnologia de alimentos. **Análises Abrangentes em Ciência e Segurança Alimentar** 17(2): 412-436, 2018.

TRUGO, L. C. *et al.* Efeito do tratamento térmico na qualidade nutricional de sementes de leguminosas germinadas. **Jornal de Agricultura e Pesquisa de Alimentos**, v. 48, p. 2082-2086, 2000.

VILAS BOAS, E. V. B.; BARCELOS, M. F. P.; LIMA, M. A. C. Tempo de germinação e características físicas, químicas e sensoriais dos brotos de soja e de milho combinado nas formas isoladas e combinadas. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 26, n. 1, p. 148-156, 2002.

WOODSTOCK, L. W. Embebição de sementes: um período crítico o sucesso da germinação. **Jornal da Tecnologia de Sementes**, v.12, p.1-15, 1988.

ZHENG, W.; WANG, S.Y. Atividade antioxidante e compostos fenólicos em ervas selecionadas. **Jornal de Química Agrícola e Alimentar**. Chicago: v.49, p. 5165-5170, 2001.

CAPÍTULO 2

1 INTRODUÇÃO

A procura por produtos alternativos como bebidas à base de vegetais, tem se intensificado nos últimos anos, pela crescente preocupação da população com uma alimentação saudável, além de ser uma opção de alimento de rápido consumo agradável aos intolerantes à lactose, alérgicos às proteínas do leite, celíacos ou indivíduos com demais restrições alimentares (SILVA, *et al.*, 2014).

O grão quinoa é considerado um pseudocereal possui maior quantidade de proteína, melhor equilíbrio na distribuição de aminoácidos essenciais do que outros cereais (SPEHAR, 2007).

O conteúdo de proteína total dos grãos de quinoa (11,0 - 15,0%) é maior que o de arroz (8,5%) e milho (10,3%), e muito parecido ao de cevada (11,9%) e trigo (12,3%) (MAZZA; GUZMÁN-MALDONADO; PAREDES-LÓPEZ, 1998).

A germinação é um processo bioquímico complexo, considerada uma forma natural de melhorar a qualidade nutricional dos grãos (BERNI; CANNIATTI-BRAZACA, 2011).

Com a germinação ocorrem mudanças nas frações proteicas dos grãos germinados, resultando em alterações desejáveis ao perfil de aminoácidos, digestibilidade de proteínas e alterações na atividade antioxidante (CHAVAN; KADAM, 1989). As elaborações de extratos aquosos a partir dos grãos germinados seriam a forma natural de melhorar o perfil nutricional dessas bebidas.

O objetivo do trabalho foi analisar as alterações nos extratos aquosos de grãos de quinoa de colorações branca, vermelha e preta, provocadas pela germinação, especialmente considerando-se suas características proteicas.

2 MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Material

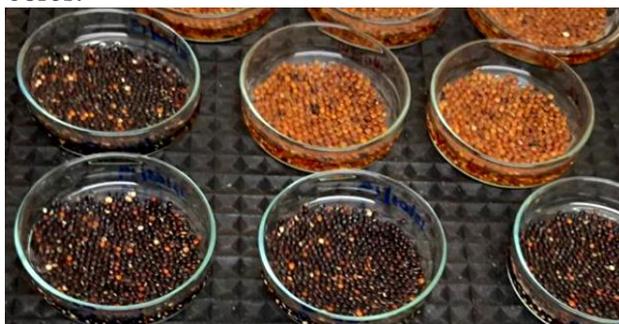
Foram utilizados grãos de quinoa (*Chenopodium quinoa Willd*), de três cores de tegumentos (branca, vermelha e preta), obtidos no comércio local de Alfenas- MG.

2.2 Métodos

2.2.1 Preparo das amostras

Os grãos das quinoas vermelhas e pretas passaram por uma pré-seleção manual, por apresentarem misturas de grãos de outras cores (Figura 1). A quinoa branca não necessitou da seleção, pois não apresentava misturas aparentes ao olho nu.

Figura 1. Grãos das quinoas vermelhas e pretas antes da seleção manual, evidenciando a mistura de grãos de outras cores.



Fonte: do autor (2020).

2.2.2 Composição centesimal dos grãos de quinoa

A determinação de umidade das amostras foi realizada por gravimetria, considerando-se o teor de voláteis totais a 105°C, em estufa com circulação de ar forçada, até o peso constante por cerca de 3 horas (AOAC, 1997), resultados foram expressos em % (g.100g⁻¹).

Para a determinação de cinzas utilizou-se o método por incineração em mufla a 550°C (AOAC, 1997), resultados foram expressos em % (g.100g⁻¹).

As proteínas dos grãos foram determinadas pelo método de Kjeldahl (AOAC, 1997) e o teor de proteína foi obtido multiplicando-se o teor de nitrogênio pelo fator de conversão 6,25 (AOAC, 1997), expressos em % (g.100g⁻¹).

A determinação de lipídeos foi realizada segundo método de Soxhlet de acordo com AOAC (1997) com modificações, com uso de solvente orgânico, éter de petróleo; resultados expressos em % (g.100g⁻¹).

A determinação de carboidratos totais foi estimada por diferenças, diminuindo-se a somatória dos demais componentes de 100, segundo FAO (2012), resultados expressos em % ($\text{g} \cdot 100\text{g}^{-1}$).

2.2.3 Hidratação e Germinação

O procedimento de germinação da quinoa foi realizado de acordo com o proposto por Amistá e Tavano (2013), com modificações. Os grãos foram lavados em água corrente destilada, posteriormente imersos em solução de hipoclorito de sódio 0,07%, por um minuto, finalizando com o enxague com água destilada.

Após a higienização os grãos foram submetidos ao processo de hidratação por 90 minutos, sendo mantidos imersos em água destilada em quantidade equivalente ao dobro da altura dos grãos. Após este período de hidratação, os grãos foram drenados, a água de remolho foi coletada e mantida armazenada sob refrigeração para futuras análises.

