

**UNIVERSIDADE FEDERAL DE PELOTAS**  
**Departamento de Nutrição**  
**Programa de Pós-Graduação em Nutrição e Alimentos**



**Dissertação**

**Influência de diferentes processamentos sobre propriedades nutricionais de  
quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) cultivada no Brasil**

**Júlia Nickel**

**Pelotas, 2015**

**Júlia Nickel**

**Influência de diferentes processamentos sobre propriedades nutricionais de  
quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) cultivada no Brasil**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Nutrição e Alimentos da Faculdade de Nutrição da Universidade Federal de Pelotas, como requisito parcial à obtenção do título de Mestre em Nutrição e Alimentos (área do conhecimento: Análise e Controle de Qualidade de Alimentos).

Orientador: Prof<sup>a</sup>. Elizabete Helbig

Co-Orientadores: Prof<sup>a</sup>. Márcia Arocha Gularde  
Prof<sup>a</sup>. Fabiana Torma Botelho

Pelotas, 2015

Universidade Federal de Pelotas / Sistema de Bibliotecas  
Catalogação na Publicação

N632i Nickel, Júlia

Influência de diferentes processamentos sobre propriedades nutricionais de quinoa (*chenopodium quinoa* willd.) cultivada no Brasil / Júlia Nickel ; Elizabete Helbig, orientadora ; Márcia Arocha Gularte, Fabiana Torma Botelho, coorientadores. — Pelotas, 2015.

130 f.

Dissertação (Mestrado) — Programa de Pós-Graduação em Nutrição e Alimentos, Faculdade de Nutrição, Universidade Federal de Pelotas, 2015.

1. BRS Piabiru. 2. Valor nutritivo. 3. Alimento funcional. 4. Índice glicêmico. 5. Saponinas. I. Helbig, Elizabete, orient. II. Gularte, Márcia Arocha, coorient. III. Botelho, Fabiana Torma, coorient. IV. Título.

CDD : 641.1

**Banca Examinadora:**

Prof. Dra. Elizabete Helbig (Universidade Federal de Pelotas – UFPel) (Presidente – Orientadora)

Prof. Dra. Márcia Arocha Gularde (Universidade Federal de Pelotas – UFPel) (Co-orientadora)

Prof. Dra. Fabiana Torma Botelho (Universidade Federal de Pelotas – UFPel) (Co-orientadora)

Prof. Dr. Álvaro Renato Guerra Dias (Universidade Federal de Pelotas – UFPel) (Titular)

Prof. Dra. Carla Rosane Barboza Mendonça (Universidade Federal de Pelotas – UFPel) (Titular)

Prof. Dra. Josiane Freitas Chim (Universidade Federal de Pelotas – UFPel) (Suplente)

Dedico este trabalho aos meus pais e irmãos,  
por todo o apoio, paciência e incentivo.

## **Agradecimentos**

Agradeço primeiramente a Deus, por me dar saúde e força para a batalha do dia-a-dia.

A minha família, especialmente aos meus pais, Edvin e Luciane, que sempre demonstraram apoio na busca dos meus objetivos, não medindo esforços para me ajudar a alcançá-los; aos meus irmãos, Henrique e Pedro, pelo companheirismo e por escutarem as minhas angústias sempre com muito bom humor.

À Universidade Federal de Pelotas, ao Programa de Pós Graduação em Nutrição e Alimentos, obrigada pelo espaço e recursos disponibilizados.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela concessão da bolsa de mestrado.

À orientadora, Prof. Dra Elizabete Helbig, pela orientação desde a época de graduação, pela confiança, compartilhamento de conhecimentos e por todas as oportunidades que me proporcionou, além da amizade durante esses dois anos de trabalho.

À co-orientadora, Prof. Dra Márcia Arocha Goularte pela dedicação e disponibilidade em me auxiliar sempre que precisei, além de todo conhecimento compartilhado e amizade durante esses dois anos.

À co-orientadora, Prof. Dra Fabiana Torma Botelho pelo incentivo desde a época da seleção para o mestrado e por todo conhecimento compartilhado e amizade durante esses dois anos.

À Fabiana Lemos Goularte Dutra e Roberta Manica pelo auxílio na escrita do projeto e sugestão das análises estatísticas, respectivamente.

À Josiane Bartz do Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia de Alimentos do DCTA - UFPel, pela boa vontade em me ajudar com métodos de amido resistente e amilose, preparo de soluções e responder diversas dúvidas, sempre muito prestativa.

À Aline Pereira do Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia de Alimentos do DCTA - UFPel e à colega Cristina pela parceria com algumas análises.

À Embrapa Clima Temperado e Embrapa Cerrados, em especial ao pesquisador Sergio Delmar dos Anjos e Silva por gentilmente doar as amostras utilizadas para execução desse trabalho.

À Novozymes pela doação da enzima amiloglicosidase, utilizada nas análises de amido resistente.

Aos estagiários e bolsistas que em algum momento compartilharam desse trabalho comigo, em especial a Itiane, Luciana, Marjana, Francine, Fernando e Letícia, pelo companheirismo e auxílio.

Às bolsistas do laboratório de Bromatologia, Andressa, Bruna e Chaiane, pelo agradável convívio e conhecimento compartilhado.

Aos meus queridos colegas e agora amigos, Fernanda, Laura, Rogério, Thais, Katharine e Suelly, por todos os momentos, tanto de estudo e apoio, como de diversão, confraternização e risadas, muitas risadas. A companhia de vocês tornou a jornada muito mais leve! Em especial a Fernanda, pelo agradável convívio diário no laboratório, por escutar minhas angústias, pelas palavras de incentivo, enfim, por sua importante amizade!

A todas as minhas amigas e ao meu namorado Francisco, que por diversas vezes entenderam minha ausência e me apoiaram nessa caminhada.

Às funcionárias e técnicas do laboratório, Joana, Renata, Rosi e Evelise, pelas ajudas e ensinamentos.

A nossa ex-secretária Eliane, pelo apoio burocrático e carinho com que sempre me tratou.

Às meninas da portaria, em especial a Eliane, pelo chimarrão compartilhado e pela maneira carinhosa de lidar com todos.

Enfim, a todos que direta ou indiretamente, colaboraram para a realização deste trabalho.

Muito obrigada!

*“A mente que se abre a uma ideia, jamais voltará ao seu tamanho original.”*

*(Albert Einstein)*

## Resumo

NICKEL, Júlia. **Influência de diferentes processamentos sobre propriedades nutricionais de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) cultivada no Brasil.** 2015. 130f. Dissertação (Mestrado em Nutrição e Alimentos) - Programa de Pós-Graduação em Nutrição e Alimentos, Faculdade de Nutrição, Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, 2015.

A quinoa é um pseudocereal de origem Andina que ganhou interesse mundial devido ao seu elevado valor nutricional. Seu cultivo se estende atualmente por diversos países, inclusive no Brasil, com a cultivar BRS Piabiru. Porém, fatores como o ambiente de cultivo e o processamento empregado podem alterar sua composição. Com isso, objetivou-se caracterizar a composição nutricional e funcional de grãos de quinoa cultivados no Brasil (BRS Piabiru), submetidos a diferentes processamentos. Foram empregados os tratamentos de lavagem em água corrente; lavagem + hidratação em água; lavagem + cocção em água fervente; lavagem + cocção sob pressão; lavagem + torração em chapa aquecedora e utilizados também os grãos *in natura*. Realizaram-se análises de composição centesimal, teor de amilose, amido resistente *in vitro*, índice glicêmico *in vitro* (IG), compostos fenólicos totais, capacidade antioxidante (pelos métodos DPPH e FRAP) e saponinas (pelos métodos de espuma e espectrofotométrico). A quinoa cultivada no Brasil apresentou composição nutricional semelhante a de outros países, destacando seu maior teor proteico. Os processamentos testados influenciaram na composição nutricional dos grãos, causando redução no teor de cinzas após lavagem e aumento de proteínas e fibra alimentar insolúvel após os processamentos hidrotérmicos. Além disso, os grãos de quinoa *in natura* apresentaram teor intermediário de amido resistente, com elevada taxa de hidrólise *in vitro* e IG. O processo de lavagem e posterior torração causou aumento na fração resistente do amido em quinoa, reduzindo sua taxa de hidrólise *in vitro* e classificando-a como de moderado IG. De acordo com o teor de saponinas, os grãos de quinoa cultivados no Brasil se classificaram como amargos, e esse teor reduziu significativamente após lavagem em água corrente durante 15min. Quanto aos compostos bioativos, verificou-se maior teor de compostos fenólicos totais e capacidade antioxidante nos grãos de quinoa após o processo de lavagem e lavagem com posterior cocção, principalmente com pressão. Já o

processo de lavagem com posterior torração, causou a maior redução nos compostos fenólicos totais e capacidade antioxidante dos grãos. Portanto, verificou-se que o preparo dos grãos de quinoa pode depender do objetivo de consumo, obtendo-se um alimento com maior propriedade antioxidante, porém elevado IG através de processos hidrotérmicos ou um alimento com moderado IG, mas com perda de compostos fenólicos totais e capacidade antioxidante com o processo de torração dos grãos.

**Palavras-chave:** BRS Piabiru; Valor nutritivo; Alimento funcional; Índice glicêmico; Saponinas.

## Abstract

NICKEL, Júlia. **Influence of different processes on nutritional properties of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) cultivated in Brazil.** 2015. 130f. Dissertação (Mestrado em Nutrição e Alimentos) - Programa de Pós-Graduação em Nutrição e Alimentos, Faculdade de Nutrição, Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, 2015.

Quinoa is a pseudocereal from Andean region that has been drawing worldwide attention due its high nutritional value. Currently its cultivation extends for several countries, including Brazil, through the variety BRS Piabiru. However, factors such as the cultivation environment and its processing may change its composition. Thus, the aim of this work was to characterize the nutritional and functional composition of quinoa grains grown in Brazil (BRS Piabiru) submitted to different processes. The treatments used were wash in running water; wash + hydration in water; wash + cooking in boiling water; wash + cooking under pressure; wash + roasting on heater plate and was also used the *in natura* grains. We performed analyzes of chemical composition, amylose content, starch resistant *in vitro*, glycemic index *in vitro* (GI), total phenolic compounds, antioxidant capacity (by DPPH and FRAP methods) and saponins (by afrosimetric and spectrophotometric methods). The quinoa cultivated in Brazil showed nutritional composition similar to that of other countries, highlighting its higher protein content. The processings tested affected the nutritional composition of the grains, causing reduction in ash content after washing and increase in protein and insoluble dietary fiber after the hydrothermal processing. Furthermore, *in natura* quinoa grains showed intermediate content of resistant starch, with a high rate of hydrolysis *in vitro* and high GI. The process of washing and subsequent roasting caused an increase in resistant starch fraction in quinoa, reducing their rate of hydrolysis *in vitro* and classifying this food as moderate GI. According to their saponin content, the quinoa grains grown in Brazil were classified as bitter, and this content was significantly reduced after wash under running water for 15min. About the bioactive compounds, there was a higher level of total phenolics and antioxidant capacity in quinoa grains after the washing process and washing with subsequent cooking, particularly with pressure. Otherwise, the process of washing with subsequent roasting caused the highest reduction in the total phenolics and antioxidant activity of grains. Therefore, it was found that the preparation of quinoa

grains may depend on the consumption purpose, obtaining a food with a higher antioxidant activity, however high GI by hydrothermal process or a food with moderate GI, but with total phenolic compounds and antioxidant capacity loss as using the roasting process of the grains.

**Keywords:** BRS Piabiru; Nutritional value; Functional food; Glycemic index; Saponins.

## Lista de figuras

### Revisão da Literatura

<b>Figura 1</b>	Representação esquemática do corte longitudinal do grão de quinoa .....	20
<b>Figura 2</b>	Estrutura geral das principais agliconas sapogeninas relatadas para quinoa.....	31

### Projeto de Pesquisa

<b>Figura 1</b>	Representação esquemática do corte longitudinal do grão de quinoa .....	41
<b>Figura 2</b>	Estrutura geral das principais agliconas sapogeninas relatadas para quinoa.....	53
<b>Figura 3</b>	Esquema de processamentos empregados aos grãos de quinoa.....	56

### **Artigo 1 - Composição nutricional, digestibilidade do amido e índice glicêmico de grãos de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) submetidos a diferentes processamentos**

<b>Figura 1</b>	Taxa de hidrólise do amido <i>in vitro</i> dos grãos de quinoa <i>in natura</i> e processados (% em base seca).....	102
-----------------	---	-----

### **Artigo 2 - Efeito de diferentes processamentos sobre compostos fenólicos totais, capacidade antioxidante e saponinas em grãos de *Chenopodium quinoa* Willd.**

<b>Figura 1</b>	Teor de saponinas (%) nos grãos de quinoa <i>in natura</i> e submetidos a diferentes processamentos.....	114
-----------------	--	-----

## Lista de tabelas

### Projeto de Pesquisa

<b>Tabela 1</b>	Delineamento experimental para avaliar da influência de diferentes processamentos na composição nutricional de grãos de quinoa.....	57
<b>Artigo 1 - Composição nutricional, digestibilidade do amido e índice glicêmico de grãos de quinoa (<i>Chenopodium quinoa</i> Willd.) submetidos a diferentes processamentos</b>		
<b>Tabela 1</b>	Caracterização físico-química dos grãos de quinoa <i>in natura</i> e submetidos a diferentes processamentos (% em base seca).....	100
<b>Tabela 2</b>	Amido total e frações dos grãos de quinoa <i>in natura</i> e submetidos a diferentes processamentos (% em base seca).....	100
<b>Tabela 3</b>	Digestibilidade do amido <i>in vitro</i> dos grãos de quinoa <i>in natura</i> e submetidos a diferentes processamentos (% em base seca).....	101
<b>Artigo 2 - Efeito de diferentes processamentos sobre compostos fenólicos totais, capacidade antioxidante e saponinas em grãos de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd.</b>		
<b>Tabela 1</b>	Compostos fenólicos totais e capacidade antioxidante dos grãos de quinoa <i>in natura</i> e submetidos a diferentes processamentos.....	114

## **Lista de abreviaturas e siglas**

AD	Amido digerível
AR	Amido resistente
AT	Amido total
AUC	Área sob a curva
DPPH	Radical 1,1-difenil-2-picrilhidrazil
eIG	Índice glicêmico esperado
FRAP	Ferric Reducing Antioxidant Power
IH	Índice de hidrólise
GAE	Ácido gálico
RDS	Amido rapidamente digerível
SDS	Amido lentamente digerível

## Sumário

1	Introdução.....	15
2	Revisão da Literatura.....	19
2.1	Quinoa.....	19
2.2	Amido Resistente e Índice Glicêmico.....	24
2.3	Capacidade Antioxidante.....	28
2.4	Saponinas.....	30
3	Projeto de Pesquisa.....	33
4	Relatório do Trabalho de Campo.....	80
5	<b>Artigo 1 - Composição nutricional, digestibilidade do amido e índice glicêmico de grãos de quinoa (<i>Chenopodium quinoa</i> Willd.) submetidos a diferentes processamentos.....</b>	81
6	<b>Artigo 2 - Efeito de diferentes processamentos sobre compostos fenólicos totais, capacidade antioxidante e saponinas em grãos de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd.....</b>	103
7	Considerações Finais.....	115
	Referências Bibliográficas.....	117

## 1. Introdução

A quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) é um pseudocereal de origem Andina, onde é cultivada e utilizada como alimento há aproximadamente 3.000 anos. Possui como característica capacidade adaptativa a diversas condições ambientais, desenvolvendo-se desde a altitude elevada na Bolívia até o nível do mar no Chile, assim como no clima frio até condições subtropicais, em zonas áridas até áreas úmidas, tolerando fatores abióticos como seca, geada e salinidade (BONIFACIO, 2003; TAPIA; FRIES, 2007). Seu cultivo está em expansão em diversos outros países e no Brasil o plantio da semente para fins de pesquisa teve início em 1990 a partir da Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (Embrapa), no Centro de Pesquisa Agropecuária dos Cerrados, com o objetivo de adaptá-la ao cultivo no país, originando a cultivar BRS Piabiru (SPEHAR; SOUZA, 1993; SPEHAR; SANTOS, 2002).

O grão é a parte mais consumida desse alimento e é caracterizado por possuir elevado valor nutricional, com destaque para sua proteína com bom perfil de aminoácidos essenciais, como lisina, metionina e treonina. Esse fator o diferencia da maioria dos cereais comuns, geralmente deficientes nesses aminoácidos (FAO, 2011). De fato, comparando os valores médios de aminoácidos essenciais em quinoa com a recomendação padrão para adultos (WHO, FAO, UNO, 2007) se observa que esse alimento contém concentração adequada para todos os aminoácidos (NOWAK; DU; CHARRONDIERE, 2015). Além disso, possui um bom perfil lipídico, caracterizando-se principalmente pelos ácidos graxos insaturados, especialmente o ácido linoleico (ômega 6), (MIRANDA et al., 2010; NOWAK; DU; CHARRONDIERE, 2015). É também boa fonte de micronutrientes como vitaminas, principalmente ácido fólico, vitamina E, vitamina C, vitaminas do complexo B e carotenos (KOZIOL et al., 1992; RUALES; NAIR, 1993), assim como mineiras, com destaque para o cálcio, ferro, potássio e magnésio (STIKIC et al., 2012). Cabe destacar que a quinoa é isenta de glúten em sua composição, sendo uma alternativa de consumo por indivíduos com doença celíaca (JANCUROVA; MINAROVICOVA; DANDAR, 2009).

A quinoa além de ser utilizada no desenvolvimento de diversos produtos pela indústria pode ser consumida cozida como arroz, em sopas, iogurtes e saladas ou moída como farinha (JACOBSEN, 2003; VEGA-GALVEZ et al., 2010). Nesse

sentido, a quinoa representa um alimento com excelentes propriedades nutricionais, sendo apontada como um novo alimento para o mundo (HIROSE et al., 2010). De maneira que a Organização Mundial das Nações Unidas (ONU) declarou 2013 como o “Ano Internacional da Quinoa”, esperando popularizar uma semente de suporte à vida que pode ajudar a promover a segurança alimentar e a erradicação da pobreza, acabar com a desnutrição e estimular a biodiversidade em apoio à realização dos “Objetivos de Desenvolvimento do Milênio” (FAO, 2013).

A maior parte da matéria seca do grão de quinoa é composta de amido (58,1 a 64,2%) (VEGA-GALVEZ et al., 2010), contendo em torno de 19,70% de amilose (NASCIMENTO, et al., 2014), porém aspectos funcionais relacionados a ele foram pouco estudados até o momento (FAO, 2011). O amido pode apresentar diferentes velocidades de digestão, estando aquele lentamente digerível associado a uma menor resposta glicêmica. Além disso, uma porção pode resistir à digestão e chegar ao cólon, onde é fermentado pela microbiota intestinal, sendo chamado de amido resistente (AR). Diversos benefícios à saúde são atribuídos a esse componente, que desempenham papel semelhante à fibra alimentar, como por exemplo redução da glicemia pós-prandial, influência no metabolismo lipídico, efeito prebiótico com a produção de ácidos graxos de cadeia curta, redução do risco de câncer de cólon, efeito de saciedade e controle de peso (SHAMAI et al., 2003; BIRT et al., 2013; ZHOU et al, 2015).

Nesse contexto, há interesse na investigação da resposta glicêmica dos alimentos, já que a extensão e duração da glicemia pós-prandial têm sido relacionadas a doenças crônicas não transmissíveis, podendo ser utilizada na prevenção e tratamento de obesidade e diabetes. O índice glicêmico (IG) de um alimento é estimado a partir da velocidade de digestão dos carboidratos. Ensaios *in vivo* são custosos, trabalhosos e invasivos, de maneira que foram desenvolvidos métodos *in vitro* para essa estimativa, que são mais práticos, simples e econômicos (GOÑI et al., 1997; LIVESEY et al., 2008; DONA et al., 2010). Destaca-se que diversos fatores podem influenciar a velocidade de digestão do amido, como o teor de amilose/amilopectina, tipo e disposição das estruturas cristalinas, interação com outros componentes do alimento, assim como o processamento utilizado (SAJILATA et al. 2006; DONA et al., 2010).

Berti et al. (2004), ao avaliar o IG de alguns alimentos sem glúten verificaram elevado IG *in vivo* para grãos de quinoa cozidos, porém, ainda assim foi o alimento

que apresentou menor IG entre os demais avaliados (pão e massa comerciais sem glúten). Alguns produtos com quinoa têm sido desenvolvidos, como pão sem glúten utilizando farinha de quinoa, que apresentou elevado IG esperado (eIG) em comparação com os demais pães elaborados (com trigo serraceno, aveia, sorgo e teff), apesar de todos terem sido classificados como alimentos de elevado IG ( $\geq 70$ ) (WOLTER et al., 2015) e leite de quinoa, que teve um menor IG comparado ao leite de arroz (PINELI et al., 2015), assim como bolo contendo farinha de quinoa torrada, (ROTHSCHILD et al., 2015) e pão com substituição de 25 e 50% da farinha de trigo por quinoa, que demonstraram boas propriedades tecnológicas e nutricionais (IGLESIAS-PUIG; MONEDERO; HAROS, 2015).

Além disso, os grãos de quinoa contêm elevada capacidade antioxidante, devido principalmente ao seu teor de compostos fenólicos e flavonóides, assim como vitaminas E e C (CARRASCO; ZELEDA, 2008; DINI; TENORE; DINI, 2010; MIRANDA et al., 2010). Dentre os compostos fenólicos individuais identificados no grão, os ácidos ferúlico e vanílico são predominantes. Já os principais flavonóides são queracetina e kampferol (REPO-CARRASCO et al, 2010b; TANG et al., 2015). A quantificação e avaliação desses compostos são de importância, já que exercem efeito protetor a diversas doenças como câncer, alergias, doenças inflamatórias e cardiovasculares.

Além dessas características nutricionais, os grãos de quinoa possuem compostos glicosídicos denominados saponinas em sua camada externa. Esses compostos possuem ação antimicrobiana, são tóxicos para animais de sangue frio, agem contra doenças virais, têm efeitos na redução de colesterol, aumentam a absorção de fármacos através das membranas mucosas (GOMEZ-CARAVACA et al., 2012), porém, conferem sabor amargo aos grãos de quinoa, sendo necessária sua redução para consumo, que pode ser realizada por meio de métodos de lavagem e/ou polimento.

Diversos fatores podem influenciar a composição nutricional e funcional de grãos de quinoa, como a localização de cultivo, fatores genéticos e variações ambientais, como temperatura e frequência de chuvas (KOZIOL et al., 1992; MIRANDA et al., 2012). Além disso, o processamento empregado ao alimento também exerce efeito na sua composição, principalmente em seus compostos bioativos e funcionalidade do amido. Com isso, o efeito de processamentos térmicos vem sendo avaliado em diversos alimentos (HU et al., 2004; CAPRILES et al., 2008; FERRACANE et al.,

2008; SUN et al., 2014). No entanto, o impacto de processamentos usuais sobre os aspectos nutricionais e funcionais em grãos de quinoa foram pouco estudados até o momento, e essa avaliação é importante para inclusão destes grãos na dieta e assim, obtenção de maiores benefícios à saúde humana.

Dessa maneira, com este estudo objetivou-se determinar a composição nutricional, frações de amido (total, resistente e digerível), índice de hidrólise do amido *in vitro*, índice glicêmico, compostos fenólicos totais, capacidade antioxidante e teor de saponinas de grãos de quinoa cultivados no Brasil (BRS Piabiru), submetidos a cinco processamentos (lavagem e lavagem com posterior hidratação, cocção em panela comum, cocção em panela de pressão e torração).

## 2. Revisão da Literatura

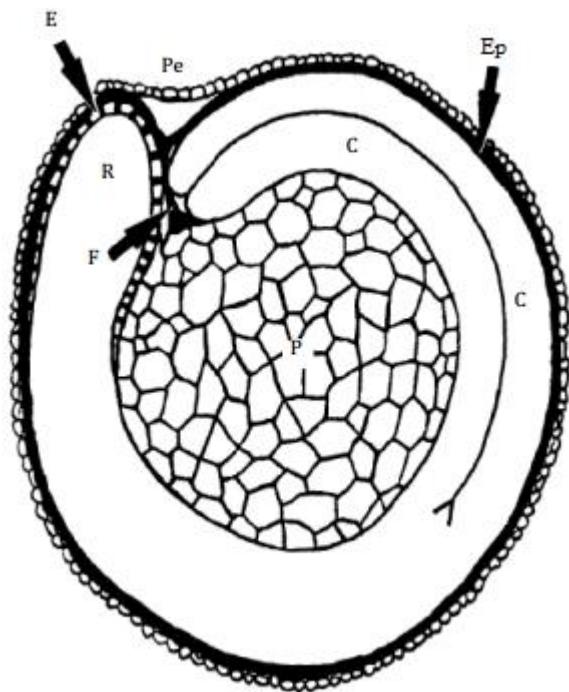
### 2.1. Quinoa

A quinoa é um pseudocereal de origem Andina que pertence ao gênero *Chenopodium* e família *Amaranthaceae*. Apresenta como característica capacidade de resistência a condições climáticas e de solo adversas, desenvolvendo-se em locais ao nível do mar até elevadas altitudes; no clima frio das montanhas até condições subtropicais; em zonas áridas até áreas úmidas; tolerando fatores abióticos como seca, geada, salinidade e se adaptando a solos ácidos e alcalinos, de maneira que possui elevada variabilidade genética (MUJICA; IZQUIERDO; MARATHEE, 2001; BONIFACIO, 2003; JACOBSEN, 2003; MAUGHAN et al., 2004; VEGA-GÁLVEZ et al., 2010).

É chamada de pseudocereal, pois não é membro da família *Gramineae*, mas produz sementes que podem ser moídas em farinha e utilizadas como um cereal. Diferentemente dos cereais, que são liliopsidas, a quinoa é uma planta magnoliopsida anual, que geralmente atinge uma altura de 0,5 a 2,0m, com grandes panículas, de 30 a 80cm de comprimento e produção de sementes na extremidade da haste. Suas sementes são redondas e achatadas e podem medir de 1,5 a 4mm de diâmetro. A coloração dos grãos varia de acordo com os genótipos e estádio fenológico da planta, geralmente é amarelo pálido, podendo variar de branco até rosa, laranja, vermelho ao marrom e preto (NATIONAL RESEARCH COUNCIL, 1989; RUALES; NAIR, 1993; MUJICA; IZQUIERDO; MARATHEE, 2001). O grão é a parte mais consumida desse alimento e pode ser utilizado no desenvolvimento de diversos produtos alimentares como pães, biscoitos, cookies, panquecas, bebidas, bolos e também ser consumido cozido como arroz, em sopas ou moído como farinha (JACOBSEN, 2003; VEGA-GÁLVEZ et al., 2010; WOLTER et al., 2015; PINELI et al., 2015; ROTHSCHILD et al., 2015).

A semente da quinoa (Figura 1) é composta por episperma, embrião e perisperma. O episperma é formado por quatro camadas, apresentando superfície exterior áspera, frágil e facilmente removida quando friccionada. Nessa porção se encontram compostos denominados saponinas, glicosídeos que conferem sabor amargo ao grão, mas que são eliminados por meio de processos abrasivos e/ou de lavagem. O embrião é caracterizado por dois cotilédones e radícula, rodeando o

perisperma como um anel. Já o perisperma é o principal tecido de armazenamento, composto por grânulos de amido (MUJICA; IZQUIERDO; MARATHEE, 2001).



**Figura 1.** Representação esquemática do corte longitudinal do grão de quinoa  
 E: endosperma, Pe: pericarpo, P: perisperma, R: radícula, F: funículo, C: cotilédones, Ep: episperma  
 Fonte: Prego et al. (1998)

Essa planta foi amplamente cultivada no Império Inca (agora Peru, Bolívia, Equador, Chile, Argentina e Colômbia), caracterizando um importante componente da dieta daquele povo. Além de cumprir papel na nutrição humana e animal, era considerado um alimento sagrado, como um presente de seus deuses. Porém, após a conquista da região por espanhóis, o cultivo da quinoa se manteve apenas em locais de difícil acesso pelos europeus (como elevada altitude e regiões isoladas) e nas terras cultiváveis mais acessíveis foi introduzido o cultivo de outros grãos, como trigo, centeio e aveia (BONIFACIO, 2003; CARRASCO; ZELADA, 2008).

No período entre 1992 e 2010, a área cultivada de quinoa duplicou e sua produção total triplicou, nos principais países produtores (Bolívia, Peru e Equador). Além disso, o cultivo desse grão expandiu para outros países além da Região Andina, sendo cultivado na França, Inglaterra, Suécia, Espanha, Dinamarca, Finlândia, Holanda, Itália, Estados Unidos e Canadá, bem como no Quênia, Himalaia e na Índia (MEDINA; SKURTY; AGUILERA, 2010; FAOSTAT, 2013). No Brasil,

desde 1990 são realizadas pesquisas pela Embrapa Cerrados, em cooperação com a Universidade de Brasília, para adaptação desse grão ao cultivo no país. De maneira, que após várias experiências e modificações genéticas, surgiu a variedade BRS Piabiru, primeira recomendação de quinoa como cultivo granífero no Brasil (SPEHAR; SOUZA, 1993; SPEHAR; SANTOS, 2002).

A cultivar BRS Piabiru originou-se da linhagem EC3, selecionada a partir de uma população procedente de Quito, Equador. Após ensaios, foi uniformizada para características agronômicas e sua obtenção teve como objetivo fornecer alternativa para diversificar os sistemas produtivos, baseados no plantio direto. A diversificação é uma forma de atenuar os impactos biológicos negativos, causados pelo cultivo de poucas espécies altamente especializadas, e de contribuir para a conservação ambiental (SPEHAR; SANTOS, 2002; SPEHAR, 2006).

Grãos de quinoa dessa variedade, colhidos em 2005 e provenientes da Embrapa Cerrados, foram avaliados quanto a sua composição centesimal e apresentaram 67,9% de carboidratos, 16% de proteínas, 5,3% de lipídios e 3,6% de cinzas (MENEGUETTI et al., 2011). Estando de acordo com valores médios para grãos cultivados em diversos locais e relatados por Vega-Gálvez et al. (2010) em seu estudo de revisão, que são de 12,5 a 16,7% de proteína; 5,5 a 8,5% de lipídios; e 3,0 a 3,8% de cinzas.

A quinoa é um alimento de elevada importância nutricional, destacando-se a qualidade da sua proteína que possui alto teor de aminoácidos essenciais. Esse fator a diferencia dos cereais tradicionais, como arroz e trigo, que são geralmente deficientes nesses aminoácidos. Outro fator favorável e diferencial é a ausência de proteínas que contenham glúten, podendo ser consumida por portadores de doença celíaca e utilizada na produção de diversos alimentos isentos de glúten (JACOBSEN, 2003; STIKIC et al., 2012). Em estudo realizado por Stikic et al. (2012), sementes de quinoa cultivadas no sudeste da Europa apresentaram teores de aminoácidos essenciais mais elevados que o trigo. O teor de lisina, que é o aminoácido limitante na maioria dos cereais, foi duas vezes maior nas sementes de quinoa comparado ao trigo.

Além disso, ensaio biológico que comparou a qualidade proteica da quinoa com a caseína, referência proteica pela FAO, não encontrou diferença entre os grupos no coeficiente de eficiência proteica (PER), mesmo sendo a quinoa uma fonte de

origem vegetal. Apenas a digestibilidade proteica da quinoa foi significativamente menor (84,3%) que a da caseína (88,9%) (RANHOTRA et al., 1993).

Devido a essas características, a quinoa é considerada a única planta capaz de fornecer todos os aminoácidos essenciais e se aproxima do ideal para os padrões nutricionais recomendados a humanos estabelecidos pela FAO, com qualidade comparada à caseína. Sendo importante especialmente para algumas populações do mundo, onde a inclusão de proteína de alta qualidade na dieta é deficiente, bem como para os indivíduos que raramente ingerem proteína de origem animal e precisam obtê-la a partir de cereais, leguminosas e outros grãos (FAO, 2011; NOWAK; DU; CHARRONDIERE, 2015).

Além disso, possui um bom perfil lipídico, com 82,7% de ácidos graxos insaturados e com elevado teor de ácido linoleico (ômega 6), e ácido oleico (ômega 9) (REPO-CARRASCO; ESPINOZA; JACOBSEN, 2003; NOWAK; DU; CHARRONDIERE, 2015). Em análise de seis genótipos diferentes de quinoa, todos representaram ser uma boa fonte do ácido graxo essencial linoleico, que foi predominante (45,17 a 54,18 g 100g<sup>-1</sup>) seguido do ácido oleico (18,68 a 27,87 g 100g<sup>-1</sup>) (MIRANDA et al., 2012).

Esse grão também é uma boa fonte de minerais e vitaminas, com teor de potássio (52 g kg<sup>-1</sup>) maior que cereais como arroz (1,18 g kg<sup>-1</sup>), cevada (5,02 g kg<sup>-1</sup>) e milho (3,77 g kg<sup>-1</sup>), assim como maior teor de ferro (49,63 mg kg<sup>-1</sup>) em comparação com o arroz (7 mg kg<sup>-1</sup>), cevada (32 mg kg<sup>-1</sup>), trigo (38 mg kg<sup>-1</sup>) e milho (21 mg kg<sup>-1</sup>) (STIKIC et al., 2012). Com relação ao conteúdo de vitaminas, apresenta quantidades elevadas de ácido fólico, vitamina E, vitamina C, vitaminas do complexo B (tiamina e riboflavina), e carotenos. É considerada fonte de vitamina E, contendo 5,37 mg 100g<sup>-1</sup>, enquanto o arroz contém 0,1837 mg 100g<sup>-1</sup>, cevada 0,3537 mg 100g<sup>-1</sup> e trigo 1,1537 mg 100g<sup>-1</sup> (KOZIOL et al., 1992; RUALES; NAIR, 1993). Quanto a vitamina C, apresenta em torno de 12 mg 100g<sup>-1</sup> (DINI et al., 2010). O que é importante já que essas vitaminas desempenham função antioxidante, protegendo as células do organismo da ação dos radicais livres (REPO-CARRASCO; ESPINOZA; JACOBSEN, 2003).

O amido da quinoa está localizado no perisperma e compreende em torno de 58,1 a 64,2% da matéria seca desse grão. Apresenta temperatura de gelatinização de aproximadamente 67°C e grânulos poligonais, com diâmetro médio da partícula de 1,3µm (RUALES; NAIR, 1994; VEGA-GALVEZ et al., 2010) e contém em torno de

19,70% de amilose (NASCIMENTO et al., 2014), sendo que os aspectos funcionais relacionados a esse componente foram pouco estudados até o momento (FAO, 2011). De acordo com Repo-Carrasco-Valencia e Serna (2011) o conteúdo de fibra dietética total da quinoa é em torno de 13,56 a 15,99%; de fibra insolúvel entre 11,99 a 14,39%; e de fibra solúvel de 1,41 a 1,60%, variando de acordo com a procedência do grão analisado.

Em função das suas propriedades, nas últimas décadas a quinoa tem sido avaliada como um alimento que contempla excelentes características nutricionais, sendo apontada como um novo alimento para o mundo (HIROSE et al, 2010). De maneira que a Organização Mundial das Nações Unidas (ONU) declarou 2013 como o “Ano Internacional da Quinoa”, esperando popularizar uma semente de suporte à vida que pode ajudar a promover a segurança alimentar e a erradicação da pobreza, acabar com a desnutrição e estimular a biodiversidade em apoio à realização dos “Objetivos de Desenvolvimento do Milênio”. Caracterizando também uma forma de reconhecimento aos povos indígenas que preservaram a quinoa através do conhecimento e práticas tradicionais (FAO, 2013).

Porém, alguns fatores podem influenciar o conteúdo nutricional da quinoa, como a localização de cultivo, fatores genéticos e variações ambientais como temperatura e frequência de chuvas (KOZIOL et al., 1992; MIRANDA et al., 2012). Além disso, os processamentos utilizados na indústria para o desenvolvimento de produtos, assim como os domésticos realizados previamente ao consumo do grão (cocção, hidratação, tostagem) também podem influenciar seu conteúdo nutricional.

Repo-Carrasco-Valencia e Serna (2011) verificaram aumento no conteúdo de fibra solúvel e redução nos níveis de fibra insolúvel em grãos de quinoa após o processo de extrusão. Esse fato pode ser explicado pela alta tensão de cisalhamento e elevada temperatura empregada durante esse processo, causando a quebra de ligações glicosídicas e formando partículas menores, que são solúveis. Já em estudo que analisou a influência dos processos de cocção com fervura e tostadura no conteúdo mineral de farinha de quinoa, Repo-Carrasco-Valencia et al. (2010a) verificaram que a cocção com fervura causou redução no teor de ferro e zinco, já o procedimento de tostadura causou a redução do conteúdo de cálcio.

Dessa maneira, ainda são necessárias avaliações do impacto de diferentes processamentos sobre o perfil nutricional desse alimento a fim de elucidar a maneira de melhorar aproveitar seus nutrientes.

## 2.2. Amido Resistente e Índice Glicêmico

Os carboidratos representam o principal componente energético da dieta humana e tem como maior fonte o amido (RATNAYAKE; JACKSON, 2008). O amido é um polissacarídeo de armazenamento energético das plantas constituído por duas moléculas: amilose, que é um polímero linear formado por monômeros de glicose ligados por pontes glicosídicas  $\alpha$ -1,4; e amilopectina, uma macromolécula ramificada formada por monômeros de glicose ligados através de pontes glicosídicas  $\alpha$ -1,4 e  $\alpha$ -1,6 (SAJILATA et al., 2006; ENGLYST; LIU; ENGLYST, 2007).