Os grãos foram dispersos em peneiras, cobertas com papel toalha, a temperatura ambiente. As amostras foram coletadas em diferentes tempos, considerando-se: T0 = sem germinação; T1 em 90 minutos de hidratação; T2 aos 210 minutos; T3 aos 330 minutos e T4 aos 450 minutos. Aos 210 minutos as amostras foram reidratadas, borrifando-se água destilada em pequena quantidade.

As amostras coletadas foram encaminhadas para análise do teor de umidade em cada tempo, sendo uma parte reservada e mantida congelada (-18°C) para posterior preparo de extratos para as demais análises.

2.2.4 Análise de perdas de componentes durante a hidratação dos grãos de quinoa

A fim de analisar possíveis perdas de componentes solúveis em água dos grãos de quinoa durante o tempo de hidratação (90 minutos), foram realizadas determinações de compostos fenólicos, proteínas e açúcares redutores na água de hidratação dos grãos.

a) Determinação de fenólicos totais

Os teores de fenólicos totais das amostras foram determinados conforme o descrito por Bueno (2012), com modificações: Em tubos de ensaios foram colocados 5 μl de amostra, 250 μl de Folin Ciocateau, 2,5ml de água destilada de 100 μl de carbonato de sódio 7%, os tubos foram deixados em agitador a temperatura ambiente por 2 horas para incubação. Após esse período as amostras foram lidas em espectrofotômetro à 750nm. Os resultados foram expressos em mg de equivalente de ácido gálico/100 g.

b) Determinação de proteínas

Foram realizadas de acordo com Lowry *et al.* (1951), com modificações. Foram pipetadas 200 µl de amostra, 200 µl de NaOH 0,1M, 1 ml de reagente C (mistura 1:50 de tartarato duplo de sódio e potássio 1% + carbonato de sódio 2% em NaOH 0,1M), e 100 µl de reação D (Reagente de Folin 1:1). As amostras foram deixadas 30 minutos em incubação e posteriormente lidos em espectrofotômetro à 750nm.

Os resultados obtidos foram calculados de acordo com a equação da reta com resultados obtidos em µg proteína/ml de amostra.

c) Determinação de açúcares redutores

Foram determinados segundo Miller (1959) com modificações. Foram pipetadas 250 µl de amostra, 250 µl de DNS (ácido 5 dinitrosalicílico), mantido em aquecimento em banho-maria durante 5 minutos, após esfriar foram adicionados 2,5ml de água destilada e posteriormente lidos em espectrofotômetro à 540nm.

Os resultados obtidos foram calculados de acordo com a equação da reta com resultados obtidos em mg/L de açúcares na amostra.

2.2. 5 Elaboração de extratos

A elaboração de extratos foi realizada segundo Bueno (2012) com modificações, usando os grãos germinados nos tempos 0, 90, 210, 330, 450 minutos. Os extratos foram preparados separadamente, utilizando-se água destilada, considerando-se a proporção de 1:10 (m/v). Os grãos foram triturados em Mixer, por período total de 20 segundos. Após os extratos foram para centrifugação a 7.000 rpm por 10 minutos à 5°C em centrífuga, retirou-se o sobrenadante para as demais análises.

A fim de conhecer as modificações causadas pelo tempo de germinação nos grãos das quinoas brancas, vermelhas e pretas, foram realizadas determinações de componentes em meio aquoso, como alfa-amino grupos, atividade antioxidante ABTS e determinação de proteínas.

a) Determinação de alfa-amino grupos

As análises foram realizadas segundo o método Benson e Hare (1975) com modificações. Foram pipetados 10 µl das amostras dos sobrenadantes dos extratos aquosos das quinoas, acrescentou-se 120 µl de água destilada, adicionou-se diretamente às amostras um ml de reagente OPA (*o*-ftaldialdeído). Após exatos dois minutos de reação, as

absorvâncias foram lidas em espectrofotômetro a 340 nm em relação ao branco da reação. Os resultados obtidos foram calculados de acordo com a curva analítica do aminoácido L-leucina.

b) Determinação de atividade antioxidante ABTS

A determinação do potencial antioxidante das amostras foi realizada conforme o proposto por Ahn, Kim, Je (2014), com modificações. Utilizou-se 250µl das amostras de extratos aquosos, acrescentou-se 750µl da solução de ABTS⁺ (2,2'-azinobis (3-etilbenzoatiazolina-6-ácido sulfônico)) deixando a solução agir nas amostras por 60 minutos na ausência de luz. Após esse período as absorvâncias foram lidas em espectrofotômetro em 734nm. Para efeito de cálculos, foi utilizada a curva analítica de Trolox (6-hydroxy-2,5,7,8-tetramethylchroman-2-Carboxylic Acid) na faixa de concentração de 0 a 7nMols de Trolox e os resultados foram expressos em n.mols de equivalente de Trolox/100g de amostra.

c) Determinação de Proteínas nos extratos aquosos

O teor de proteínas dos grãos foi determinado pelo método de Kjeldahl (AOAC, 1997), utilizando-se o fator 6,25, para conversão de nitrogênio em proteína.

2.2. 6 Análise estatística

Todos os ensaios foram realizados em triplicata e expressos como médias e desvio padrão em planilha eletrônica utilizando o software Microsoft Office[®] Excel 2010. Foram aplicados os testes de variância, regressão linear (ANOVA) e de Scott-Knott com 5% de significância. As análises estatísticas foram conduzidas através do uso do programa Sisvar (FERREIRA, 2011).

3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

As análises centesimais foram realizadas com os grãos de quinoas brancas, vermelhas e pretas, evidenciando que apesar de colorações diferentes as mesmas são semelhantes em relação à umidade, cinzas e lipídeos, havendo diferenciação apenas em relação às proteínas como mostra a Tabela 1 e 2.