Os alimentos podem conter uma série de carboidratos quimicamente distintos, com variadas propriedades gastrointestinais e metabólicas. Os carboidratos metabolizados durante a digestão serão absorvidos no intestino delgado, desempenhando sua função energética. Porém, podem também chegar ao cólon onde serão fermentados pela microbiota intestinal. Nesse contexto, percebeu-se que uma parte do amido da dieta poderia escapar da digestão, chegando ao cólon (ENGLYST; LIU; ENGLYST, 2007).

Portanto, é chamado de amido resistente, a fração de amido não digerida no intestino delgado de indivíduos saudáveis, que chega até o intestino grosso onde é fermentado. Ele possui atuação semelhante à fibra alimentar, com diversos benefícios à saúde como redução da glicemia pós-prandial, influência no metabolismo lipídico, efeito prebiótico com a produção de ácidos graxos de cadeia curta, redução do risco de câncer de cólon, efeito de saciedade e controle de peso (SHAMAI et al., 2003; BIRT et al., 2013; ZHOU et al., 2015).

O amido resistente é constituído por cinco tipos, o tipo 1 (AR 1) representa os grânulos de amido fisicamente inacessíveis no alimento, fundamentalmente por causa das paredes celulares e proteínas; o tipo 2 (AR 2) refere-se aos grânulos de amido nativo, encontrados no interior da célula vegetal apresentando lenta digestibilidade devido às características intrínsecas da estrutura cristalina dos seus grânulos; o tipo 3 (AR 3) consiste em polímeros de amido retrogradado, produzidos quando o amido é resfriado após a gelatinização; o tipo 4 (AR 4) é o amido modificado por tratamentos químicos, incluindo amidos eterizados, esterificados ou com ligações cruzadas; e o tipo 5 (AR 5) que ocorre pela formação de complexos amilose/lipídio (COLONNA; LELOUP; BULÉON, 1992; ENGLYST; KINGMAN; CUMMINGS, 1992; SAJILATA et al., 2006; FUENTES-ZARAGOZA et al., 2010; BIRT et al., 2013).

Vários fatores, intrínsecos e extrínsecos, influenciam a taxa de hidrólise do amido, como o teor de amilose/amilopectina, tipo e disposição das estruturas cristalinas, interação com outros componentes do alimento, inibidores de enzima assim como o processamento utilizado. Os alimentos ricos em amido raramente são consumidos crus, devendo ser submetidos a um tratamento térmico para que se tornem palatáveis e biodisponíveis (SAJILATA et al., 2006).

Quando o amido é aquecido na presença de água ocorre o processo de gelatinização, caracterizado pelo inchamento da amilose, desintegração da estrutura cristalina de amilopectina e ruptura dos grânulos. As cadeias de polissacarídeos assumem uma configuração aleatória, causando espessamento da matriz circundante. Nesse momento o amido é facilmente digerível. No resfriamento ocorre a retrogradação, onde as moléculas de amido formam cadeias lineares através de ligações fortes entre seus polímeros e também com outros componentes do alimento, como por exemplo, as proteínas. Esse processo ocorre mais rapidamente para amilose, pois sua estrutura linear facilita ligações cruzadas por meio de pontes de hidrogênio, já a natureza ramificada da amilopectina retarda a sua recristalização (SAGUM; ARCOT, 2000; SAJILATA et al., 2006). Dessa maneira, a taxa de retrogradação do amido após a gelatinização depende essencialmente da quantidade de amilose presente. O amido retrogradado apresenta resistência à ação das enzimas digestivas, caracterizando-se como AR 3 (SAGUM; ARCOT, 2000; SAJILATA et al., 2006).

Portanto, o amido resistente pode estar naturalmente presente nos alimentos ou pode ser gerado/alterado durante as diversas condições de processamento ou armazenamento. A formação de amido resistente durante o processamento é afetada por fatores como quantidade de água, pH, temperatura, tempo, número de ciclos de aquecimento, resfriamento e congelamento (VAIDYA; SHETH, 2011).

Vaidya e Sheth (2011) analisaram o conteúdo de amido resistente em cereais crus e processados utilizados no desenvolvimento de produtos indianos à base de cereais comumente produzidos em receitas caseiras e observaram que as técnicas de torrefação, panificação e fervura aumentaram significativamente o teor de amido resistente. Capriles et al. (2008) encontraram aumento no teor de amido resistente em amaranto de 0,50 para 1,36%, após o processo de torração das sementes, enquanto que as outras amostras (estaladas, cozidas, extrusadas e em flocos) não apresentaram diferença ou tiveram redução dessa fração em relação a amostra

crua. No mesmo sentido, aumento de amido resistente em farinha de grão-de-bico torrada também já foi verificado (FARES; MENGA, 2012).

Linsberger-Martin et al. (2012) observaram aumento no amido resistente em amido nativo de quinoa após tratamento industrial de alta pressão. O aumento mais significativo foi obtido após tratamento durante 30min, com pressão de 600MPa e temperatura de 60°C, em que o amido resistente chegou a 3,32%. Nas amostras de quinoa sem tratamento foi verificado teor de 0,18% de amido resistente. Os resultados indicaram também, que quanto maior o teor de amilose do amido, mais amido resistente poderia ser formado pelo tratamento de alta pressão.

Ruales e Nair (1994) avaliaram o efeito de três processamentos (cocção, autoclavagem e *drum-drying* – processo de desidratação) sobre características do amido de quinoa. No processo de cocção os grãos foram submetidos à temperatura de 91°C durante 60min; na autoclavagem cozidos a 121°C por 10min com pressão (1,05 hg cm<sup>-2</sup>); no *drum-drying* amostra de farinha de quinoa foi desidratada com pressão de 3,16 kg cm<sup>-2</sup> e temperatura de 144°C. A amostra submetida ao processo *drum-drying* alcançou maior grau de gelatinização (93%), seguido da cozida (85%), já a autoclavada obteve baixo grau de gelatinização (47%). Quanto à digestibilidade do amido, avaliada após incubação com  $\alpha$ -amilase durante 60min, observou-se maior digestibilidade das amostras tratadas termicamente em comparação com os grãos crus, totalizando 73% nas submetidas ao processamento *drum-dryng*, 43% nas cozidas e apenas 33% nas autoclavadas. Essa elevada taxa de hidrólise do amido de quinoa submetida ao processo *drum-dryng* ocorreu devido ao elevado grau de gelatinização obtido após esse processamento. O estudo não quantificou a presença de amido resistente.

Englyst e Cummings (1985) foram pioneiros na hipótese de que o amido poderia não ser completamente hidrolisado no sistema digestivo humano. A partir de então, intensificaram as pesquisas sobre as frações do amido, assim como suas propriedades. Em 1992, Englyst, Kingman e Cummings propuseram que o amido poderia ter diferentes velocidades de digestão, dependendo de suas propriedades estruturais e dos processos aplicados ao alimento. De acordo com sua susceptibilidade à hidrólise enzimática, os pesquisadores classificaram o amido em rapidamente digerível (RDS), lentamente digerível (SDS) e amido resistente (AR).

Nesse contexto, os alimentos podem conter uma gama de carboidratos quimicamente distintos, que variam suas propriedades gastrointestinais e

metabólicas. Além disso, a origem biológica e o processamento do alimento desempenham papel na determinação das propriedades físico-químicas dos carboidratos, o que exerce impacto sobre a sua manipulação fisiológica (ENGLYST; LIU; ENGLYST, 2007).

Existe interesse na investigação da resposta glicêmica dos alimentos, considerando que a extensão e duração do aumento da glicemia pós-prandial têm sido relacionadas a doenças crônicas não transmissíveis. O índice glicêmico de alimentos pode ser estimado a partir da velocidade de digestão dos carboidratos. Como os ensaios *in vivo* são custosos, trabalhosos e invasivos, é possível a utilização de um marcador *in vitro* que é mais prático, simples e econômico (GOÑI et al., 1997; LIVESEY et al., 2008; CAPRILES; GUERRA-MATIAS; ARÉAS; 2009).

Esse método avalia a taxa de hidrólise do amido mensurando a liberação de glicose da amostra ao longo do tempo (30, 60, 90, 120 e 180min). A taxa de digestão do amido é expressa como a porcentagem do amido total hidrolisado ao longo do período e o índice de hidrólise (IH) é calculado como a razão da área sob a curva de hidrólise do alimento teste e a área do alimento controle (GOÑI et al. 1997).

Dessa maneira, o índice glicêmico é definido como o aumento da área sob a curva (AUC) da resposta glicêmica produzida por um determinado alimento, em relação à mesma quantidade de carboidratos disponível de um produto padrão (pão branco ou glicose), classificando-se os alimentos em função do seu potencial de elevação da glicemia, relacionado ao alimento controle (JENKINS et al., 1981). Dietas de baixo índice glicêmico promovem liberação lenta da glicose no sangue, favorecendo a melhora do controle glicêmico por pacientes diabéticos, diminuição dos níveis plasmáticos de triacilgliceróis e aumento na sensação de saciedade (BRAND-MILLER, 2003; LIVESEY et al., 2008).

Em geral, os cereais possuem um elevado IG, como o arroz que apresenta em torno de 88 (GOÑI et al., 1997), enquanto as leguminosas apresentam menor IG, em torno de 46, 42 e 53 para ervilha, lentilha e grão-de-bico, respectivamente (CHUNG et al., 2008). Berti et al. (2004) ao avaliar índice glicêmico *in vivo* de alimentos sem glúten verificaram que quinoa cozida apresentou elevado índice glicêmico, maior que o padrão alimentar pão branco, porém ainda assim foi o que apresentou menor IG em comparação com os demais alimentos avaliados (pão e massa comerciais sem glúten).

Considerando o fato de não conter glúten em sua composição, além de representar uma ótima fonte de nutrientes, a quinoa pode ser escolha de consumo por pacientes celíacos. Porém, sabe-se que a doença celíaca está associada a uma elevada incidência de diabetes tipo I sendo necessário que esses pacientes sigam uma dieta com restrição ao glúten, mas que também forneça um adequado controle glicêmico (CRONIN e SHANAHAN, 1997; BERTI et al, 2004). Portanto, torna-se importante a avaliação de outros métodos de processamento com a intenção de reduzir o índice glicêmico desse grão, que representa excelente fonte nutricional.

### **2.3. Capacidade Antioxidante**

Os antioxidantes são definidos como substâncias que, em pequenas concentrações, comparadas ao substrato oxidável, retardam ou previnem significativamente as reações de oxidação e formação de radicais livres que ocorrem no interior de tecidos e membranas (HALLIWELL et al., 1995; NSIMBA; KIKUZAKI; KONISHI, 2008). Radicais livres são átomos ou moléculas com um ou mais elétrons desemparelhados, instáveis, altamente energizados e reativos (BERGER, 2005), que podem causar danos por reagir com praticamente qualquer molécula que entrem em contato.

O termo espécies reativas de oxigênio/nitrogênio é usado para identificar radicais e alguns não radicais que atuam como agentes oxidantes e/ou são facilmente convertidos em radicais (HALLIWELL, 1996). A geração dessas espécies reativas e de radicais livres é inevitável no metabolismo humano, caracterizando um processo contínuo e fisiológico que cumpre funções biológicas relevantes, atuando como mediadores para transferência de elétrons nas reações bioquímicas, possibilitando a geração de ATP através da cadeia transportadora de elétrons, ativação de genes, participação no mecanismo de defesa durante o processo de infecção (BARBOSA et al., 2010).

Porém o desequilíbrio entre compostos oxidantes e antioxidantes em favor da geração excessiva de radicais livres ou em detrimento da velocidade de remoção deles instala o processo de estresse oxidativo (BARBOSA et al., 2010). Altas concentrações de espécies reativas e radicais livres são importantes mediadores de danos oxidativos nas estruturas celulares, lípidos, proteínas e DNA (VALKO et al., 2007). A cronicidade desse processo está associada à etiologia de diversas doenças

degenerativas como arteriosclerose, vasoespasmo, câncer, acidente vascular cerebral, asma, artrite, ataque cardíaco, dermatite, danos na retina, lesões no fígado, entre outras (COHEN; KRISTAL; STANFORD, 2000; LEE; KOO; MIN, 2004).

O organismo humano possui antioxidantes de defesa endógena enzimáticos, que são caracterizados pela superóxido dismutase, glutatona peroxidase e catalase e antioxidantes não enzimáticos, como o ácido úrico, bilirrubina, albumina, incluindo aqui também fatores nutricionais como vitaminas e compostos fenólicos (BERGER, 2005).

A avaliação da atividade antioxidante de alimentos é considerada um passo importante para a posterior definição do composto bioativo nele contido (NSIMBA; KIKUZAKI; KONISHI, 2008). Alimentos naturais contêm elevado teor de antioxidantes, de maneira que uma alimentação baseada em vegetais e grãos integrais tornou-se uma das diretrizes para reduzir o risco de doenças causadas pelo aumento do nível de radicais livres (MAGALHÃES et al., 2006; MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2008; PASKO et al. 2009).

Estudos têm demonstrado que grãos de quinoa possuem elevada capacidade antioxidante, devido principalmente ao seu conteúdo de compostos fenólicos, vitamina E e vitamina C, os quais são protetores contra várias doenças, especialmente o câncer, alergias, doenças inflamatórias e cardiovasculares (CARRASCO; ZELEDA, 2008; DINI; TENORE; DINI, 2010; MIRANDA et al., 2010).

Nsimba, Kikuzaki e Konishi (2008) verificaram capacidade antioxidante de 72,1% em extratos de quinoa provenientes da Bolívia e de 59,2% em amostras provenientes do Japão testados pelo método DPPH. Miranda et al. (2012) verificaram pelo mesmo método, variação de 35,51 a 79,58% da capacidade antioxidante em seis diferentes genótipos de quinoa provenientes do Chile. Pasko et al. (2009) também encontraram elevada capacidade antioxidante em grãos de quinoa provenientes da Bolívia e demonstraram uma forte correlação ( $r=0,97$ ) entre o teor de compostos fenólicos totais e a capacidade antioxidante nesses grãos.

Métodos de processamento utilizados no alimento são conhecidos por desempenhar efeitos variáveis sobre seu conteúdo fenólico total e capacidade antioxidante. Incluindo efeitos de pouca ou nenhuma mudança, perdas significativas e manutenção dessas propriedades (CHAN et al, 2009). Com relação à quinoa, Repo-Carrasco-Valencia et al. (2010b) ressaltaram a necessidade de mais estudos

que determinem a capacidade antioxidante e conteúdo de compostos fenólicos em grãos processados.

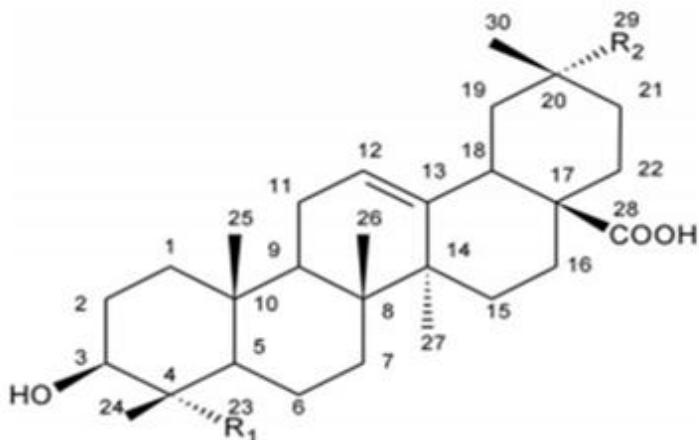
Dini, Tenore e Dini (2010) avaliaram a influência de um processo de cocção com fervura (durante 20min) no teor de compostos fenólicos totais e capacidade antioxidante de grãos de quinoa e verificaram significativa redução dos compostos fenólicos totais nos grãos cozido, devido à desagregação e perda de compostos fenólicos para a água de cocção. Em consequência, a capacidade antioxidante também foi significativamente reduzida após o processo de cocção. Diferentemente, Repo-Carrasco-Valencia e Serna (2011) verificaram aumento da capacidade antioxidante de quinoa após o processo de extrusão e relataram que isso poderia ser explicado pelo aumento de compostos fenólicos solúveis liberados em função do processamento térmico.

Nesse contexto, percebe-se que o processamento empregado ao alimento pode causar diversos efeitos na sua composição de compostos bioativos e capacidade antioxidante, exercendo pouca ou nenhuma mudança, perdas ou manutenção dessas propriedades (CHAN et al. 2009). Portanto, é de interesse avaliar métodos de preparo usuais sobre esses componentes dos alimentos (FERRACANE et al., 2008; SUN et al., 2014), objetivando-se obter ao máximo seus benefícios.

#### **2.4. Saponinas**

Saponinas são glicosídeos que consistem de uma a seis unidades de hexoses ou pentoses, ligadas a uma aglicona sapogenina, podendo ser esteroidais ou triterpênicas. As saponinas presentes nos grãos de quinoa são caracterizadas como glicosídeos triterpênicos e estão localizadas no episperma das sementes, caracterizando um “pool” de saponinas bastante complexo, incluindo diversas estruturas isoladas, identificadas ou apenas detectadas (WOLDEMICHAEAL; WINK, 2001; ZHU et al., 2002; MADL; STERK; MITTELBACH; 2006).

De maneira geral, as saponinas de quinoa são triterpenos, derivados da betamirina, que apresentam como as principais agliconas a hederagenina e os ácidos oleanólico, fitolacagênico e serjânico (Figura 2). Os açúcares normalmente estão ligados à aglicona nas posições C3 e C28 sendo a glicose, galactose e arabinose os mais comuns, no entanto ácido glicurônico e xilose também já foram relatados (MADL; STERK; MITTELBACH; 2006).



Aglicona	R1	R2
Ácido oleanólico	CH3	CH3
Hederagenina	CH2OH	CH3
Ácido fitolacagênico	CH2OH	COOCH3
Ácido serjânico	CH3	COOCH3

**Figura 2.** Estrutura geral das principais agliconas sapogeninas relatadas para quinoa

Fonte: MADL; STERK; MITTELBACH, 2006.

Esses compostos envolvem a semente para protegê-la de insetos e pássaros e são tóxicos para as espécies aquáticas (sangue frio), porém aos seres humanos parecem não apresentar toxicidade oral significativa. Observa-se também que as saponinas possuem capacidade imunoadjuvante, que é destinada a aumentar ou modular resposta imune humoral ou celular a抗ígenos (VERZA et al., 2012). Devido a essas características, suas propriedades antibióticas, inseticidas, fungicidas e farmacológicas são estudadas (RUALES; NAIR, 1992a; DINI et al., 2001). Além disso, em função de suas propriedades surfactantes e emulsificantes, visa-se seu uso no desenvolvimento de detergentes, e na formação de espuma durante a fabricação de bebidas. Dessa maneira, as saponinas tornaram-se compostos comercialmente significativos com expansão da aplicação aos setores de alimentos, cosméticos e farmacêuticos (KOZIOL, 1991; USTÜNDARĞ e MAZZA, 2007).

Ruales e Nair (1992b) verificaram que a presença de saponinas nos grãos de quinoa não exerce efeito negativo sobre a qualidade de sua proteína. Observaram, em ensaio biológico com ratos, que dietas elaboradas com quinoa lavadas e com quinoa crua apresentaram semelhante digestibilidade proteica, indicando que a

presença de saponinas não interfere na sua digestibilidade. Da mesma maneira, a utilização líquida da proteína (NPU) não variou entre os grupos, indicando que a saponina não interfere na eficiência de utilização do nitrogênio.