Tabela 1. Composições centesimais* dos grãos de quinoa branca, vermelha e preta expressos em base úmida.

Quinoa	Umidade %	Cinzas %	Proteínas %	Lipídeos %	Carboidratos totais %
Branca	8,50±0,01 ^a	2,08±0,28 ^a	16,48±0,26 ^a	6,28±0,10 ^a	66,66
Vermelha	9,37±0,02 ^a	2,07±0,04 ^a	15,45±0,38 ^a	6,02±0,89 ^a	67,09
Preta	9,35±0,07 ^a	2,25±0,07 ^a	12,92±0,74 ^b	6,45±0,36 ^a	69,03

*Resultados expressos como médias e desvio padrão das análises (n=3), evidenciados pelo teste de Scott-Knott em 5% de significância.

Fonte: Do autor (2020).

Tabela 2. Composições centesimais* dos grãos de quinoa branca, vermelha e preta expressos em base seca.

Quinoa	Umidade %	Cinzas %	Proteínas %	Lipídeos %	Carboidratos totais %
Branca	-	2,28±0,31 ^a	18,02±0,28 ^a	6,86±0,11 ^a	72,84
Vermelha	-	2,28±0,04 ^a	17,05±0,42 ^a	6,64±0,97 ^a	74,03
Preta	-	2,48±0,08 ^a	14,26±0,82 ^b	7,12±0,40 ^a	76,14

*Resultados expressos como médias e desvio padrão das análises (n=3), evidenciados pelo teste de Scott-Knott em 5% de significância.

Fonte: Do autor (2020).

De acordo com Koziol (1992) as concentrações de proteínas nas sementes de quinoas chegam a 16,5%, caracterizadas por apresentarem maiores teores de proteínas ao serem comparadas com outras sementes; Vilcacundo e Carrillo (2016) aceitam que o teor médio de proteínas nas sementes de quinoas variam de 12 a 23%, afirmando os resultados encontrados nas análises realizadas com os grãos em suas três colorações.

Balbi *et al.*, (2017) disponibilizam em seu artigo dados comparativos sobre análises centesimais de grãos de quinoa na coloração branca presentes na literatura, como pode ser observado na Tabela 3, acrescida dos valores encontrados nessa pesquisa.

Tabela 3. Composições centesimais* dos grãos de quinoa branca, comparada com dados literários.

Componentes*	Resultados (%)	Wright <i>et al.</i> , 2002. (%)	Koziol, 1992. (%)	De Bruin, 1963. (%)
Umidade	-	-	-	-
Cinzas	2,3±0,3	3,1	3,9	3,0
Proteínas	18,0±0,3	16,6	16,5	16,1
Lipídeos	6,86±0,1	5,3	6,3	7,4
Carboidratos totais	72,84	75	73,3	73,4

* Dados expressos em base seca.

Fonte: (BALBI, *et al.*, 2017).

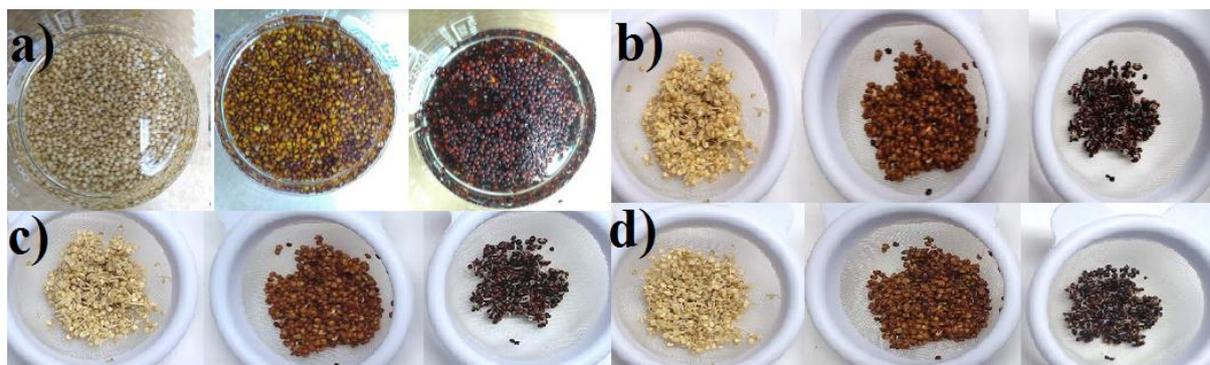
Analisando os dados da Tabela 3, percebe-se a semelhança dos dados obtidos nas atuais análises aos encontrados na literatura, com diferenças em relação a cinzas, possui valor à baixo dos encontrados por outros pesquisadores e proteínas, que apresentaram valor acima dos demais.

Acreditava-se que o processo de germinação se dava quando houvesse o aparecimento de radículas nos grãos hidratados, entretanto de acordo com Amistá e Tavano (2013), os grãos começam a se modificar desde o momento em que eles absorvem água em seu envoltório, pois a partir da imersão já se iniciam as modificações nos grãos que culminarão com a germinação. Sendo assim, o remolho dos grãos de quinoa em água é o processo inicial de hidratação dos grãos para germinação, mas, neste momento podem ocorrer perdas de algumas substâncias solúveis em água, como de fenólicos totais, de proteínas e de açúcares. Tais componentes exercem atividades biológicas esperadas ao bom funcionamento do organismo Zheng e Wang (2001). Portanto, avaliar suas perdas é necessário para conhecer a influência do processo de germinação sobre os componentes dos grãos.

A hidratação é geralmente realizada por imersão direta dos grãos em água (AMISTÁ; TAVANO, 2013). É um processo físico diretamente relacionado com as características de permeabilidade do envoltório (pericarpo) e as propriedades dos coloides constituintes dos grãos (BEWLEY; BLACK, 1994). A cinética de hidratação tem sido amplamente caracterizada por produtos como grãos de cereais e leguminosas (LUCAS *et al.*, 2007).

Na Figura 2, evidenciam-se os processos iniciais de germinações e modificações nos grãos das quinoas brancas, vermelhas e pretas; observado a hidratação dos grãos e as primeiras transformações visuais já nos primeiros minutos de germinação, sucessivos aos demais tempos de germinação.

Figura 2. Processo de hidratação e germinação grãos em diferentes tempos*

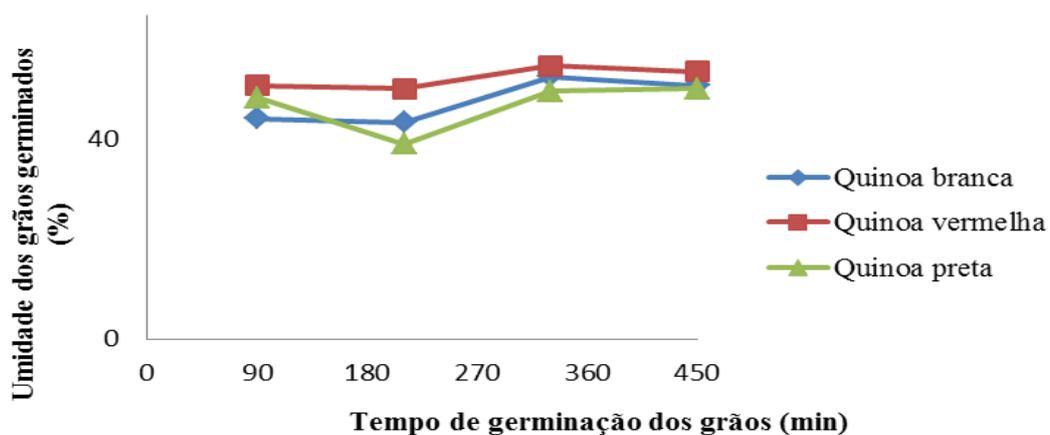


* a) T1- grãos em hidratação por 90 minutos, b) T2- grãos em peneiras em 210 minutos de germinação, c) T3- grãos em germinação por 330 minutos e d) T4- grãos após 450 minutos de germinação.

Fonte: Do autor (2020).

A Figura 3 mostra os dados das absorções de água pelos grãos das quinoas durante o processo de hidratação e germinação. Nela são expressas as alterações de pesos dos grãos durante os tempos conhecidos, evidenciando que a permeabilidade dos grãos faz com que esses continuem absorvendo água gradativamente, para que possam realizar as transformações necessárias para a germinação (KUMARI; CHANG 2016).

Figura 3. Percentual de umidade dos grãos de quinoas, nas três colorações estudadas, em diferentes tempos de germinação, iniciadas após 90 minutos de imersão em água.



Fonte: Do autor (2020).

Após os 90 minutos de imersão, as águas de hidratação dos grãos apresentavam sujidades e colorações esbranquiçadas, sugerindo a diluição de alguns componentes dos grãos. Fato avistado na Tabela 4.

Tabela 4. Compostos fenólicos, proteínas e açúcares redutores presentes na água de remolho dos grãos de quinoas brancas, vermelhas e pretas em fase de hidratação após 90 minutos.

Quinoa	Fenólicos (µl)	Proteínas (µg/ml)	Açúcares redutores (µg/ml)
Branca	0,43±0,59 ^a	5,08±0,80 ^a	4.850±0,13 ^a
Vermelha	0,00±0,00 ^a	3,27±0,66 ^a	2.260±0,48 ^b
Preta	0,00±0,00 ^a	2,49±0,64 ^a	1.800±0,18 ^c

Médias seguidas das mesmas letras não apresentam diferenças entre si, de acordo com o teste de Scott-Knott em 5% de significância.

Fonte: Do autor (2020).

As quinoas em suas colorações apresentaram similaridades ao serem analisadas em relação às perdas de fenólicos totais e proteínas na água de remolhos dos grãos, sendo essas consideradas insignificantes. Em relação à solubilização de açúcares redutores foram observadas diferenças entre os grãos, visto que as quinoas brancas apresentaram maior quantidade de açúcares redutores na água em relação às outras duas cores, porem essa perda também é considerada mínima. Os resultados corroboram os estudos de *Cho e Lim* (2018) que afirmam que a maior parte do ácido fenólico presente no grão está na forma insolúvel e *Elsohaimy; Refaay; Zaytoun* (2015) que afirmam que as proteínas estão fortemente ligadas a outros componentes como dissulfeto, sulfidruila total, além de sua hidrofobicidade de superfície que a torna tão difícil de ser detectada livre em meio aquoso sem prévia digestão.

Com os grãos germinados foram elaborados extratos aquosos nas concentrações 1:10 (m/v) das quinoas nos tempos 0, 90, 210, 330 e 450 minutos. Após trituração foi possível notar o aspecto leitoso dos extratos, visualizando-se materiais sólidos depositados no fundo do frasco, mostra a Figura 4, demonstrando a presença de componentes insolúveis no grão.

Figura 4. Extratos elaborados a partir de grãos germinados de quinoas em três colorações, com deposito de material sólido após trituração.