Porém, esses compostos conferem sabor amargo a quinoa, sendo necessário que os grãos utilizados na produção de alimentos destinados ao consumo humano tenham baixo teor de saponinas. Isso pode ser obtido por meio de melhoramento genético ou processamento agroindustrial. Como as saponinas estão presentes na camada externa do grão de quinoa, pode-se realizar processo de lavagem, polimento a seco ou um método combinado (DINI et al., 2001; BACIGALUPO; TAPIA, 2000).

Ruales e Nair (1992b) avaliaram o perfil nutricional de grãos de quinoa crus e lavados para redução de saponinas (lavagem em água com agitação durante 20min) verificando que a lavagem não alterou o teor lipídico e proteico, assim como a composição de aminoácidos nos grãos de quinoa. Já o teor de cinzas foi menor nas amostras lavadas, o que pode ser devido a perda de minerais da camada externa dos grãos.

A quantidade de saponina presente nos grãos de quinoa vai depender de sua variedade e classifica a quinoa em 'doce' (<0,11% de saponinas) ou 'amarga' (>0,11% de saponinas) (BACIGALUPO; TAPIA, 2000; VEGA-GÁLVEZ, 2010). A determinação de saponinas em quinoa pode ser realizada por diferentes métodos, como método de espuma, espectrofotometria e cromatografia líquida de alta eficiência (CLAE). Já foi observado não haver muita variação entre eles, embora, o CLAE apresente maior precisão, sendo indicado como método de controle para os demais, que são mais baratos e podem ser utilizados em laboratórios de controle de empresas beneficiadoras (LOZANO et al., 2012).

### 3. Projeto de Pesquisa

#### UNIVERSIDADE FEDERAL DE PELOTAS Programa de Pós-Graduação em Nutrição e Alimentos



#### Projeto de Dissertação

**Influência de diferentes processamentos sobre propriedades nutricionais de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) cultivada no Brasil**

**Júlia Nickel**

**Pelotas, 2014**

**Júlia Nickel**

**Influência de diferentes processamentos sobre propriedades nutricionais de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) cultivada no Brasil**

Projeto de dissertação apresentado ao Programa de Pós-Graduação em Nutrição e Alimentos da Universidade Federal de Pelotas, como requisito parcial à obtenção do título de Mestre em Nutrição e Alimentos (área do conhecimento: Análise e Controle de Qualidade de Alimentos).

Orientador: Profa. Elizabete Helbig

Co-Orientadores: Profa. Márcia Arocha Gularte  
Profa. Fabiana Torma Botelho

**Pelotas, 2014**

## Resumo

NICKEL, Júlia. **Influência de diferentes processamentos sobre propriedades nutricionais de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) cultivada no Brasil.** 2014. Projeto de dissertação - Programa de Pós-Graduação em Nutrição e Alimentos. Universidade Federal de Pelotas, Pelotas.

A quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) é um pseudocereal de origem Andina que ganhou interesse mundial devido ao seu elevado conteúdo nutricional. Seu cultivo se estende atualmente por diversos países, inclusive no Brasil, onde após diversas adaptações se obteve a cultivar BRS Piabiru. Na camada externa o grão possui compostos glicosídicos denominados saponinas que lhe conferem sabor amargo, mas que podem ser reduzidos por processos de lavagem ou polimento. O grão pode ser utilizado pela indústria no desenvolvimento de diversos produtos, como também para consumo doméstico, preparado cozido como arroz, adicionado à sopas, hidratado e adicionado à saladas. Porém, o modo de processamento pode alterar seu conteúdo nutricional. Com isso, o projeto de pesquisa tem como objetivo investigar o efeito de diferentes processamentos sobre as propriedades nutricionais de quinoa (cultivar BRS Piabiru). Para isso, será realizado um estudo em delineamento experimental completamente casualizado, arranjado em esquema unifatorial, com três repetições. O fator de tratamento será constituído de tipos de processamento (lavagem em água corrente; lavagem + hidratação em água; lavagem + torração em chapa aquecedora; lavagem + cocção em água fervente; lavagem + cocção sob pressão; e a testemunha (grãos *in natura*). Serão realizadas análises de composição centesimal, teor de amilose, amido resistente *in vitro*, índice glicêmico *in vitro*, compostos fenólicos totais, capacidade antioxidante (pelos métodos DPPH e FRAP), saponinas (pelos métodos de espuma e espectrofotométrico) nos grãos *in natura* e processados. O entendimento dessas respostas promoverá conhecimento sobre o melhor tipo de processamento empírico visando manter ou aumentar o valor nutricional da quinoa.

**Palavras-chave:** *Chenopodium quinoa*. Valor nutritivo. Alimento funcional. Índice glicêmico. Saponinas.

**Sumário**

1. Introdução.....	38
2. Revisão Bibliográfica .....	40
2.1. Quinoa.....	19
2.2. Amido Resistente e Índice Glicêmico.....	24
2.3. Capacidade Antioxidante .....	28
2.4. Saponinas .....	30
3. Hipótese Geral.....	55
4. Objetivos.....	55
4.1. Objetivo Geral .....	55
4.2. Objetivos Específicos.....	55
5. Material e Métodos .....	55
5.1. Amostras e Processamentos .....	55
5.2. Análises da Composição Centesimal.....	57
5.2.1. Umidade .....	57
5.2.2. Cinzas.....	58
5.2.3. Lipídios .....	58
5.2.4. Proteínas .....	59
5.2.5. Fibra Bruta.....	59
5.2.6. Carboidratos .....	60
5.2.7. Fibra Solúvel / Insolúvel.....	60
5.3. Teor de Amilose .....	62
5.4. Amido total .....	63
5.5. Amido Resistente <i>in vitro</i> .....	63
5.6. Amido digerível .....	64
5.7. Índice Glicêmico <i>in vitro</i> .....	64
5.8. Procedimento de extração .....	65
5.9. Compostos fenólicos totais .....	66
5.10. Capacidade Antioxidante .....	66
5.10.1. Capacidade de sequestro do radical livre DPPH.....	66
5.10.2. Potencial de redução - FRAP .....	67
5.11. Determinação de Saponinas.....	67
5.12. Análise Estatística.....	69
6. Cronograma de Atividades .....	69

7. Orçamento .....	70
8. Referências Bibliográficas .....	72

## 1. Introdução

A quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) é uma planta originada na região dos Andes onde é amplamente cultivada e utilizada como alimento há aproximadamente 3.000 anos. Possui capacidade adaptativa a diversas condições ambientais, desenvolvendo-se desde a altitude elevada na Bolívia até o nível do mar no Chile (TAPIA e FRIES, 2007). Seu cultivo está em expansão em diversos outros países além da região Andina, como Estados Unidos, Canadá e Inglaterra. No Brasil, o plantio da semente, para fins de pesquisa, teve início em 1990 a partir da Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (Embrapa), no Centro de Pesquisa Agropecuária dos Cerrados, com o objetivo de adaptá-la ao cultivo no país, originando a cultivar BRS Piabiru (SPEHAR; SOUZA, 1993; SPEHAR; SANTOS, 2002).

Esse grão é caracterizado por apresentar alto valor nutricional, com destaque para sua proteína com elevado teor de aminoácidos essenciais como lisina e metionina. Isso a diferencia da maioria dos cereais, que são deficientes nesses aminoácidos e faz com que a quinoa seja considerada o único alimento vegetal capaz de fornecer todos os aminoácidos essenciais. Sua proteína é comparada até mesmo com a caseína, proteína de alto valor biológico do leite (FAO, 2011). Outra característica proteica importante deve-se ao fato desse alimento ser livre de glúten, representando uma opção de consumo para portadores de doença celíaca (JANCUROVA; MINAROVICOVA; DANDAR, 2009).

A quinoa apresenta também alto teor de lipídios, caracterizando-se como fonte de ácido graxo essencial linoleico e ácido graxo oleico além de fibras alimentares (MIRANDA et al., 2010), minerais como potássio e ferro, vitaminas como B1 e B2, ácido fólico, vitamina E, vitamina C e carotenos (KOZIOL et al., 1992; RUALES; NAIR, 1993; STIKIC et al., 2012). Adicionalmente, a quinoa possui elevada capacidade antioxidante, fato que pode ser atribuído ao seu conteúdo de compostos fenólicos, vitamina E e vitamina C. Fato importante considerando que o efeito antioxidante contra radicais livres está relacionado com redução do risco de doenças cardiovasculares e câncer, patologias responsáveis por alta mortalidade no mundo (CARRASCO; ZELADA, 2008; DINI; TENORE; DINI, 2010; MIRANDA et al., 2010).

Por outro lado, o grão de quinoa apresenta em sua composição compostos glicosídicos que lhe conferem sabor amargo, as saponinas. Contudo, esses compostos estão presentes na camada externa e são removidos por métodos de

lavagem, polimento a seco ou pela combinação dos dois métodos, não impossibilitando a utilização do grão (BACIGALUPO; TAPIA, 2000).

O amido representa a maior parte da matéria seca de grãos de quinoa (54 %). Seus grânulos têm uma forma poligonal, com diâmetro médio de 1,3 µm (RUALES; NAIR, 1994), sendo menor do que o amido dos grãos comuns como arroz e trigo (YONEMOTO et al., 2007; ZHOU et al., 2002). Vários fatores influenciam na duração da digestão do amido, sendo as condições de processamento um deles (SAJILATA; SINGHAL; KULKARNI, 2006). Sabe-se que o amido pode não ser completamente hidrolisado no intestino delgado, chegando até o intestino grosso onde é fermentado pela microbiota intestinal e desempenhando função semelhante às fibras alimentares (ENGLYST; CUMMINGS, 1985; SHAMAI et al., 2003). Essa taxa de absorção vai influenciar na resposta glicêmica do alimento, que é de grande interesse já que a extensão e duração do aumento da glicemia pós-prandial têm sido relacionadas a doenças crônicas não transmissíveis (CAPRILES; GUERRA-MATIAS; ARÊAS, 2009). Torna-se importante ressaltar que aspectos funcionais do amido de quinoa foram pouco estudados em pesquisas científicas até o momento (FAO, 2011).

A composição nutricional da quinoa varia conforme as condições do ambiente de cultivo, podendo ser alterada por fatores como temperatura, quantidade de chuva e tipo de solo (MIRANDA et al., 2012). Além disso, características como teor de fibras, minerais, compostos fenólicos e taxa de digestão do amido sofrem alterações também de acordo com o processamento utilizado para consumo ou produção de alimentos em nível industrial (RUALES; NAIR, 1994; DINI; TENORE; DINI, 2010; REPO-CARRASCO-VALENCIA et al., 2010b).

Alguns estudos tem demonstrado o efeito de processamentos industriais, como extrusão, alta pressão, desidratação, no perfil nutricional de grãos de quinoa (RUALES; NAIR, 1994; MIRANDA et al., 2010; REPO-CARRASCO et al., 2010a; LINSBERGER-MARTIN; LUKASCH; BERGHOFER, 2012). No entanto, não se tem conhecimento sobre os processamentos empíricos empregados nesse grão, nem tão pouco a relação existente entre as diferentes temperaturas, o tipo de cocção e a influência nas características deste alimento.

Portanto, como a composição dos grãos de quinoa sofre alterações de acordo com o processamento utilizado para consumo, torna-se relevante a avaliação do impacto de diferentes métodos de cocção sobre seu conteúdo nutricional e aspectos

funcionais, como capacidade antioxidante, taxa de hidrólise do amido e teor de amido resistente, objetivando o máximo de benefícios nutricionais desse grão.

## 2. Revisão Bibliográfica

### 2.1. Quinoa

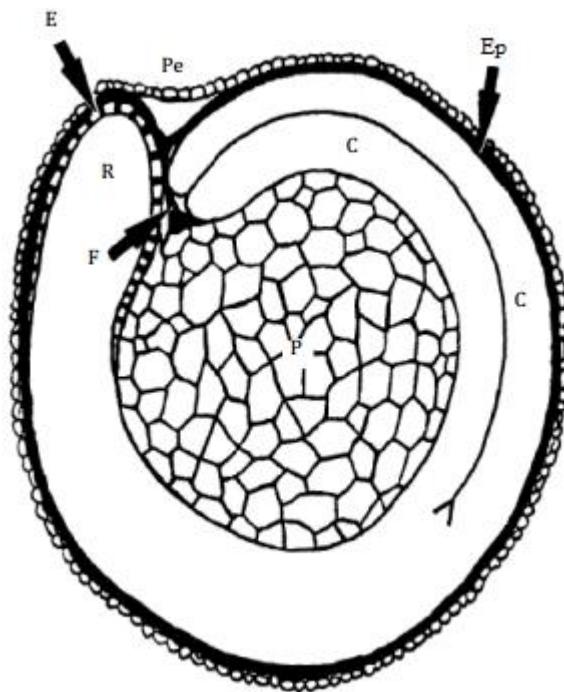
A quinoa é um pseudocereal de origem Andina que pertence ao gênero *Chenopodium* e família *Amaranthaceae* (anteriormente *Chenopodiaceae*). Apresenta como característica, a capacidade de resistência à condições climáticas e de solo adversas, desenvolvendo-se em locais ao nível do mar até elevadas altitudes; no clima frio das montanhas até condições subtropicais; em zonas áridas até áreas úmidas; tolerando fatores abióticos como seca, geada, salinidade e se adaptando a solos ácidos e alcalinos, de maneira que possui elevada variabilidade genética (IZQUIERDO; MARATHEE, 2001; BONIFACIO, 2003; JACOBSEN, 2003; MAUGHAN et al., 2004; MUJICA; VEGA-GÁLVEZ et al., 2010).

É chamada de pseudocereal, pois não é membro da família *Gramineae*, mas produz sementes que podem ser moídas em farinha e utilizadas como um cereal. Diferentemente dos cereais, que são liliopsidas, a quinoa é uma planta magnoliopsida anual, que geralmente atinge uma altura de 0,5 a 2,0 m, com grandes panículas, de 30 a 80 cm de comprimento e produção de sementes na extremidade da haste. Suas sementes são redondas e achatadas e podem medir de 1,5 a 4 mm de diâmetro. A coloração dos grãos varia de acordo com os genótipos e estádio fenológico da planta, geralmente é amarelo pálido, podendo variar de branco até rosa, laranja, vermelho ao marrom e preto (NATIONAL RESEARCH COUNCIL, 1989; RUALES; NAIR, 1993; MUJICA; IZQUIERDO; MARATHEE, 2001).

O grão é a parte mais consumida da quinoa e pode ser utilizado para a produção de diversos produtos alimentares como pães, biscoitos, cookies, panquecas, bolos e também ser consumido cozido como arroz, em sopas ou moído como farinha (JACOBSEN, 2003; VEJA-GÁLVEZ et al., 2010).

A semente da quinoa (Figura 1) é composta por episperma, embrião e perisperma. O episperma é formado por quatro camadas, apresentando superfície exterior áspera, frágil e facilmente removida quando friccionada. Nessa porção se encontram saponinas, glicosídeos que conferem sabor amargo ao grão, mas que são eliminados por meio de processos abrasivos e/ou de lavagem. O embrião é caracterizado por dois cotilédones e radícula, rodeando o perisperma como um anel.

Já o perisperma é o principal tecido de armazenamento, composto por grânulos de amido (MUJICA; IZQUIERDO; MARATHEE, 2001).



**Figura 1.** Representação esquemática do corte longitudinal do grão de quinoa (E: endosperma, Pe: pericarpo, P: perisperma, R: radícula, F: funículo, C: cotilédones, Ep: episperma)

Fonte: Prego et al. (1998)

Essa planta foi amplamente cultivada no Império Inca (agora Peru, Bolívia, Equador, Chile, Argentina e Colômbia), caracterizando um importante componente da dieta daquele povo. Além de cumprir papel na nutrição humana e animal, era considerado um alimento sagrado, como um presente de seus deuses. Porém, após a conquista da região por espanhóis, o cultivo da quinoa se manteve apenas em locais de difícil acesso pelos europeus (como elevada altitude e regiões isoladas) e nas terras cultiváveis mais acessíveis foi introduzido o cultivo de outros grãos, como trigo, centeio e aveia (BONIFACIO, 2003; CARRASCO; ZELADA, 2008).

A quinoa apresenta distribuição mundial, obtendo resultados aceitáveis relacionados à produção e adaptação na América, Europa, Ásia e África (MUJICA; IZQUIERDO; MARATHEE, 2001). Apesar disso, a Região Andina ainda é a principal produtora de quinoa, destacando-se o Peru e a Bolívia, que até 2008 eram responsáveis por 90 % da produção no mundo. Seguido dos Estados Unidos,

Equador e Canadá, com cerca de 10 % dos volumes globais de produção (FAO, 2011).

No Brasil, desde 1990 são realizadas pesquisas pela Embrapa Cerrados, em cooperação com a Universidade de Brasília, para adaptação desse grão ao cultivo no país. De maneira, que após várias experiências e modificações genéticas, surgiu a variedade BRS Piabiru, primeira recomendação de quinoa como cultivo granífero no Brasil (SPEHAR; SOUZA, 1993; SPEHAR; SANTOS, 2002).

A cultivar BRS Piabiru originou-se da linhagem EC3, selecionada a partir de uma população procedente de Quito, Equador. Após ensaios, foi uniformizada para características agronômicas e sua obtenção teve como objetivo fornecer alternativa para diversificar os sistemas produtivos, baseados no plantio direto. A diversificação é uma forma de atenuar os impactos biológicos negativos, causados pelo cultivo de poucas espécies altamente especializadas, e de contribuir para a conservação ambiental (SPEHAR; SANTOS, 2002; SPEHAR, 2006).

Grãos de quinoa dessa variedade, colhidos em 2005 e provenientes da Embrapa Cerrados, foram avaliados quanto a sua composição centesimal e apresentaram 67,9 % de carboidratos, 16 % de proteínas, 5,3 % de lipídios e 3,6 % de cinzas (MENEGUETTI et al., 2011). Estando de acordo com valores médios para grãos cultivados em diversos locais e relatados por Veja-Gálvez et al. (2010) em seu estudo de revisão, que são de 12,5 a 16,7 % de proteína; 5,5 a 8,5 % de lipídios; e 3,0 a 3,8 % de cinzas.

A quinoa é um alimento de elevada importância nutricional, destacando-se a qualidade da sua proteína que possui alto teor de aminoácidos essenciais. Esse fator a diferencia dos cereais tradicionais, como arroz e trigo que são geralmente deficientes nesses aminoácidos. Outro fator favorável e diferencial é a ausência de proteínas que contêm glúten, podendo ser consumida por portadores de doença celíaca e utilizada na produção de diversos alimentos isentos de glúten (JACOBSEN, 2003; STIKIC et al., 2012).

Em estudo realizado por Stikic et al. (2012), sementes de quinoa cultivadas no sudeste da Europa apresentaram teores de aminoácidos essenciais mais elevados que o trigo. O teor de lisina, que é o aminoácido limitante na maioria dos cereais, foi duas vezes maior nas sementes de quinoa comparado ao trigo.

Ensaio biológico que comparou a qualidade proteica da quinoa com a caseína, referência proteica pela FAO, não encontrou diferença entre os grupos no

coeficiente de eficiência proteica (PER), mesmo sendo a quinoa uma fonte de origem vegetal. Apenas a digestibilidade proteica da quinoa foi significativamente menor (84,3 %) que a da caseína (88,9 %) (RANHOTRA et al., 1993).

Devido a essas características, a quinoa é considerada a única planta capaz de fornecer todos os aminoácidos essenciais e se aproxima do ideal para os padrões nutricionais recomendados a humanos estabelecidos pela FAO, com qualidade comparada à caseína. Sendo importante especialmente para algumas populações do mundo, onde a inclusão de proteína de alta qualidade na dieta é deficiente, bem como para os indivíduos que raramente ingerem proteína de origem animal e precisam obtê-la a partir de cereais, leguminosas e outros grãos (FAO, 2011).

Além disso, possui um bom perfil lipídico, com 82,7 % de ácidos graxos insaturados e com elevado teor de ácido linoleico (ômega 6), e ácido oleico (ômega 9) (REPO-CARRASCO; ESPINOZA; JACOBSEN, 2003). Em análise de seis genótipos diferentes de quinoa, todos representaram ser uma boa fonte do ácido graxo essencial linoleico, que foi predominante (45,17 a 54,18 g 100g<sup>-1</sup>) seguido do ácido oleico (18,68 a 27,87 g 100g<sup>-1</sup>) (MIRANDA et al., 2012).

Esse grão também é uma boa fonte de minerais e vitaminas, com teor de potássio (52 g kg<sup>-1</sup>) maior que cereais como arroz (1,18 g kg<sup>-1</sup>), cevada (5,02 g kg<sup>-1</sup>) e milho (3,77 g kg<sup>-1</sup>), assim como maior teor de ferro (49,63 mg kg<sup>-1</sup>) em comparação com o arroz (7 mg kg<sup>-1</sup>), cevada (32 mg kg<sup>-1</sup>), trigo (38 mg kg<sup>-1</sup>) e milho (21 mg kg<sup>-1</sup>). A quantidade de sódio, magnésio, cobre e manganês é semelhante a dos cereais em geral e a concentração de zinco ligeiramente inferior (STIKIC et al., 2012). Com relação ao conteúdo de vitaminas, apresenta quantidades elevadas de ácido fólico, vitamina E, vitamina C, vitaminas do complexo B e carotenos. É considerada fonte de vitamina E, contendo 5,37 mg 100g<sup>-1</sup>, enquanto o arroz contém 0,1837 mg 100g<sup>-1</sup>, cevada 0,3537 mg 100g<sup>-1</sup> e trigo 1,1537 mg 100g<sup>-1</sup> (KOZIOL et al., 1992; RUALES; NAIR, 1993). O que é importante já que a vitamina E desempenha função antioxidante, protegendo as células do organismo da ação dos radicais livres (REPO-CARRASCO; ESPINOZA; JACOBSEN, 2003).

O amido da quinoa está localizado no perisperma e caracteriza em média 54 % da matéria seca desse grão. Apresenta temperatura de gelatinização de aproximadamente 67 °C e grânulos poligonais, com diâmetro médio da partícula de 1,3 µm (RUALES; NAIR, 1994), sendo que os aspectos funcionais relacionados a esse componente foram pouco estudados até então (FAO, 2011). O conteúdo de

fibra dietética total da quinoa é em torno de 13,56 a 15,99 %; de fibra insolúvel entre 11,99 a 14,39 %; e de fibra solúvel de 1,41 a 1,60 %, variando de acordo com a procedência do grão analisado (REPO-CARRASCO-VALENCIA; SERNA, 2011).

Em função das suas propriedades, nas últimas décadas a quinoa tem sido avaliada como um alimento que contempla excelentes características nutricionais, sendo apontada como um novo alimento para o mundo (HIROSE et al, 2010). De maneira que a Organização Mundial das Nações Unidas (ONU) declarou 2013 como o “Ano Internacional da Quinoa”, esperando popularizar uma semente de suporte à vida que pode ajudar a promover a segurança alimentar e a erradicação da pobreza, acabar com a desnutrição e estimular a biodiversidade em apoio à realização dos “Objetivos de Desenvolvimento do Milênio”. Caracterizando também uma forma de reconhecimento aos povos indígenas que preservaram a quinoa através do conhecimento e práticas tradicionais (FAO, 2013).

Porém, alguns fatores podem influenciar o conteúdo nutricional da quinoa, como a localização de cultivo, fatores genéticos e variações ambientais como temperatura e frequência de chuvas (KOZIOL et al., 1992; MIRANDA et al., 2012). Além disso, os processamentos utilizados na indústria para o desenvolvimento de produtos, assim como os domésticos realizados previamente ao consumo do grão (cocção, hidratação, tostagem) também podem influenciar seu conteúdo nutricional.

Repo-Carrasco-Valencia e Serna (2011) verificaram aumento no conteúdo de fibra solúvel e redução nos níveis de fibra insolúvel em grãos de quinoa após o processo de extrusão. Esse fato pode ser explicado pela alta tensão de cisalhamento e elevada temperatura empregada durante esse processo, causando a quebra de ligações glicosídicas e formando partículas menores, que são solúveis. Já em estudo que analisou a influência dos processos de cocção com fervura e tostadura no conteúdo mineral de farinha de quinoa, Repo-Carrasco-Valencia et al. (2010a) verificaram que a cocção com fervura causou redução no teor de ferro e zinco, já o procedimento de tostadura causou a redução do conteúdo de cálcio.

Dessa maneira, ainda são necessárias avaliações do impacto de diferentes processamentos sobre o perfil nutricional desse alimento a fim de elucidar a maneira de melhorar o aproveitamento dos seus nutrientes.

## 2.2. Amido Resistente e Índice Glicêmico

Os carboidratos representam o principal componente energético da dieta humana e tem como maior fonte o amido (RATNAYAKE; JACKSON, 2008). O amido é um polissacarídeo de armazenamento energético das plantas constituído por duas moléculas: amilose, que é um polímero linear formado por monômeros de glicose ligados por pontes glicosídicas  $\alpha$ -1,4; e amilopectina, uma macromolécula ramificada formada por monômeros de glicose ligados através de pontes glicosídicas  $\alpha$ -1,4 e  $\alpha$ -1,6 (SAJILATA et al., 2006; ENGLYST; LIU; ENGLYST, 2007).

Os alimentos podem conter uma série de carboidratos quimicamente distintos, com variadas propriedades gastrointestinais e metabólicas. Os carboidratos metabolizados durante a digestão serão absorvidos no intestino delgado, desempenhando sua função energética. Porém, podem também chegar ao cólon onde serão fermentados pela microbiota intestinal (ENGLYST; LIU; ENGLYST, 2007).

Nutricionalmente, os carboidratos resistentes à digestão mais destacados são as fibras alimentares (polissacarídeos da parede celular das plantas). Existem outros compostos de carboidrato resistentes que ocorrem naturalmente em pequenas quantidades nos alimentos e podem ser potencializados ou formados por processamento industrial atuando como um ingrediente funcional, por exemplo o amido resistente (ENGLYST; LIU; ENGLYST, 2007).

O amido resistente é a fração de amido não digerida no intestino delgado de indivíduos saudáveis, que chega até o intestino grosso onde é fermentado. Possui atuação semelhante à fibra alimentar, incluindo efeito prebiótico, influência no metabolismo lipídico, redução do colesterol, dos riscos de colite ulcerativa e de câncer de cólon (SHAMAI et al., 2003). Por não ser digerido no intestino delgado, também atua na redução da glicemia pós-prandial (NIBA, 2002).

O amido resistente é constituído por quatro tipos, o tipo 1 (RS 1) representa os grânulos de amido fisicamente inacessíveis no alimento, fundamentalmente por causa das paredes celulares e proteínas; o tipo 2 (RS 2) refere-se aos grânulos de amido nativo, encontrados no interior da célula vegetal apresentando lenta digestibilidade devido às características intrínsecas da estrutura cristalina dos seus grânulos; o tipo 3 (RS 3) consiste em polímeros de amido retrogradado, produzidos quando o amido é resfriado após a gelatinização (COLONNA; LELOUP; BULÉON, 1992; ENGLYST; KINGMAN; CUMMINGS, 1992); o tipo 4 (RS 4) é o amido

modificado por tratamentos químicos, incluindo amidos eterizados, esterificados ou com ligações cruzadas (SAJILATA et al., 2006; FUENTES-ZARAGOZA et al., 2010).

Vários fatores, intrínsecos e extrínsecos, influenciam a taxa de hidrólise do amido, como o teor de amilose/amilopectina, tipo e disposição das estruturas cristalinas, interação com outros componentes do alimento, inibidores de enzima assim como o processamento utilizado. Os alimentos ricos em amido raramente são consumidos crus, devendo ser submetidos a um tratamento térmico para que se tornem palatáveis e biodisponíveis (SAJILATA et al., 2006).

Quando o amido é aquecido na presença de água ocorre o processo de gelatinização, caracterizado pelo inchamento da amilose, desintegração da estrutura cristalina de amilopectina e ruptura dos grânulos. As cadeias de polissacarídeos assumem uma configuração aleatória, causando espessamento da matriz circundante. Nesse momento o amido é facilmente digerível. No resfriamento ocorre a retrogradação, onde as moléculas de amido formam cadeias lineares através de ligações fortes entre seus polímeros e também com outros componentes do alimento, como por exemplo, as proteínas. Esse processo ocorre mais rapidamente para amilose, pois sua estrutura linear facilita ligações cruzadas por meio de pontes de hidrogênio, já a natureza ramificada da amilopectina retarda a sua recristalização (SAGUM; ARNOT, 2000; SAJILATA et al., 2006).

Dessa maneira, a taxa de retrogradação do amido após a gelatinização depende essencialmente da quantidade de amilose presente. O amido retrogradado apresenta resistência à ação das enzimas digestivas, caracterizando-se como amido resistente tipo 3 (SAGUM; ARNOT, 2000; SAJILATA et al., 2006).

Portanto, o amido resistente pode estar naturalmente presente nos alimentos ou pode ser gerado/alterado durante as diversas condições de processamento ou armazenamento. A formação de amido resistente durante o processamento é afetada por fatores como quantidade de água, pH, temperatura, tempo, número de ciclos de aquecimento, resfriamento e congelamento (VAIDYA; SHETH, 2011).

Tovar e Melito (1996) verificaram que o processo de cocção no vapor convencional e sob pressão a seco aumentou de três a cinco vezes o teor de amido resistente em amostras de feijão preto e feijão-de-lima em relação aos grãos crus. Parchure e Kulkarni (1997), ao testarem o efeito de diversos processamentos sobre o conteúdo de amido resistente em arroz e amaranto verificaram aumento após tratamento de cocção com pressão, seguido de cocção com fervura. Os outros

tratamentos avaliados (torrefação, extrusão, fritura, *drum-drying*) resultaram na redução do teor de amido resistente das amostras, comparado com as não tratadas.

Vaidya e Sheth (2011) analisaram o conteúdo de amido resistente em cereais crus e processados utilizados no desenvolvimento de produtos indianos à base de cereais comumente produzidos em receitas caseiras e observaram que as técnicas de torrefação, panificação e fervura aumentaram significativamente o teor de amido resistente. Capriles et al. (2008) encontraram aumento no teor de amido resistente em amaranto de 0,50 para 1,36%, após o processo de torração das sementes, enquanto que as outras amostras (estaladas, cozidas, extrusadas e em flocos) não apresentaram diferença ou tiveram redução no teor de amido resistente em relação a amostra crua.

Linsberger-Martin et al. (2012) observaram aumento no teor de amido resistente em quinoa após tratamento industrial de alta pressão. O aumento mais significativo foi obtido após tratamento durante 30 minutos, com pressão de 600 MPa e temperatura de 60 °C, em que o amido resistente chegou a 3,32 %. Nas amostras de quinoa sem tratamento foi verificado teor de 0,18 % de amido resistente. Os resultados indicaram também, que quanto maior o teor de amilose do amido, mais amido resistente poderia ser formado pelo tratamento de alta pressão.

Ruales e Nair (1994) avaliaram o efeito de três processamentos (cocção, autoclavagem e *drum-drying* – processo de desidratação) sobre características do amido de quinoa. No processo de cocção os grãos foram submetidos à temperatura de 91 °C durante 60 minutos; na autoclavagem cozidos a 121 °C por 10 minutos com pressão (1,05  $hg\ cm^{-2}$ ); no *drum-drying* amostra de farinha de quinoa foi desidratada com pressão de 3,16  $kg\ cm^{-2}$  e temperatura de 144 °C. A amostra submetida ao processo *drum-drying* alcançou maior grau de gelatinização (93 %), seguido da cozida (85 %), já a autoclavada obteve baixo grau de gelatinização (47 %). Quanto à digestibilidade do amido, avaliada após incubação com  $\alpha$ -amilase durante 60 minutos, observou-se maior digestibilidade das amostras tratadas termicamente em comparação com os grãos crus, totalizando 73 % nas submetidas ao processamento *drum-dryng*, 43 % nas cozidas e apenas 33 % nas autoclavadas. Essa elevada taxa de hidrólise do amido de quinoa submetida ao processo *drum-dryng* ocorreu devido ao elevado grau de gelatinização obtido após esse processamento. O estudo não quantificou a presença de amido resistente.

A quinoa pode ser utilizada pela indústria para o desenvolvimento de diversos alimentos como pudins, pães enriquecidos, biscoitos, farinha, massas, flocos, granola, barras energéticas e bebidas. Porém, considerando que muitos consumidores demonstram preferência por alimentos menos industrializados, a quinoa parece ser uma boa alternativa não só para uso industrial, como também para consumo doméstico na forma natural em grão. Pode ser introduzida na dieta de várias maneiras: cozida em água da mesma forma que o arroz, em sopas, hidratada ou tostada e adicionada a saladas e iogurtes (SPEHAR, 2006; FAO, 2011; MENEGUETTI et al., 2011).

Englyst e Cummings (1985) foram pioneiros na hipótese de que o amido não poderia ser completamente hidrolisado no sistema digestivo humano. A partir de então, intensificaram as pesquisas sobre as frações do amido, assim como suas propriedades. Em 1992, Englyst, Kingman e Cummings propuseram que o amido poderia ter diferentes velocidades de digestão, dependendo de suas propriedades estruturais e dos processos aplicados ao alimento. De acordo com sua susceptibilidade à hidrólise enzimática, os pesquisadores classificaram o amido em rapidamente digerível (RDS), quando ocorre conversão em glicose em até 20 minutos; lentamente digerível (SDS), quando é convertido em glicose em 100 minutos; e em amido resistente (RS), quando resiste à ação das enzimas digestivas após 120 minutos.

Portanto, os alimentos podem conter uma gama de carboidratos quimicamente distintos, que variam suas propriedades gastrointestinais e metabólicas. Além disso, a origem biológica e o processamento do alimento desempenham papel na determinação das propriedades físico-químicas dos carboidratos, o que exerce impacto sobre a sua manipulação fisiológica (ENGLYST; LIU; ENGLYST, 2007).

Existe um crescente interesse na investigação da resposta glicêmica dos alimentos, considerando que a extensão e duração do aumento da glicemia pós-prandial têm sido relacionadas a doenças crônicas não transmissíveis. O índice glicêmico de alimentos pode ser estimado a partir da velocidade de digestão dos carboidratos. Como os ensaios *in vivo* são custosos, trabalhosos e invasivos, é possível a utilização de um marcador *in vitro* que é mais prático, simples e econômico (LIVESEY et al., 2008; CAPRILES; GUERRA-MATIAS; ARÉAS; 2009).

Esse método avalia a taxa de hidrólise do amido mensurando a liberação de glicose da amostra ao longo do tempo (30, 60, 90, 120 e 180 minutos). A taxa de

digestão do amido é expressa como a porcentagem do amido total hidrolisado ao longo do período e o índice de glicose é calculado como a razão da área sob a curva de hidrólise do alimento teste e a área do alimento controle (GOÑI et al. 1997).

Dessa maneira, o índice glicêmico é definido como o aumento da área sob a curva da resposta glicêmica produzida por um determinado alimento, em relação à mesma quantidade de carboidratos disponível de um produto padrão (pão branco ou glicose), classificando-se os alimentos em função do seu potencial de elevação da glicemia, relacionado ao alimento controle (JENKINS et al., 1981). Dietas de baixo índice glicêmico promovem liberação lenta da glicose no sangue, favorecendo a melhora do controle glicêmico por pacientes diabéticos, diminuição dos níveis plasmáticos de triacilgliceróis e aumento na sensação de saciedade (BRAND-MILLER, 2003; LIVESEY et al., 2008).

Berti et al. (2004) ao avaliar índice glicêmico *in vivo* de alimentos sem glúten verificaram que quinoa cozida apresentou índice glicêmico maior (186) que o padrão alimentar, pão branco (100). Nesse trabalho, foi citado apenas que os grãos de quinoa foram cozidos seguindo as instruções da embalagem, não sendo especificado o tempo e temperatura utilizados no processo. Nota-se que seria importante a avaliação de outros métodos de processamento com a intenção de reduzir o índice glicêmico desse grão, que representa excelente fonte nutricional.

Considerando o fato de não conter glúten em sua composição, além de representar uma ótima fonte de nutrientes, a quinoa pode ser escolha de consumo por pacientes celíacos. Porém, sabe-se que a doença celíaca está associada a uma elevada incidência de diabetes tipo I (CRONIN e SHANAHAN, 1997) sendo necessário que esses pacientes sigam uma dieta com restrição ao glúten, mas que também forneça um adequado controle glicêmico (BERTI et al., 2004).

Portanto, torna-se mais relevante a identificação de processamentos que aumentem o teor de amido resistente nesse grão. Já que por resistir à digestão retarda o processo absorutivo, estando correlacionado negativamente com o índice glicêmico, o que colabora na redução da glicemia pós-prandial (HU et al., 2004).

### **2.3. Capacidade Antioxidante**

Os antioxidantes são definidos como substâncias que, em pequenas concentrações, comparadas ao substrato oxidável, retardam ou previnem significativamente as reações de oxidação e formação de radicais livres que ocorrem no interior de tecidos e membranas (HALLIWELL et al., 1995; NSIMBA; KIKUZAKI; KONISHI, 2008). Radicais livres são átomos ou moléculas com um ou mais elétrons desemparelhados, instáveis, altamente energizados e reativos (BERGER, 2005), que podem causar danos por reagir com praticamente qualquer molécula que entrem em contato.

O termo espécies reativas de oxigênio/nitrogênio é usado para identificar radicais e alguns não-radicais que atuam como agentes oxidantes e/ou são facilmente convertidos em radicais (HALLIWELL, 1996). A geração dessas espécies reativas e de radicais livres é inevitável no metabolismo humano, caracterizando um processo contínuo e fisiológico que cumpre funções biológicas relevantes, atuando como mediadores para transferência de elétrons nas reações bioquímicas, possibilitando a geração de ATP através da cadeia transportadora de elétrons, ativação de genes, participação no mecanismo de defesa durante o processo de infecção (BARBOSA et al., 2010).