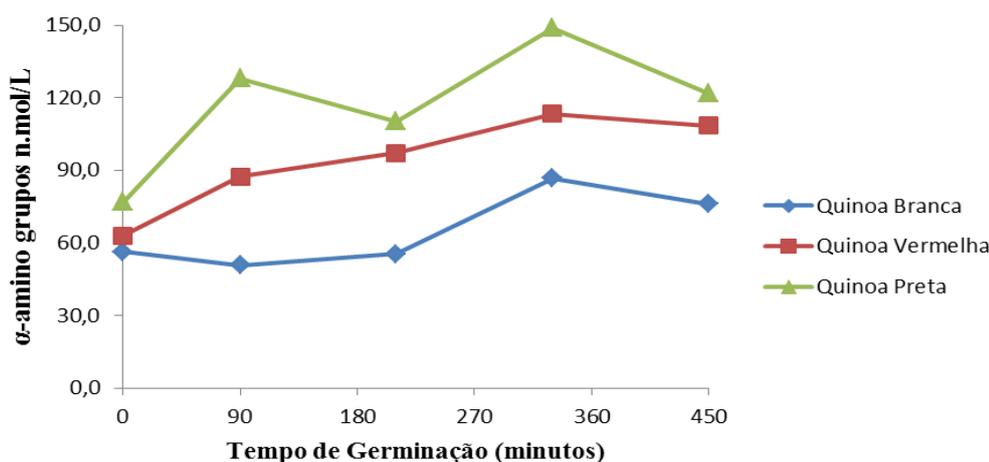


Fonte: Do autor (2020).

Os extratos foram centrifugados para que houvesse separação dos líquidos e sólidos, para realizar a análise de alguns componentes solubilizados pela germinação e disponibilizados após trituração dos grãos com água destilada.

A Figura 5 apresenta a liberação de alfa-amino grupo nos extratos aquosos nos diferentes tempos de germinação, evidenciando que mudanças ocorrem desde o momento da hidratação e em todo percorrer da germinação.

Figura 5. Liberação de alfa-amino grupos pelos grãos de quinoas germinados em diferentes tempos*.



* teste realizado a partir do T0 (grãos apenas higienizados), T1 (grãos após os 90 minutos de hidratação) e demais tempos de germinação dos grãos drenados e mantidos em peneiras até tempo final de 450 minutos (T4).
Fonte: Do autor (2020).

A observação do aumento de alfa-amino grupos liberados pode representar uma atividade de hidrólise de proteínas nos grãos, sendo que os alfa-amino grupos são encontrados em aminoácidos ou terminais amino de peptídeos e proteínas. Ou seja, seu aumento, representa aqueles rompimentos de ligações peptídicas devido à atividade de proteólise naturalmente ocorrida nos grãos, algo típico em processos de germinação. Bueno (2012) demonstraram o aumento destes grupos e, paralelamente, de presença de atividade de proteases, em grãos de soja, indicando essa intensa mobilização de proteínas já nos primeiros momentos do processo de germinação de grãos. Neste trabalho, as liberações de fragmentos de proteínas foram observadas desde o momento da hidratação dos grãos, apresentando diferenças entre os tempos T0 e T1 para quinoas vermelhas e pretas (Figura5). É notável que os grãos atingem um ponto de liberação máxima, próximos á 330 minutos.

Uma vez que este aumento de grupos alfa-amino pode indicar maior presença de material proteico hidrolisado, pode-se considerar que este produto tem aspectos nutricionais e

nutracêuticos melhorados, já que estes materiais proteicos seriam mais facilmente absorvidos pela parede do intestino, e realizam diversas formas de atividade de proteção no organismo (MEIJA; LUMEN, 2006). Os peptídeos biologicamente ativos podem ser gerados a partir de proteínas precursoras de várias maneiras, incluindo hidrólise enzimática autócrina (SARMADI *et al.*, 2010).

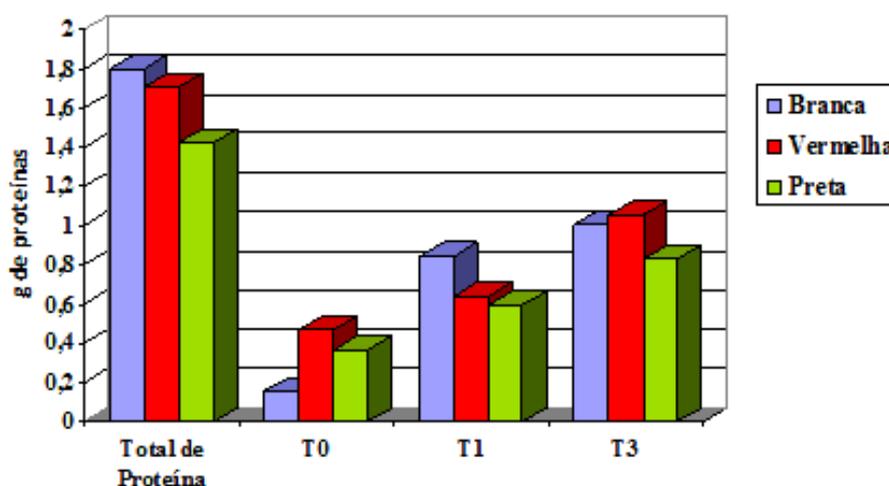
Quando foram realizados teste de análise de variância (ANOVA) especial com regressão linear, os resultados apontaram para o tempo de 376 minutos como ponto máximo de liberação de alfa-amino grupos entre as quinoas, próximo ao valor de T3 já adotado no experimento.

Com esta observação decidiu-se intensificar a observação das alterações dos extratos aquosos nestes três tempos principais: T0, T1 e T3, tempos em que mudanças foram mais evidenciadas entre os grãos das quinoas.

Foram aplicados os testes de solubilização de proteínas totais e atividades antioxidantes no extrato aquoso dos grãos nas três colorações.

Além da mudança nos tamanhos de fragmentos indicada pela Figura 5, que contribui para uma melhoria nutricional do produto com o aumento de sua digestibilidade e potencial bioatividade, os totais de material extraído graças a estas hidrólises sofridas pelas proteínas também foram observados para todos os grãos, como demonstra a Figura 6.

Figura 6. Total de proteínas em 10g de sólidos totais de grãos de quinoas de diferentes tegumentos em 100 ml de extratos aquosos*.