Porém o desequilíbrio entre compostos oxidantes e antioxidantes em favor da geração excessiva de radicais livres ou em detrimento da velocidade de remoção deles instala o processo de estresse oxidativo (BARBOSA et al., 2010). Altas concentrações de espécies reativas e radicais livres são importantes mediadores de danos oxidativos nas estruturas celulares, lípidos, proteínas e DNA (VALKO et al., 2007). A cronicidade desse processo está associada à etiologia de diversas doenças degenerativas como arteriosclerose, vasoespasmo, câncer, acidente vascular cerebral, asma, artrite, ataque cardíaco, dermatite, danos na retina, lesões no fígado, entre outras (COHEN; KRISTAL; STANFORD, 2000; LEE; KOO; MIN, 2004).

O organismo humano possui antioxidantes de defesa endógena enzimáticos, que são caracterizados pela superóxido dismutase, glutationa peroxidase e catalase e antioxidantes não enzimáticos, como o ácido úrico, bilirrubina, albumina, incluindo aqui também fatores nutricionais como vitaminas e compostos fenólicos (BERGER, 2005).

A avaliação da atividade antioxidante de alimentos é considerada um passo importante para a posterior definição do composto bioativo nele contido (NSIMBA;

KIKUZAKI; KONISHI, 2008). Alimentos naturais contêm elevado teor de antioxidantes, de maneira que uma alimentação baseada em vegetais e grãos integrais tornou-se uma das diretrizes para reduzir o risco de doenças causadas pelo aumento do nível de radicais livres (MAGALHÃES et al., 2006; MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2008; PASKO et al. 2009).

Estudos têm demonstrado que grãos de quinoa possuem elevada capacidade antioxidante, devido principalmente ao seu conteúdo de compostos fenólicos, vitamina E e vitamina C, os quais são protetores contra várias doenças, especialmente o câncer, alergias, doenças inflamatórias e cardiovasculares (CARRASCO; ZELEDA, 2008; DINI; TENORE; DINI, 2010; MIRANDA et al., 2010).

Nsimba, Kikuzaki e Konishi (2008) verificaram capacidade antioxidante de 72,1 % em extratos de quinoa provenientes da Bolívia e de 59,2 % em amostras provenientes do Japão testados pelo método DPPH. Miranda et al. (2012) verificaram pelo mesmo método, variação de 35,51 a 79,58 % da capacidade antioxidante em seis diferentes genótipos de quinoa provenientes do Chile. Pasko et al. (2009) também encontraram elevada capacidade antioxidante em grãos de quinoa provenientes da Bolívia e demonstraram uma forte correlação ( $r=0,97$ ) entre o teor de compostos fenólicos totais e a capacidade antioxidante nesses grãos.

Métodos de processamento utilizados no alimento são conhecidos por desempenhar efeitos variáveis sobre seu conteúdo fenólico total e capacidade antioxidante. Incluindo efeitos de pouca ou nenhuma mudança, perdas significativas e manutenção dessas propriedades (CHAN et al, 2009). Com relação à quinoa, Repo-Carrasco-Valencia et al. (2010b) ressaltaram a necessidade de mais estudos que determinem a capacidade antioxidante e conteúdo de compostos fenólicos em grãos processados.

Dini, Tenore e Dini (2010) verificaram a influência de um processo de cocção com fervura (durante 20 minutos) no teor de compostos fenólicos totais e capacidade antioxidante de sementes de quinoa e encontraram que seu conteúdo fenólico total antes da fervura foi maior que o de cereais comuns como o trigo, cevada, milho, centeio e até mesmo sorgo. Porém, sofreram significativa redução após a cocção com fervura, o que pode ser devido à desagregação ou perda de compostos fenólicos para a água de cocção. Em consequência, a capacidade antioxidante também foi significativamente reduzida após o processo de cocção. Diferentemente, Repo-Carrasco-Valencia e Serna (2011) verificaram aumento da

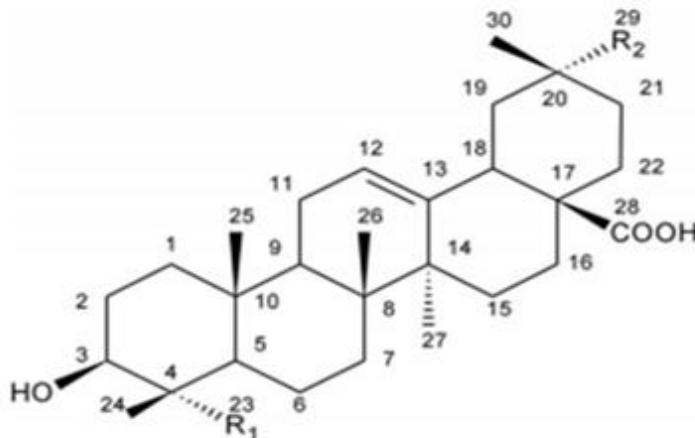
capacidade antioxidante de quinoa após o processo de extrusão e relataram que isso poderia ser explicado pelo aumento de compostos fenólicos solúveis liberados em função do processamento térmico.

Já Miranda et al. (2010) avaliaram a influência do processo de secagem com diferentes temperaturas (40, 50, 60, 70 e 80 °C) no conteúdo de vitamina E, fenóis totais e capacidade antioxidante nesses grãos e observaram que o aumento da temperatura de secagem reduziu o teor de compostos fenólicos totais, em especial nas temperaturas mais elevadas (60, 70 e 80 °C) o que pode ser atribuído a degradação térmica dos compostos ou à ligação de polifenóis com outros constituintes do alimento, como proteínas. Com relação à capacidade antioxidante, foi observada maior capacidade nas temperaturas de 40, 50 e 80 °C em comparação com 60 e 70 °C. No entanto, nesse estudo o coeficiente de correlação entre conteúdo fenólico total e capacidade antioxidante foi fraco ( $r=0,64$ ), indicando que compostos não fenólicos também podem ser contribuintes para a capacidade antioxidante da quinoa.

#### **2.4. Saponinas**

Saponinas são glicosídeos que consistem de uma a seis unidades de hexoses ou pentoses, ligadas a uma aglicona sapogenina, podendo ser esteroidais ou triterpênicas. Elas são capazes de produzir espuma estável em soluções aquosas, diminuir os níveis de colesterol no plasma e causar hemólise nas células sanguíneas (RUALES; NAIR, 1992a).

As saponinas presentes na quinoa são caracterizadas como glicosídeos triterpênicos, estão localizadas no episperma das sementes e caracterizam um pool de saponinas bastante complexo, incluindo diversas estruturas isoladas, identificadas ou apenas detectadas (WOLDEMICHAELE; WINK, 2001; ZHU et al., 2002; MADL; STERK; MITTELBACH; 2006). De maneira geral, as saponinas de quinoa são triterpenos, derivados da beta-amirina, que apresentam como as principais agliconas a hederagenina e os ácidos oleanólico, fitolacagênico e serjânico (Figura 2). Os açucares normalmente estão ligados à aglicona nas posições C3 e C28 sendo a glicose, galactose e arabinose os mais comuns, no entanto áciol glicurônico e xilose também já foram relatados (MADL; STERK; MITTELBACH; 2006).



<b>Aglicona</b>	<b>R1</b>	<b>R2</b>
Ácido oleanólico	CH3	CH3
Hederagenina	CH2OH	CH3
Ácido fitolacagênico	CH2OH	COOCH3
Ácido serjânico	CH3	COOCH3

**Figura 2.** Estrutura geral das principais agliconas sapogeninas relatadas para quinoa

Fonte: MADL; STERK; MITTELBACH, 2006.

Esses compostos envolvem a semente para protegê-la de insetos e pássaros e são tóxicos para as espécies aquáticas (sangue frio), porém aos seres humanos parecem não apresentar toxicidade oral significativa. Observa-se também que as saponinas possuem capacidade imunoadjuvante, que é destinada a aumentar ou modular resposta imune humoral ou celular a抗ígenos (VERZA et al., 2012). Devido a essas características, suas propriedades antibióticas, inseticidas, fungicidas e farmacológicas são estudadas (RUALES; NAIR, 1992a; DINI et al., 2001). Além disso, em função de suas propriedades surfactantes e emulsificantes, visa-se seu uso no desenvolvimento de detergentes, e na formação de espuma durante a fabricação de bebidas. Dessa maneira, as saponinas tornaram-se compostos comercialmente significativos com expansão da aplicação aos setores de alimentos, cosméticos e farmacêuticos (KOZIOL, 1991; USTÜNDAG e MAZZA, 2007).

Ruales e Nair (1992b) verificaram que a presença de saponinas nos grãos de quinoa não exerce efeito negativo sobre a qualidade de sua proteína. Observaram, em ensaio biológico com ratos, que dietas elaboradas com quinoa lavadas e com

quinoa crua apresentaram semelhante digestibilidade proteica, 91,6 e 91,7 %, respectivamente. Indicando que a presença de saponinas não interfere na sua digestibilidade. Da mesma maneira, a utilização líquida da proteína (NPU) não variou entre os grupos, ficando em 75,7 e 74 % para os que consumiram dieta com quinoa crua e lavada, respectivamente, indicando que a saponina não interfere na eficiência de utilização do nitrogênio.

Porém, esses compostos conferem sabor amargo a quinoa, sendo necessário que os grãos utilizados na produção de alimentos destinados ao consumo humano tenham baixo teor de saponinas. Isso pode ser obtido por meio de melhoramento genético ou processamento agroindustrial. Como as saponinas estão presentes na camada externa do grão de quinoa, pode-se realizar processo de lavagem, polimento a seco ou um método combinado. Do ponto de vista nutricional os métodos úmidos ou combinados são ideais, pois eliminam as saponinas e mantém as características nutricionais dos grãos de quinoa. Já os processos com base no descascamento abrasivo removem as camadas externas dos grãos afetando seu conteúdo nutricional (DINI et al., 2001; BACIGALUPO; TAPIA, 2000).

Ruales e Nair (1992b) avaliaram o perfil nutricional de grãos de quinoa crus e lavados para redução de saponinas (lavagem em água com agitação durante 20 minutos) verificando que a lavagem não alterou o teor lipídico e proteico, assim como a composição de aminoácidos nos grãos de quinoa. Já o teor de cinzas foi menor nas amostras lavadas, o que pode ser devido ao fato de alguns minerais presentes nas camadas exteriores serem removidos juntamente com as saponinas durante o processo.

A quantidade de saponina presente nos grãos de quinoa vai depender de sua variedade, o que classifica a quinoa em 'doce' (<0,11 % de saponinas) ou 'amarga' (>0,11% de saponinas) (BACIGALUPO; TAPIA, 2000; VEJA-GÁLVEZ, 2010). A determinação de saponinas em quinoa pode ser realizada por diferentes métodos, como método de espuma, espectrofotometria e cromatografia líquida de alta eficiência (CLAE). Observa-se que não há muita variação entre eles, embora, o CLAE apresente maior precisão, sendo indicado como método de controle para os demais, que são mais baratos e podem ser utilizados em laboratórios de controle de empresas beneficiadoras (LOZANO et al., 2012).

### **3. Hipótese Geral**

A quinoa torrada apresenta maior valor nutricional, teor de amido resistente e menor índice de hidrólise da glicose *in vitro*, assim como maior teor de compostos fenólicos totais e atividade antioxidante.

### **4. Objetivos**

#### **4.1. Objetivo Geral**

- Avaliar a influência de diferentes processamentos empíricos sobre propriedades nutricionais, funcionais e teor de saponinas de quinoa, variedade BRS Piabiru.

#### **4.2. Objetivos Específicos**

Após diferentes processamentos empíricos em grãos de quinoa, variedade BRS Piabiru, pretende-se:

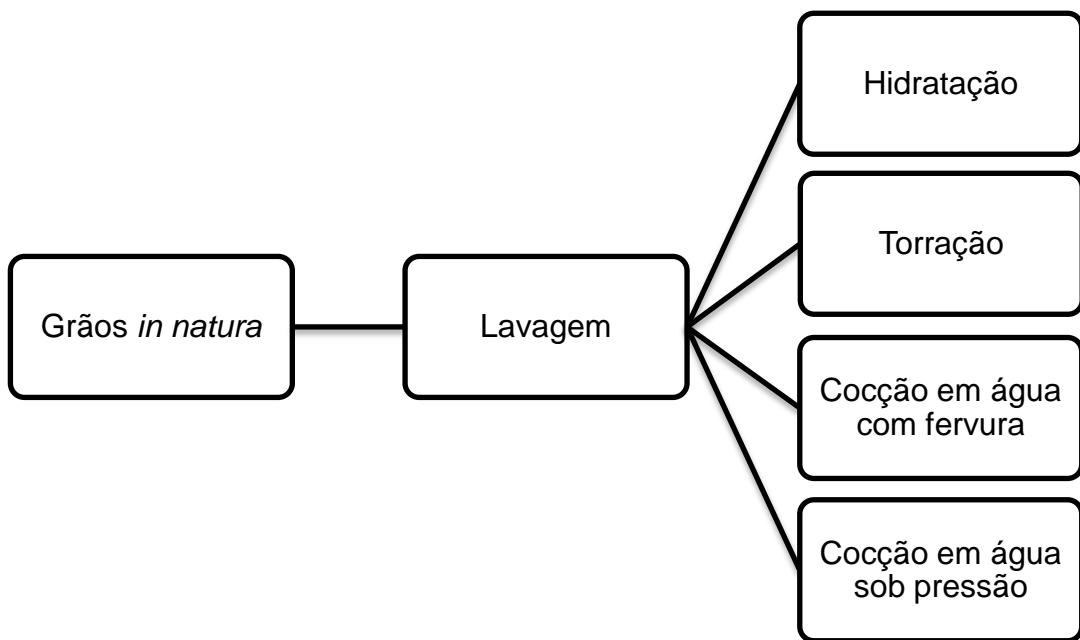
- Avaliar a composição centesimal dos grãos;
- Quantificar o teor de amilose, amido total, digerível e amido resistente presente nos grãos;
- Avaliar o índice de hidrólise *in vitro* do amido presente nos grãos;
- Quantificar os compostos fenólicos totais e a capacidade antioxidante dos grãos;
- Avaliar o conteúdo de saponinas dos grãos.

### **5. Material e Métodos**

#### **5.1. Amostras e Processamentos**

Os grãos de quinoa serão provenientes da Embrapa Cerrados / Brasília – DF (variedade BRS Piabiru) cultivados na fazenda Sucupira da Embrapa no Recanto das Emas (DF). Após recebimento, os grãos serão armazenados em sacos de papel multifolhado (dupla folha) sob refrigeração.

Eles serão submetidos à lavagem em água corrente durante 17 minutos, momento em que não se observa mais formação de espuma, visando a redução do teor de saponinas da camada externa. Após a lavagem os grãos passarão por quatro processamentos: hidratação, torração, cocção em água com fervura, cocção em água sob pressão, conforme Figura 3. A quantidade de água:grão de quinua utilizada nos processamentos de hidratação, cocção sob fervura e cocção sob pressão será na proporção de 3:1.



**Figura 3.** Esquema de processamentos empregados aos grãos de quinoa.

O delineamento experimental utilizado será completamente casualizado, arranjado em esquema unifatorial, com três repetições. O fator de tratamento será constituído de tipos de processamento: lavagem em água corrente durante 17 minutos; lavagem + hidratação em água a 60°C durante 30 minutos; lavagem + torração em chapa aquecedora a 150°C durante 7 minutos; lavagem + cocção em água fervente durante 15 minutos; lavagem + cocção sob pressão durante 6 minutos após a pressão; além da testemunha (grãos *in natura*) (Tabela 1). Tanto as amostras *in natura* quanto às correspondentes aos diferentes processamentos serão liquidificadas/maceradas adquirindo aspecto de farinha e pasta, objetivando assim, homogeneizar a amostra.

**Tabela 1.** Delineamento experimental para avaliar da influência de diferentes processamentos na composição nutricional de grãos de quinoa

Tratamentos	Variáveis independentes	Variáveis
		dependentes
1	<i>In natura</i>	Composição Centesimal*
2	Lavagem: em água corrente durante 17 minutos	Amilose** Amido total
3	Lavagem + Hidratação: em água a 60°C durante 30 minutos	Amido Resistente <i>in vitro</i>
4	Lavagem + Torração: em chapa aquecedora a 150°C durante 7 minutos	Índice Glicêmico <i>in vitro</i>
5	Lavagem + Cocção: em água fervente durante 15 minutos	Compostos Fenólicos Totais
6	Lavagem + Cocção sob pressão: durante 6 minutos após a pressão	Capacidade Antioxidante (DPPH e FRAP)  Saponinas (espuma e espectrofotometria)

\* Composição centesimal = umidade, cinzas, lipídios, proteínas, fibra bruta, fibra solúvel e insolúvel

\*\*O teor de amilose será avaliado apenas da amostra *in natura*

6 tratamentos x 3 repetições = [(18 amostras x14 variáveis) x 2 repetições] + [(3 amostras x 1 variável) x 2 repetições] = 510 determinações.

## 5.2. Análises da Composição Centesimal

### 5.2.1. Umidade

Será determinada conforme Instituto Adolfo Lutz (2005), pesando-se 2 a 10g da amostra e aquecendo em estufa a 105 °C durante 3 horas. A operação de aquecimento e resfriamento será repetida até se obter peso constante. O resultado será calculado conforme equação 1 (eq. 1):

$$\% \text{ umidade} = \frac{P-p}{P} \quad (1)$$

Onde:

P= peso da amostra

p= peso da amostra dessecada

### 5.2.2. Cinzas

Será determinada conforme Instituto Adolfo Lutz (2005), pesando-se 5 a 10g da amostra e incinerando em mufla a 550 °C até que as cinzas fiquem brancas ou acinzentadas. A operação de aquecimento e resfriamento será repetida até que se obtenha peso constante. O resultado será calculado conforme eq. (2).

$$\% \text{ cinzas} = \frac{pc-p}{P} \quad (2)$$

Onde:

pc = peso do cadiño com cinzas

p = peso do cadiño

P = peso da amostra

### 5.2.3. Lipídios

Será extraído pelo método de Soxhlet, conforme Instituto Adolfo Lutz (2005), pesando-se 2 a 5g de amostra em cartucho transferido para o aparelho extrator tipo Soxhlet. Será adicionado éter de petróleo em quantidade suficiente para um Soxhlet e meio, o qual será mantido sob aquecimento em chapa elétrica, à extração continua por 5 horas. O balão com o resíduo extraído será transferido para uma estufa a 105 °C por cerca de uma hora. Após resfriado será pesado e o resultado calculado conforme eq. (3).

$$\% \text{ lipídios} = \frac{100 \cdot N}{P} \quad (3)$$

Onde:

N= peso da gordura do balão

P= peso da amostra inicial

#### 5.2.4. Proteínas

Será determinado pelo processo Kjeldahl, que se baseia na determinação de nitrogênio após processo de digestão da amostra (INSTITUTO ADOLFO LUTZ, 2005). Pesando-se 1g da amostra em papel de alumínio que será transferido para um tubo de digestão, adicionando-se 10 mL de ácido sulfúrico concentrado e 2 g de catalisador ( $K_2SO_4 + CuSO_4$  na proporção 10:1). A solução será digerida em digestor micro- Kjeldahl até atingir cor límpida e posteriormente ficará em repouso até esfriar. O material será transferido para bêquer, adicionando - se 20 ml de ácido bórico 4% e 5 gotas de indicador misto (vermelho de metila e verde de bromocresol) e conectado ao equipamento para destilação. Será recolhido aproximadamente 80 ml do destilado. Se adicionará lentamente 20 ml de NaOH 50% no destilador já contendo a amostra diluída com água em homogeneizada, escorrendo-se lentamente. Para titulação o destilado será transferido para um erlenmeyer de 125 ml, procedendo-se a titulação com HCl 0,1 N até a mudança de coloração. O resultado será calculado através da eq. (4).

$$\% \text{ proteína} = \frac{\text{ml HCl} * \text{N} * \text{meqN} * 100 * \text{fator}}{\text{P}} \quad (4)$$

Onde:

ml HCl = quantidade de HCl gasto na titulação

N = normalidade exata da solução de ácido utilizado na titulação

meqN = miliequivalente-grama do nitrogênio (0,014)

Fator = converte teor de nitrogênio em teor de proteína bruta (6,20)

P = peso da amostra

#### 5.2.5. Fibra Bruta

Será determinado conforme Instituto Adolfo Lutz (2005), pesando-se 3 g da amostra posteriormente envolvida em papel de filtro que será desengordurada em Soxlet. Após aquecimento em estufa para eliminação do restante de solvente, o resíduo será transferido para um bêquer adicionando-se 200 ml de ácido sulfúrico 0,252 N e será digerido com refluxo por 30 minutos. Será filtrado em funil de vidro com tela de nylon, o resíduo da amostra será lavado com água destilada fervente até completa neutralização (pH da amostra será verificado). A amostra será

transferida para o mesmo béquer utilizado anteriormente e a tela de nylon será lavada com 200 ml de hidróxido de sódio 0,312 N. Se procederá digestão com refluxo por 30 minutos, e se filtrará diretamente em cadinho de vidro sinterizado, utilizando água quente para lavar o béquer até completa retirada da amostra. O cadinho de vidro será lavado com aproximadamente 20 ml de álcool etílico e 20 ml de éter de petróleo e colocado em estufa para secagem. Após resfriamento será pesado e então levado à mufla até queima completa, após resfriamento será novamente pesado. O resultado será calculado conforme eq. (5).

$$\% \text{ fibra bruta} = \frac{pr - pc \times 100}{P} \quad (5)$$

Onde:

pr = peso do cadinho com resíduo, antes da queima

pc = peso do cadinho com cinzas, depois da queima

P = peso da amostras

### 5.2.6. Carboidratos

Os teores de carboidrato serão obtidos por cálculo da diferença de 100 e a soma dos valores resultantes das análises de umidade, proteína, gordura, fibra e cinzas em 100g, conforme definido no Instituto Adolfo Lutz (2005).

### 5.2.7. Fibra Solúvel / Insolúvel

Será determinada conforme AOAC (1994), onde a amostra será submetida a digestão, pesando-se 1g de amostra em béquer de 400 mL, e adicionado 40 mL de solução tampão MES/TRIS (pH 8,2). Passará por agitador magnético até que a amostra esteja bem dispersa. Será adicionado 50  $\mu$ L de solução de  $\alpha$ -amilase termorresistente, agitando-se em baixa velocidade. Os copos serão cobertos com folha de alumínio e incubados em banho de água a 95-100 °C por 15 minutos com contínua agitação. Após, serão resfriados até 60 °C. Será adicionado 100  $\mu$ L de solução de protease, cobertos novamente com lâmina de alumínio e incubados por 30 minutos em banho a 60 °C com contínua agitação. Após, será adicionado 5 mL de solução de HCl 0,561 N, mantendo-se em agitação. O pH será ajustado entre 4,0-4,7 a 60 °C (com solução de NaOH 1 N ou solução de HCl 1 N). Serão adicionados 300  $\mu$ L de solução de amiloglicosidase, mantendo-se sob agitação. Os

copos serão novamente cobertos com alumínio e incubados por 30 minutos a 60 °C com agitação constante.

Para determinação de fibra alimentar total, será adicionado 225 mL de etanol a 95% a 60 °C, deixando-se precipitar por 1 hora a temperatura ambiente e então se umedecerá e redistribuirá o leito de Celite no cadiño utilizando 15 mL de solução de etanol a 78%, se procederá sucção ao cadiño com Celite sobre a fita de vidro. Então, se filtrará o digerido enzimático tratado com álcool através do cadiño. Utilizando o vácuo, o resíduo será lavado duas vezes com porções de 15 mL de solução de etanol a 78%, solução de etanol a 95% e acetona. O resíduo será seco durante a noite em estufa a 105°C e resfriado em dessecador. O resultado será obtido através da eq. (6).

Para determinação de fibra alimentar insolúvel, o leito de Celite será umedecido e redistribuído no cadiño usando 3 mL de água, se aplicará sucção precipitando a Celite sob a fita de vidro e o digerido enzimático será filtrado. Se lavará o copo báquer duas vezes com água a 70 °C e então se combinará o filtrado e as águas de lavagem que serão transferidos para o báquer de 600 mL e reservado para a determinação de fibra alimentar solúvel. Usando o vácuo, o resíduo será lavado duas vezes, com porções de 15 mL de solução de etanol a 78%, etanol a 95% e acetona. O resíduo será seco em estufa a 105 °C e resfriado em dessecador. O resultado será obtido através da eq. (6).

Para determinação de fibra alimentar solúvel, se utilizará a combinação do filtrado e águas de lavagem nos copos báquer de 600 mL. Serão adicionados 4 volumes de solução de etanol, pré-aquecida a 60 °C. Será deixado a temperatura ambiente por 1 hora para formação do precipitado. O leito de Celite será umedecido e redistribuído no cadiño, previamente tarado, utilizando 15 mL de solução de etanol a 78%, será aplicado sucção ao cadiño e precipitado a Celite sobre a fita de vidro. O digerido enzimático será filtrado com álcool. Utilizando o vácuo, o resíduo será lavado duas vezes com porções de 15 mL de solução de etanol a 78%, solução de etanol a 95% e acetona. Após, o resíduo será seco durante a noite em estufa a 105 °C e resfriado em dessecador. O resultado será obtido através da eq. (6).

$$FA = \frac{[(R_1 + R_2)/2] - P - C - B}{(M_1 + M_2)/2} \times 100 \quad (6)$$

Onde:

FA = fibra alimentar (total, insolúvel e solúvel, dependendo do caminho analítico seguido) (%)

R<sub>1</sub> e R<sub>2</sub> = pesos dos resíduos das amostras em duplicata

P= peso das proteínas do resíduo da amostra

C = peso da cinza do resíduo da amostra

B = peso da determinação em branco

M<sub>1</sub> e M<sub>2</sub> = pesos das amostras

### 5.3. Teor de Amilose

Para a determinação do teor de amilose será utilizado o método proposto por Martinez e Cuevas (1989). Amostras de 100 mg serão transferidas para balões de 100 mL, acrescentado-se 1 mL de álcool etílico 96 % GL e 9 mL de solução NaOH 1N. Os balões serão colocados em banho-maria por 10 minutos a 100 °C, seguidos de resfriamento durante 30 minutos, até a temperatura ambiente de 20 °C, ajustando-se o volume com água. Será retirada uma alíquota de 5 mL e transferida para balão de 100 mL, sendo acrescido 1 mL de ácido acético 1N e 2 mL de solução de iodo 2% (p/v) recém preparada, ajustando o volume do balão com água. Para a curva padrão serão utilizados 40 mg de amilose pura submetida ao mesmo procedimento das amostras de quinoa. Do balão, alíquotas de 1, 2, 3, 4, e 5 mL serão retiradas e acrescidas de 0,2; 0,4; 0,6; 0,8 e 1 mL de ácido acético e de 0,4; 0,8; 1,2; 1,6 e 2 mL de iodo, respectivamente, completando o volume de cada balão com água destilada. A leitura será realizada a 610 nm e os resultados de absorbância (A) multiplicados por fator de correção (FC) obtido pela média dos valores lidos com as amostras de amilose pura. O teor de amilose das amostras será obtido pela eq. 7.

$$\% \text{ Amilose} = A \times FC \quad (7)$$

#### 5.4. Amido total

Será quantificado conforme Goñi et al. (1997), pesando-se 50 mg de amostra que serão dispersas em 6 mL de KOH 2M e agitadas energicamente à temperatura ambiente durante 30 minutos. Após, serão adicionados 3 mL de tampão acetato de sódio 0,4M (pH = 4,75) e 60  $\mu$ L de amiloglicosidase a suspensão que será incubada durante 45 minutos a 60 °C em banho de água com agitação. O amido será medido como a glicose disponível a partir de “kit” de determinação de glicose. O fator de conversão da glicose em amido será de 0,9.

#### 5.5. Amido Resistente *in vitro*

Será avaliado conforme Goñi et al. (1996), esse método tem como características a remoção de proteínas, digestão do amido, solubilização e hidrólise enzimática do amido resistente e quantificação do amido resistente como glicose liberada. Condições fisiológicas do estômago e intestino (pH, tempo de trânsito) serão aproximadamente simuladas.

Serão pesados 100 mg de amostra em um tubo de centrífuga de 50 mL. Em seguida será adicionado 10 mL de tampão de KCl-HCl (pH = 1,5) e 0,2 mL da solução de pepsina (1 g pepsina 10 mL<sup>-1</sup> de tampão de KCl-HCl) que será misturado e colocado em banho-maria a 40 °C por 60 minutos, com agitação constante. As amostras serão retiradas do banho-maria e esfriarão a temperatura ambiente. Serão adicionados 9 mL de tampão de tris-maleato 0,1 M (pH = 6,9) e 1 mL de solução de  $\alpha$ -amilase (40 mg  $\alpha$ -amilase por mL de tampão de tris-maleato). Será misturado e incubado durante 16 horas em banho-maria a 37 °C com agitação constante.

As amostras serão centrifugadas (15 minutos, 3000g) e descartados os sobrenadantes, após serão lavadas com 10 mL de água destilada, centrifugadas novamente e descartados os sobrenadantes. Serão adicionados 3 mL de água destilada ao resíduo, umedecendo cuidadosamente a amostra e adicionados 3 mL de KOH 4 M, misturados e deixados durante 30 minutos à temperatura ambiente com agitação constante. Será adicionado aproximadamente 5,5 mL de HCl 2M e 3 mL de tampão de acetato de sódio 0,4 M (pH = 4,75). Posteriormente será adicionado 80  $\mu$ L de amiloglicosidase, misturado e deixado durante 45 minutos em banho-maria a 60 °C com agitação constante. A amostra será centrifugada (15 minutos, 3000g), e o sobrenadante recolhido e guardado em balão volumétrico. Os

resíduos serão lavados com 10 mL de água destilada, centrifugados novamente e o sobrenadante recolhido juntamente com o obtido previamente.

Será preparada uma curva padrão a partir de uma solução aquosa de glicose (10 - 60 ppm), pipetando-se 0,5 mL de água, da amostra e padrão em tubos de ensaio. Se adicionará 1 mL de reagente a partir do “kit” de determinação de glicose que será misturado e deixado durante 30 minutos em banho de água a 37 °C. Após a absorbância das amostras será lida em 500 nm contra um branco de reagente. Absorbância será lida entre 5 e 45 minutos após a incubação. A concentração de amido resistente da amostra será calculada como mg de glicose x 0,9.

### **5.6. Amido digerível**

Será avaliado conforme Goñi et al. (1997) sendo a diferença entre o amido total e o amido resistente.

### **5.7. Índice Glicêmico *in vitro***

Será avaliado conforme Goñi et al. (1997), através da taxa de hidrólise do amido *in vitro*, sendo pesados 50 mg da amostra adicionando-se 10 mL de HCl-KCl (pH = 1,5). Em seguida será adicionado 0,2 mL de solução de pepsina (1 g de pepsina em 10 mL de tampão HCl-KCl) a cada amostra que serão incubadas a 40 °C durante 1 hora em banho de água com agitação. O volume será completado até 25 mL com tampão de tris-maleato (pH = 6,9). Será adicionado a cada amostra 5 mL de uma solução de α-amilase em tampão contendo tris-maleato (2,6 U). As amostras então serão incubadas a 37 °C em banho de água com agitação.

Serão retiradas alíquotas de 1 mL de amostra de cada tubo a cada 30 minutos durante 0-3 horas. Essas alíquotas serão colocadas em um tubo a 100 °C sendo agitadas energicamente durante 5 minutos para inativar a enzima e refrigeradas até ao final do tempo de incubação. Em seguida, 3 mL de tampão acetato de sódio 0,4 M (pH = 4,75) serão adicionados a cada alíquota, e 60 µL de amiloglicosidase serão utilizados para hidrolisar o amido digerido em glicose após 45 minutos a 60 °C em banho de água com agitação. O volume será ajustado para 10-100 mL com água destilada. Alíquotas triplicadas de 0,5 mL serão incubadas com “kit” de determinação de glicose. A glicose será convertida em amido pela multiplicação por 0,9. A velocidade de digestão do amido será expressa em percentagem de amido total hidrolisado em tempos diferentes (30, 60, 90, 120 e 180 minutos). As curvas de

hidrólise irão seguir uma equação de primeira ordem como descrito por Goñi et al. (1997). A área sob a curva de hidrólise (AUC) será calculada conforme a eq. (8):

$$AUC = C_{\infty} (t_f - t_0) - (C_{\infty} / k) [1 - \exp[-k(t_f - t_0)]] \quad (8)$$

Onde:

$C_{\infty}$  = concentração de equilíbrio ( $t_{180}$ )

$t_f$  = tempo final (180 minutos)

$t_0$  = tempo inicial (0 minutos)

$k$  = constante cinética

Uma vez que a área sob a curva de hidrólise do amido das amostras teste for estabelecido, será calculado o índice de hidrólise (IH) por comparação com o AUC de um alimento de referência (pão branco). Portanto, o IH será obtido dividindo a área sob a curva de hidrólise (0-180 minutos) da amostra pela área do material padrão (pão branco) durante o mesmo período de tempo. Esse IH representa um bom indicador de resposta glicêmica à ingestão de alimentos e altamente correlacionado com o índice glicêmico (IG) *in vivo* (coeficiente de correlação relatado de  $r = 0,89$ ,  $p < 0,05$ ). Então, a partir do IH obtido *in vitro* será estimado o IG previsto utilizando a eq. 9, estabelecida por Goñi et al. (1997):

$$IG = 39,71 + 0,549 (IH) \quad (9)$$

Onde:

IG – índice glicêmico previsto

IH – índice de hidrólise *in vitro*

### 5.8. Procedimento de extração

Os extratos das amostras para a avaliação da capacidade antioxidante e conteúdo de fenóis totais será realizado conforme Alvares-Jubete et al. (2010) com modificações. As amostras serão moídas no momento da extração e 5 g serão adicionados a 25 mL de metanol. As amostras serão homogeneizadas durante 2 minutos a 12.000 rpm em Ultra-Turrax, misturadas em vortex durante 20 minutos a

1050 rpm e centrifugadas durante 10 minutos a 2000 rpm. Os extratos finais serão obtidos por filtração do sobrenadante através de papel filtro.

### **5.9. Compostos fenólicos totais**

O teor de compostos fenólicos totais será determinado conforme Palombini et al. (2013). Alíquota de 0,25 mL de uma solução do extrato em metanol (2,5 mg / mL em metanol) será misturada com 0,25 mL de reagente de Folin-Ciocalteu, previamente diluído com água (1:1, v / v), 0,5 mL de solução de carbonato de sódio saturado e 4 mL de água. Essa mistura será deixada em repouso à temperatura ambiente durante 25 minutos e, em seguida, será centrifugada a  $3800 \times g$  durante 10 minutos, a absorbância do sobrenadante será medida em um comprimento de onda de 725 nm utilizando espectrofotômetro. Será utilizado ácido gálico para curva padrão e os resultados serão expressos como mg de ácido gálico equivalente a grama do extrato seco (GAE mg g<sup>-1</sup>).

### **5.10. Capacidade Antioxidante**

A capacidade antioxidante será avaliada pelos métodos de capacidade de sequestro do radical livre 1,1-difenil-2-picrilhidrazil (DPPH) e capacidade redutora de ferro (FRAP).

#### **5.10.1. Capacidade de sequestro do radical livre DPPH**

Será avaliada por meio da capacidade dos antioxidantes presentes na amostra de reduzir o radical 1,1-difenil-2-picrilhidrazil (DPPH) conforme descrito por Nsimba, Kikuzaki e Konishi (2008). Amostras do extrato serão diluídas em diferentes concentrações em metanol (1 – 20 mg/mL) e 250  $\mu$ L serão adicionados a 2 mL de uma solução metanólica contendo o radical DPPH (0,2 mM). As soluções serão homogeneizadas em agitador de tubos e deixadas em repouso durante 30 minutos em ambiente escuro. Após, será medida a absorbância em espectrofotômetro com comprimento de onda de 517 nm contra um branco de metanol. A determinação será feita conforme eq (10):

$$\% \text{ inibição} = \frac{\text{ABS}_{\text{DPPH}} - \text{ABS}_{\text{amostra}}}{\text{UA}_{\text{DPPH}}} \times 100\% \quad (10)$$

Onde:

$\text{ABS}_{\text{DPPH}}$  = unidades de absorbância da solução DPPH sem amostra

$\text{ABS}_{\text{amostra}}$  = unidades de absorbância da amostra

Os resultados serão expressos em porcentagem de inibição de 50% ( $\text{IC}_{50}$ ) do extrato, sendo calculados a partir da construção de uma curva analítica para cada amostra, com a porcentagem da atividade antioxidante “versus” concentração do extrato. Através da equação de regressão linear resultante será então calculada a concentração capaz de sequestrar 50% dos radicais livres de DPPH.

#### 5.10.2. Potencial de redução - FRAP

A capacidade redutora de ferro será determinada conforme Nsimba, Kikuzaki e Konishi (2008). Será preparado no dia da análise uma solução complexante de  $\text{Fe}^{3+}$  (reagente FRAP) em proporção de 1:1:10 contendo: 2,5 mL de uma solução de (2-piridil) -1,3,5-triazina (TPTZ) 10 mM em HCl 40 mM, mais 2,5 mL de cloreto férlico 20 mM e 25 mL de tampão de acetato 0,3 M, (pH 3,6). Alíquotas de 40  $\mu\text{L}$  da amostra serão misturadas com 0,2 mL de água destilada e 1,8 mL do reagente FRAP será adicionado. As soluções serão mantidas em banho a 37°C por 40 minutos, sendo posteriormente lida a absorbância em espectrofotômetro a um comprimento de onda de 593 nm (ALVAREZ-JUBETE et al., 2010).