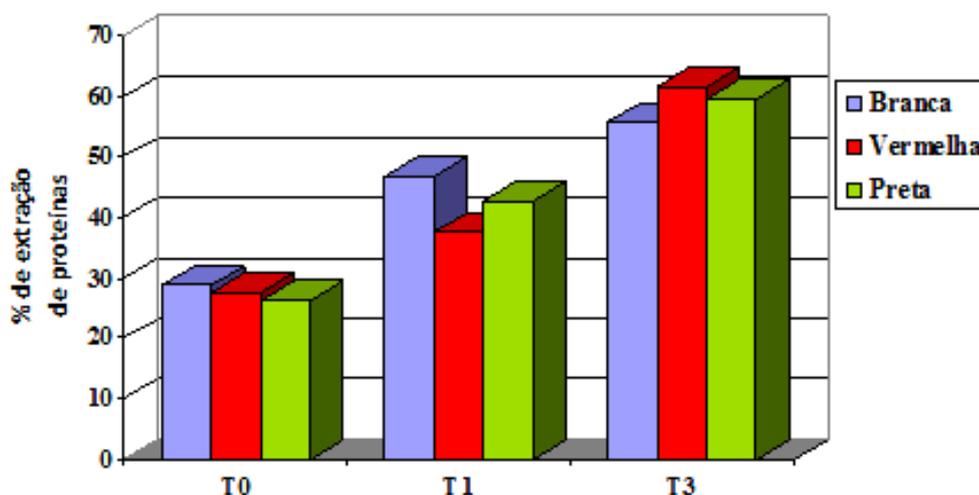


*extratos aquosos produzidos com 10 g de materiais, após diferentes tempos de germinação T0 (grãos apenas higienizados), T1 (grãos após os 90 minutos de hidratação) e demais tempos de germinação dos grãos drenados e mantidos em peneiras, até tempo final de 450 minutos (T4).

Fonte: Do autor (2020).

Como os grãos vão aumentando seu percentual de umidade ao longo das etapas de germinação, os resultados expressam extratos quando considerados processos de produção a partir de 10 g de sólidos, em proporção de extração de 1:10 m/v. A Figura 6 aponta que o processo de germinação dos grãos provocou grande alteração no perfil de solubilidade das proteínas dos grãos de quinoas, alcançando-se percentuais de extração cerca de duas vezes mais eficientes do que foi alcançado com os grãos sem germinação (Figura 7). A se considerar que apenas cerca de 20% das proteínas de quinoas são albuminas, ou seja, são solúveis em água (Abugoch *et al.*, 2008), estes percentuais de extração indicam que outras frações, como as globulinas (maior fração proteica destes grãos) devem estar sendo mobilizadas e portanto hidrolisadas e solubilizadas. Este aumento na concentração proteica dos extratos, além de ser interessante como rendimento de processo, representa mais um aspecto de ganho nutricional com a adoção desta etapa de germinação dos grãos.

Figura 7. Percentual de solubilização de proteínas de grãos de quinoas de diferentes tegumentos em extratos aquosos produzidos a partir de grãos germinados em diferentes tempos de germinação*.

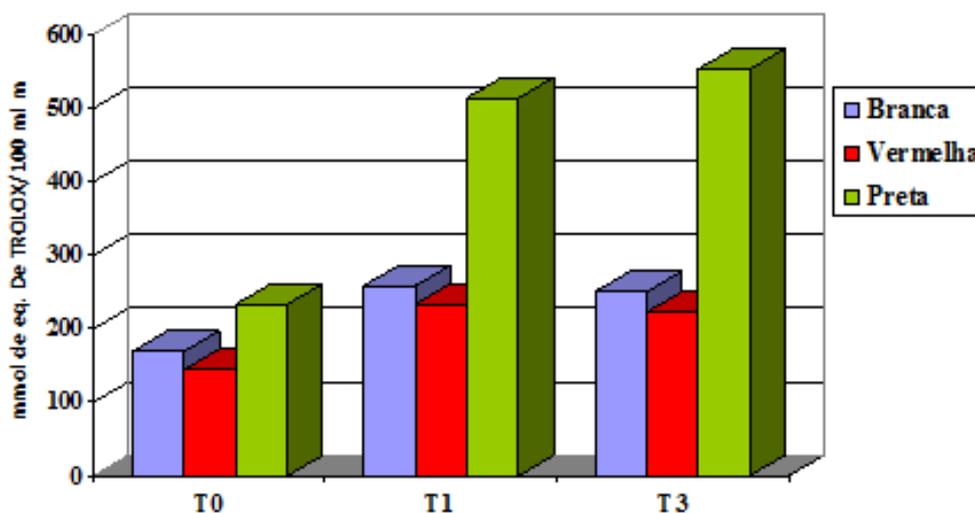


*T0 (grãos apenas higienizados), T1 (grãos após os 90 minutos de hidratação) e demais tempos de germinação dos grãos drenados e mantidos em peneiras, até tempo final de 450 minutos (T4).

Fonte: Do autor (2020).

Além dos percentuais de extrações proteicas, foi possível também observar alteração nas atividades antioxidantes dos mesmos extratos (Figura 8).

Figura 8. Atividade antioxidante de extratos aquosos de grãos de quinoas de diferentes tegumentos considerando-se extratos produzidos a partir de grãos germinados em diferentes tempos de germinação*.



* T0 (grãos apenas higienizados), T1 (grãos após os 90 minutos de hidratação) e demais tempos de germinação dos grãos drenados e mantidos em peneiras, até tempo final de 450 minutos (T4).

Fonte: Do autor (2020).

A Figura 8 indica que houve melhorias em no perfil de atividade antioxidante dos grãos após germinação. Estes aumentos podem estar relacionados com a liberação de peptídeos para os extratos aquosos, atuando como componentes antioxidantes, mais uma de suas bioatividades.

Os resultados mostraram que os grãos se comportam diferentes em relações as liberações desses componentes e disponibilização no extrato aquoso.

A Tabela 5 e 6 demonstram as liberações de compostos em relação à cor e tempos respectivamente.

Tabela 5. Liberações de compostos pesquisados no extrato aquoso de grãos germinados em relação às cores das quinoas utilizadas.

Quinoa	ABTS (n.mol/g)	OPA (n.mol/L)	Proteína (g/100ml)
Branca	26,78 ^b	64,54 ^c	0,52 ^a
Vermelha	49,07 ^a	87,92 ^b	0,59 ^a
Preta	24,44 ^b	117,96 ^a	0,49 ^a

Médias seguidas das mesmas letras não apresentam diferenças entre si, de acordo com o teste de Scott-Knott em 5% de significância.

Fonte: Do autor (2020).

Os valores de liberação de compostos em relação a cores das quinoas influenciam diretamente nas liberações de componentes, ou seja, apesar de serem da mesma espécie

(*Chenopodium quinoa wild*) os grãos respondem diferentemente as liberações de antioxidantes e alfa-amino grupos após sua germinação em meio aquoso.

As quinoas vermelhas apresentaram maior disponibilização de antioxidantes no extrato aquoso, seguidas pelos grãos pretos e brancos. Os grãos de quinoas pretas liberaram maior quantidade de fragmentos de peptídeos em meio aquoso, seguidas pelos grãos vermelhos e brancos. Em relação à liberação de proteínas as colorações não influenciaram suas liberações.

Tabela 6. Liberações de compostos pesquisados no extrato aquoso de grãos germinados em relação aos tempos de germinação.

Tempo	ABTS (n.mol/g)	OPA (n.mol/L)	Proteína (g/100ml)
0	31,33 ^a	65,40 ^c	0,42 ^b
90	37,07 ^a	88,67 ^b	0,36 ^b
330	31,89 ^a	116,35 ^a	0,83 ^a

Médias seguidas das mesmas letras não apresentam diferenças entre si, de acordo com o teste de Scott-Knott em 5% de significância.

Fonte: Do autor (2020).

O teste de Scott-Knott identificou que os tempos de germinações dos grãos das quinoas favorecem ou não a liberação de alguns compostos, que podem ser atribuídos em partes ao surgimento de novas enzimas, relacionadas ao processo de transformações dos grãos pela germinação (MARTINEZ *et al.*, 2011).

Os peptídeos foram liberados com valores maiores em relação ao maior tempo de germinação, seguidos pela hidratação dos grãos, comprovando que a germinação altera a composição inicial dos grãos, os deixando mais disponíveis para a provável ação no organismo humano, como sugere Bau *et al.* (1997), afirmando que há redução gradativa na atividade inibitória de tripsina nos grãos, contribuindo para o aumento da digestibilidade de proteínas pela germinação.

As proteínas demonstraram maior liberação em relação ao maior tempo de germinação, não havendo diferenças significativas em relação aos demais tempos. Provável atuação das enzimas autócrinas sobre as proteínas intactas dos grãos após germinação. Para os antioxidantes a liberação não dependeu do tempo de germinação.

Os resultados das análises, dos extratos aquosos elaborados com grãos de quinoas germinados em três colorações demonstraram que as liberações em meio aquoso de compostos benéficos à saúde estão ligados às cores dos grãos e aos tempos de germinações dos mesmos, porém sem dependência um do outro.

Sugerindo que os grãos possam ter ações específicas separadamente podendo ser escolhidos de acordo com os benefícios liberados, como as quinoas de coloração vermelhas aparentemente para antioxidantes, as quinoas pretas germinadas por 330 minutos para liberarem mais fragmentos de peptídeos e todas as três colorações dos grãos de quinoas germinados por 330 minutos para liberação de proteínas.

4. CONCLUSÃO

O método aplicado para a germinação dos grãos de quinoas brancas, vermelhas e pretas se mostrou eficiente por perder quantidades mínimas de componentes importantes aos grãos durante a primeira etapa solubilização.

O processo aqui adotado para a germinação ocorrida naturalmente nos grãos das quinoas de fato indicou que modificações ocorrem no seu processo, evidenciando a hidrólise de proteínas antes pouco disponíveis à solubilização.

A elaboração de extratos aquosos dos grãos germinados das quinoas apresentaram valores diferentes relacionados às liberações dos compostos com ações antioxidantes, a proteínas e peptídeos, porém em todas as colorações foram liberados esses componentes, tais como nos tempos de germinações, ressaltando o tempo de 330 minutos.

As características finais dos extratos aquosos indicam produtos com melhorias nutricionais e nutracêuticas, especialmente considerando-se os aspectos relativos às proteínas da preparação.

5. REFERÊNCIAS

ABUGOCH, L.E.; ROMERO, N.; TAPIA, C.A.; SILVA, J, RIVERA, M. Study of Some Physicochemical and Functional Properties of Quinoa (*Chenopodium Quinoa Willd*) Protein Isolates. **Journal Agriculture Food Chemistry** v.56, p. 4745–4750, 2008.

AHN, C.B., KIM, J.G., JE, J.I. Purification and antioxidant properties of octapeptide from salmon byproduct protein hydrolysate by gastrointestinal digestion. **Food Chemistry**, v.147, p.78–83, 2014.

AMISTÁ, M. J. M.; TAVANO, O. L. Influência da germinação e do processamento térmico na digestibilidade proteica e atividade de inibição de tripsina de grãos de quinoa. **Brazilian Journal of Food Technology**, Campinas, v. 16, n. 1, p. 52-58, jan./mar. 2013.

ANDO, H.; CHEN, Y.C.; TANG, H.; SIMIZU, M.; WATANABE, K. MITSUNAGA, T. Food components in fractions of quinoa seed. *Food Science and Technology Research*. Oxford, v.8, n. 1, p 80-84, 2002.

ASSOCIATION OF OFFICIAL ANALYTICAL CHEMISTS (AOAC). **Official Methods of Analysis of the AOAC International**. 16. ed., Gaithersburg, 1997.

BALBI, M. E. ; OLIVEIRA, K. ; CHIQUITO, R. F. Análise da composição química e nutricional da quinoa (*Chenopodium quinoa*, Willd.). **Visão Acadêmica**, Curitiba, v.15, n.2, Abr. - Jun./2014.

BANZATTO, D. A.; KRONKA, S. N. **Experimentação agrícola**. 4.ed. Jaboticabal: FUNEP, p-237. 2006.

BAU, H. M., VILLAUME, C., NICOLAS, J.P., MÉJEAN, L. Effect of germination on chemical composition, biochemical constituents and antinutritional factors of soya bean (*Glycine max*) seeds. **Journal Science Food Agriculture**, v. 73, p. 1-9, 1997.

BENSON, J. R.; HARE, P. E. O-phthaldehyde: fluorogenic detection of primary amines in the picomole range. Comparison with fluorescamine and ninhydrin. **Proceedings of the National Academy of Sciences**. 72:619-622. 1975.

BERNI, P. R. A.; CANNIATTI-BRAZACA, S. G. Efeito da germinação e da sanitização sobre a composição centesimal, teor de fibras alimentares, fitato, taninos e disponibilidade de minerais em trigo. **Alimentação e Nutrição**, Araraquara, v. 22, n. 3, p. 407-420, jul./set, 2011.

BEWLEY, J. D. J.; BLACK, M. *Seeds: Physiology of development and germination*. **New York: Plenum Press**. 367p. 1997.

BRASIL, Ministério de Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Regras para análise de sementes**. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Secretária de Defesa Agropecuária. Brasília, DF: MAPA/ACS. P. 395-399, 2009.

BUENO, M. M. Desenvolvimento e Aceitabilidade de Pão de Forma Enriquecido com

Polidextros e Flocos de Quinoa. (**Trabalho de Conclusão de Curso**). Bento Gonçalves: Instituto Federal de Educação Ciência e Tecnologia do Rio Grande do Sul. 2012.

CHAVAN, J.K.; KADAM, S.S. Nutritional Improvement of cereals. **Crit. Rev. Food Sci.**, v. 28, p. 401-437, 1989.

DIA, Vermont P., *et al.* Bowman-Birk and Kunitz Protease Inhibitors among Antinutrients and Bioactives Modified by Germination and Hydrolysis in Brazilian Soybean Cultivar BRS 133. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**. v. 60, p. 7886-7894, 2012.

ELSOHAIMY, S. A.; REFAAY, T. M.; ZAYTOUN, M.A .M. Physicochemical and funcional properties of quinoa protein isolate. **Annals of Agricultural Sciences**. 2015.

FAO. Ano internacional da Quinoa- 2013. **Organização das Nações Unidas para a Alimentação e Agricultura - FAO**. Oficina Regional de la FAO para América Latina y el Caribe. Nova York, 29 de outubro de 2012.

FERREIRA, D. F. Sisvar: a computer statistical analysis system. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 35, n. 6, p. 1039-1042, nov./dez. 2011.

INSTITUTO ADOLFO LUTZ. **Normas Analíticas do Instituto Adolfo Lutz**: v. 1 Métodos químicos e físicos para análise de alimentos. 3. ed. São Paulo: IMESP, p. 393. 1985.

KOZIOL, M. Chemical composition and nutritional evaluation of quinoa (*Chenopodium quinoa Willd*). *J. Food composition and analysis*, v. 5, n. 1, p. 35-68, 1992.

KUMARI, S.; CHANG, S. K. Effect of cooking on isoflavones, phenolic acids, and antioxidant activity in sprouts of Prosoy soybean (*Glycine max*). **Journal Food Science**. v. 81, n. 7, 2016.

LOWRY, O. H., ROSEBROUGH, N. J., FARR, A. L., RANDALL, R. J. Medição de proteína com o reagente de fenol Folin. **Journal of Biological Chemistry**. 1951.

LUCAS, P. L.; VAN VUUREN, D. P.; OLIVIER, J. G. J.; DEN ELZEN, M. G. J. Potencial de redução de longo prazo de gases de efeito estufa não-CO₂. **Environmental Science and Policy**, p 85-103, 2007.

MARTINEZ, A. P. C.; MARTINEZ, P. C. C.; SOUZA, M. C.; BRAZACA, S. G. C. **Alterações químicas em grãos de soja com a germinação**. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v. 31, n. 1, p. 23-30, 2011.

MAZZA, G.; GUZMÁN-MALDONADO, S.H.; PAREDES-LÓPEZ, O. Alimentos funcionales. **Editorial ACRIBIA**, S.A. Zaragoza, España. p.291-302, 1998.

MILLER, G. L. Use of dinitrosalicylic acid reagent for determination of reducing sugar. **Analytical Chemistry**. Washington. v. 31, p 426-430. 1959.

SILVA, J. P, OLIVO, J. E, MORAES, F. F, GOMES, R. G. OBTENÇÃO DE BEBIDA FERMENTADA A BASE DE QUINOA (*CHENOPODIUM QUINOA WILLD*) **Anais: XX Congresso Brasileiro de Engenharia Química**, Florianópolis, 2014.

SPEHAR, C.R. **Quinoa: alternativa para diversificação agrícola e alimentar**, Planaltina, Embrapa Cerrados. p.103. 2007.

SWAIN, T.; HILLS, W.E. The phenolic constituents of *Punus domestica*. The quantitative analysis of phenolic constituents. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, London, v.19, p. 63-68, 1959.

VILCACUNDO, R., MIRALLES, B., CARRILLO, W. HERNÁNDEZ-LEDESMA, B. In vitro propriedades quimiopreventivas de peptídeos liberados da proteína quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) sob digestão gastrointestinal simulada. **Food Restaurant Introduction**. 2016.

ZHENG, W.; WANG, S.Y. Antioxidant activity and phenolic compounds in selected herbs. **J. Agric. Food Chemistry**. Chicago: v.49, p. 5165-5170, 2001.