Os resultados finais serão expressos como a concentração de antioxidantes capazes de reduzir o  $\text{Fe}^{3+}$  em  $\text{Fe}^{+2}$ . Os valores de  $\text{Fe}^{+2}$  encontrados serão obtidos por meio de construção de equação de regressão linear, através construção da curva analítica do sulfato ferroso. Os valores de FRAP serão expressos em  $\mu\text{mol}$  de  $\text{Fe}$  (II)/mg extrato seco.

#### 5.11. Determinação de Saponinas

O teor de saponinas será determinado pelo método semi-quantitativo de espuma, que distingue a quinoa entre doce e amarga, e pelo método espectrofotométrico.

### 5.11.1. Método de Espuma

Esse método qualifica a quinoa como doce ou amarga de acordo com seu conteúdo de saponinas, medido pela capacidade de formação de espuma em água (LATINRECO, 1990). Para isso, será colocado 0,5 g de grãos de quinoa inteiros em um tubo de ensaio com tampa de rosca, se adicionará 5 mL de água destilada e o tubo será tampado e agitado vigorosamente por 30 segundos. O tubo ficará em repouso durante 30 minutos e em seguida será agitado novamente durante 20 segundos. Ficará em repouso por mais 30 minutos, sendo agitado novamente durante 30 segundos, ficando em repouso por 5 minutos, e em seguida, a altura de espuma será medida com régua de intervalo de 0,1 cm. Para determinação das saponinas se procederá as eq. (11) e (12). Será considerado como quinoa doce quando conter 0,11% ou menos de saponinas e amarga quando conter mais de 0,11% de saponinas.

$$\text{mg saponinas/g peso fresco} = \frac{(0,646 \times \text{he}) - 0,104}{\text{P}} \quad (11)$$

$$\% \text{ saponinas} = \frac{0,646 \times (\text{he}) - 0,104}{\text{P} \times 10} \quad (12)$$

Onde:

he = altura de espuma em cm

P = peso da amostra

### 5.11.2. Método espectrofotométrico

Primeiramente se realizará a extração das saponinas dos grãos de quinoa conforme Lozano et al. (2012), utilizando como solvente uma mistura EtOH/H<sub>2</sub>O com concentração 50%, e deixado sob maceração com a amostra à temperatura ambiente durante 72 horas em uma proporção de 1:9 m/v.

A determinação será realizada por espectrofotometria UV-VIS, conforme Monje e Raffaillac (2006), usando reagente de Lieberman-Burchard (LB) para formar reação de cor com as saponinas. Reagente LB é constituído por uma mistura de 16,7% de anidrido acético em ácido sulfúrico concentrado (proporção de 1:5), preparado no momento da análise. A proporção de amostra:reagente de cor é de 1:3,5. Será produzida uma curva de calibração de absorbância “versus” concentração usando

um padrão de saponinas. Para essa curva serão preparadas 2 mL de soluções nas seguintes concentrações: 0,00/ 0,05/ 0,1/ 0,15/ 0,20/ 0,25/ 0,30/ 0,35 mg mL<sup>-1</sup>, ao qual serão adicionados 7 mL de reagente LB, e agitado em vortex por 20 segundos, após a amostra descansará por 30 minutos e será realizada leitura a 528 nm.

### 5.12. Análise Estatística

Os dados obtidos serão analisados quanto à normalidade pelo teste de Shapiro Wilk, à homocedasticidade pelo teste de Hartley e a independência dos resíduos será verificada graficamente. Posteriormente, os dados serão submetidos à análise de variância através do teste F ( $p \leq 0,05$ ). Constatando-se significância estatística, os tratamentos serão agrupados de acordo com os tipos de processamento e comparados por meio de Teste de Tukey, a 5% de probabilidade. A presença de correlações entre as variáveis dependentes do estudo serão analisadas através do coeficiente de correlação de Pearson.

## 6. Cronograma de Atividades

**Quadro 1.** Cronograma de atividades do projeto

Atividades / Períodos	2013		2014		2015
	I	II	I	II	I
Revisão da literatura	x	x	x	x	x
Reuniões de pesquisa	x	x	x	x	x
Qualificação do projeto			x		
Desenvolvimento do experimento			x	x	
Tabulação de dados				x	x
Apresentação em congressos			x	x	x
Defesa da Dissertação					x

## 7. Orçamento

No quadro 2 está descrito o orçamento previsto para desenvolvimento do projeto, que será custeado com verba do PROAP e o restante por verba do pesquisador.

**Quadro 2.** Orçamento do projeto

Reagente	Quantidade	Valor (R\$)
Acetona	1 L	21,72
Acetato de Sódio	1 FR	26, 20
Ácido Acético Glacial	5 L	91, 50
Ácido Clorídrico	8 L	168, 80
Ácido Nítrico	2 L	76, 57
Ácido Malélico	1 FR	122, 95
Ácido Sulfúrico	5 L	159, 47
Ácido Tricloracético	2 FR	137, 90
Álcool etílico	4 L	55, 74
Álcool metílico	10 L	120, 00
Amilose de Batata	1 FR	539, 93
Cloreto de Cálcio Dihidratado	1 kg	27, 35
Cloreto de Potássio	1 kg	18, 65
Dióxido de titânio anidro	1 FR	37,29
DPPH (2,2- difenil-1- picrilidrazila)	1 FR	424, 95
Éter de Petróleo	15 L	422, 13
Éter etílico	1 L	48, 62
Fenolftaleína	1 FR	13, 89
Hidróxido de Potássio	2 kg	96, 70
Hidróxido de Sódio	2 kg	72, 30
Kit de glicose enzimático	6 UN	375, 00
MES (ácido N- Morfolinoetanosulfônico hidratado)	1 FR	192, 00
Pepsina de mucosa gástrica de suíno	1 FR	301, 60

Reagente	Quantidade	Valor (R\$)
Protease de <i>Bacillus licheniformis</i>	1 FR	1.773, 00
Solução de amiloglicosidase de <i>Aspergillus niger</i>	2 FR	626, 40
Solução de $\alpha$ -amilase termoestável de <i>Bacillus licheniformis</i>	1 FR	497,37
Sulfato de cobre anidro	2 FR	87, 37
Sulfato de potássio anidro	1 FR	35, 73
Terra de diatomáceas – Ácido lavada (Celite 545 AW)	1 FR	348, 12
TRISMA BASE (hidroximetil aminometano)	1 FR	113, 10
Vermelho de Metila	1 FR	17, 13
Zinco em pó	1 FR	18, 99
$\alpha$ -amilase, de pâncreas suíno	2 FR	591, 60
<b>TOTAL</b>		<b>7.660, 07</b>

## 8. Referências Bibliográficas

- ALVAREZ-JUBETE, L.; WIJNGAARD, H.; ARENDT, E.K.; GALLAGHER, E. Polyphenol composition and in vitro antioxidant activity of amaranth, quinoa buckwheat and wheat as affected by sprouting and baking. **Food Chemistry**, v. 119, p.770–778, 2010.
- AOAC INTERNATIONAL. Total, Soluble, and Insoluble Dietary Fiber in Foods: Method 991.43. In: Official Methods of Analysis of AOAC International, ed.16, Gaithersburg, 1994.
- BACIGALUPO, A.; TAPIA, M. E. Agroindustria, In: Cultivos Andinos Subexplotados y Su Aporte a la Alimentacion. Santiago, Chile: Oficina Regional de La FAO para América Latina y el Caribe, 2000.
- BARBOSA, K. B. F.; COSTA, N. M. B.; ALFENAS, R. C. G.; PAULA, S. O.; MINIM, V. P. R.; BRESSAN, J. Estresse oxidativo: conceito, implicações e fatores modulatórios. **Revista de Nutrição**, v.23, n.4, p.629-643, 2010.
- BERGER, M. M. Can oxidative damage be treated nutritionally? **Clinical Nutrition**, v.24, pg.172-183, 2005.
- BERTI, C.; RISO, P.; MONTI, L. D.; PORRINI, M. *In vitro* starch digestibility and *in vivo* glucose response of gluten-free foods and their gluten counterparts. **European Journal of Nutrition**, v.43, p.198–204, 2004.
- BONIFACIO, Alejandro. *Chenopodium* Sp.: Genetic Resources, Ethnobotany, and Geographic Distribution. **Food Reviews International**, v.19, n.1;2, p.1–7, 2003.
- BRAND-MILLER, J. C. Glycemic Load and Chronic Disease. **Nutrition Reviews**, v.61, n.5, p.49-55, 2003.
- CARRASCO, R. R.; ZELADA, C. R. E. Determinación de la capacidad antioxidante y compuestos fenólicos de cereales andinos: quinua (*Chenopodium quinoa*), kañiwa (*Chenopodium pallidicaule*) y kiwicha (*Amaranthus caudatus*). **Revista de la Sociedad Química del Perú**, v.74, n.2, p.85-99, 2008.
- CAPRILES, V.D.; COELHO, K.D.; GUERRA-MATIAS, A.C.; ARÉAS, J.A.G. Effects of Processing Methods on Amaranth Starch Digestibility and Predicted Glycemic Index. **Journal of Food Science**, v1. 73, n. 7, p. 160-164, 2008.

CAPRILES, V. D.; GUERRA-MATIAS, A. C.; ARÊAS, J. A. G. Marcador *in vitro* da resposta glicêmica dos alimentos como ferramenta de auxílio à prescrição e avaliação de dietas. **Revista de Nutrição**, v.22, n.4, p.549-557, 2009.

CHAN, E. W. C.; LIM, Y. Y.; WONG, S. K.; LIM, K. K.; TAN, S. P.; LIANTO, F. S.; YONG, M. Y. Effects of different drying methods on the antioxidant properties of leaves and tea of ginger species. **Food Chemistry**, v.113, p.166-172, 2009.

COHEN, J. H.; KRISTAL, A. R.; STANFORD, J. L. Fruit and Vegetable Intakes and Prostate Cancer Risk. **Journal of the National Cancer Institute**, v.92, n.1, p.61-68, 2000.

COLONNA, P.; LELOUP, V.; BULÉON, A. Limiting factors of starch hidrolysis. **European Journal of Clinical Nutrition**, v.46, n.2, p.17-32, 1992.

CRONIN, C. C.; SHANAHAN, F. Insulin-dependent diabetes mellitus and coeliac disease. **The Lancet**, v.349, p.1096-1097, 1997.

DINI, I.; TENORE, G. C.; DINI, A. Antioxidant compound contents and antioxidant activity before and after cooking in sweet and bitter Chenopodium quinoa seeds. **LWT - Food Science and Technology**, v.43, p.447–451, 2010.

DINI, Irene, SCHETTINO, O.; SIMIOLI, T.; DINI, A. Studies on the Constituents of *Chenopodium quinoa* Seeds: Isolation and Characterization of New Triterpene Saponins. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.49, p.741-746, 2001.

ENGLYST, H. N.; CUMMINGS, J. H. Digestion of the polysaccharides of some cereal foods in the human small intestine. **American Journal of Clinical Nutrition**, v.42, p.778–787, 1985.

ENGLYST, H. N.; KINGMAN, S. M.; CUMMINGS, J. H. Classification and measurement of nutritionally important starch fractions. **European Journal of Clinical Nutrition**, v.46, n.2, p.33–50, 1992.

ENGLYST, K. N.; LIU, S.; ENGLYST, H.N. Nutritional characterization and measurement of dietary carbohydrates. **European Journal of Clinical Nutrition**, v.61, n.1, p.19–39, 2007.

**FAO.** Quinoa: An ancient crop to contribute to world food security. Regional Office for Latin America and the Caribbean. July, 2011. 56 p.

**FAO.** Food and Agriculture Organization of the United Nations: 2013 International Year of Quinoa Secretariat. Disponível em: <[http://www.fao.org/quinoa-2013/what-is-quinoa/varieties/es/?utm\\_source=facebook&utm\\_medium=social+media&utm\\_campaign=fao](http://www.fao.org/quinoa-2013/what-is-quinoa/varieties/es/?utm_source=facebook&utm_medium=social+media&utm_campaign=fao)>. Acesso em: 13 set. 2013.

FUENTES-ZARAGOZA, E.; RIQUELME-NAVARRETE, M.J.; SÁNCHEZ-ZAPATA, E.; PÉREZ-ÁLVAREZ, J.A. Resistant starch as functional ingredient: A review. **Food Research International**, v.43, p.931–942, 2010.

GOÑI, I.; GARCIA-ALONSO, A.; SAURA-CALIXTO, F. A starch hydrolysis procedure to estimate glycemic index. **Nutrition Research**, v.17, p.427–437, 1997.

GOÑI, I.; GARCÍA-DIZA, L.; MAÑASB, E.; SAURA-CALIXTO, F. Analysis of resistant starch: A method for foods and food product. **Food Chemistry**, v.56, n.4, p.445–459, 1996.

HALLIWELL, B.; AESCHBACH, R.; LOLIGER, J.; ARUOMA, O. I. The Characterization of Antioxidants. **Food and Chemical Toxicology**, v.33, n.7, p.601-617, 1995.

HALLIWELL, B. Oxidative Stress, Nutrition and health: experimental strategies for optimization of nutritional antioxidant intake in humans. **Free Radical Research**, v.25, n.1, p.57-74, 1996.

HU, P.; ZHAO, H.; DUAN, Z.; LINLIN, Z.; WU, D. Starch digestibility and the estimated glycemic score of different types of rice differing in amylose contents. **Journal of Cereal Science**, v.40, p.231-237, 2004.

INSTITUTO ADOLFO LUTZ. **Normas Analíticas do Instituto Adolfo Lutz: Métodos químicos e físicos para análise de alimentos**. 3. ed. São Paulo: IMESP, 2005. 919p.

HIROSE, Y.; FUJITA, T.; ISHII, T.; UENO, N. Antioxidative properties and flavonoid composition of Chenopodium quinoa seeds cultivated in Japan. **Food Chemistry**, v.119, p.1300–1306, 2010.

JANCUROVA, M.; MINAROVICOVA, L.; DANDAR, A. Quinoa – a Review. **Czech Journal of Food Sciences**, v.27, n.2, p.71-79, 2009.

JACOBSEN, Sven-Erik. The worldwide potential for quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). **Food Reviews International**, v.19, p.167-177, 2003.

JENKINS, D. J. A.; WOLEVER, T. M. S.; TAYLOR, R.; BAKER, H. M.; FIELDER, H.; BALDWIN, J. M., BOWLING, A. C., NEWMAN, H. C.; JENKINS, A.L.; GOFF, D. V.

Glycemic index of foods: a physiological basis for carbohydrates exchange. **American Journal of Clinical Nutrition**, v.34, n.3, p.362-366, 1981.

KOZIOL. M.J. Composición química. In: Quinua, hacia su cultivo comercial. Latinreco, S.A. Quito, Ecuador, 1990. p. 139-159

KOZIOL, M. J. Afrosimetric estimation of threshold saponin concentration for bitterness in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd). **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v.54, n.2 p. 211–219, 1991.

KOZIOL, M. J. Chemical Composition and Nutritional Evaluation of Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). **Journal of Food Composition and Analysis**, v.5, p.35-68, 1992.

LATINRECO. Quinua. Hacia su cultivo comercial. Latinreco S.A. Quito, Ecuador, 1990. 206 p.

LEE, J.; KOO, N.; MIN, D. B. Reactive Oxygen Species, Aging, and Antioxidative Nutraceuticals. **Comprehensive reviews in food science and food safety**, v.3, p.21-33, 2004.

LINSBERGER-MARTIN, G.; LUKASCH, B.; BERGHOFER, E. Effects of high hydrostatic pressure on the RS content of amaranth, quinoa and wheat starch. **Starch/Stärke**, v. 64, p.157-165, 2012.

LIVESEY, G.; TAYLOR, R.; HULSHOF, T.; HOWLETT, J. Glycemic response and health-a systematic review and metaanalysis: relations between dietary glycemic properties and health outcomes. **American Journal of Clinical Nutrition**, v.87, n.1, p.258-268, 2008.

LOZANO, M.; TICONA, E.; CARRASCO, C.; FLORES, Y.; ALMANZA, G. R. Cuantificación de saponinas en residuos de quinua real *Chenopodium quinoa* Willd. **Revista boliviana de química**, v.29, n.2, p.128-135, 2012.

MADL, T.; STERK, H.; MITTELBACH, M. Tandem Mass Spectrometric Analysis of a Complex Triterpene Saponin Mixture of *Chenopodium quinoa*. **Journal of the American Society for Mass Spectrometry**, v.17, p.795-806, 2006.

MAGALHÃES, L. M.; SEGUNDO, M. A.; REIS, S.; LIMA, J. L. F. C.; RANGEL, A. O. S. S. Automatic Method for the Determination of Folin-Ciocalteu Reducing Capacity in Food Products. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.54, n.15, p.5242-5246, 2006.

MARTINEZ, C.Y.; CUEVAS, F. **Evaluación de la calidad culinaria y molinera del arroz. Guia del estudio.** Cali: CIAT. 1989. 75 p.

MAUGHAN, P. J.; BONIFACIO, A.; JELLEN, E.N.; STEVENS, M. R.; COLEMAN, C.E.; RICKS, M.; MASON, S. L.; JARVIS, D. E.; GARDUNIA, B. W.; FAIRBANKS, D. J. A genetic linkage map of quinoa (*Chenopodium quinoa*) based on AFLP, RAPD, and SSR markers. **Theoretical and Applied Genetics**, v.109, p.1188-1195, 2004.

MENEGUETTI, Q. A.; BRENZAN, M. A.; BATISTA, M. R.; BAZOTTE, R. B.; SILVA, D. R.; CORTEZ, D. A. G. Biological Effects of Hydrolyzed Quinoa Extract from Seeds of *Chenopodium quinoa* Willd. **Journal of Medicinal Food**, v.14, n.6, pg.653-657, 2011.

**MINISTÉRIO DA SAÚDE.** Guia Alimentar para População Brasileira promovendo a alimentação saudável. Normas e manuais técnicos: Brasília, 2008. 210 p.

MIRANDA, M.; VEGA-GALVEZ, A.; LOPEZ, J.; PARADA, G.; SANDERS, M.; ARANDA, M.; URIBE, E.; SCAL, K. D. Impact of air-drying temperature on nutritional properties, total phenolic content and antioxidant capacity of quinoa seeds (*Chenopodium quinoa* Willd.). **Industrial Crops and Products**, v.32, p. 258–263, 2010.

MIRANDA, M.; VEGA-GÁLVEZ, A.; MARTINEZ, E.; LÓPEZ, J.; RODRÍGUEZ, M. J.; HENRÍQUEZ, K.; FUENTES, F. Genetic diversity and comparison of physicochemical and nutritional characteristics of six quinoa (*Chenopodium quinoa* willd.) genotypes cultivated in Chile. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v.32, n.4, p.835-843, 2012.

MONJE C. Y., RAFFAILLAC J. P. Determinación de saponina total en quinua (*Chenopodium quinoa* Willd) método Espectrofotométrico. **In:** Memoria IV Congreso Nacional de la Asociación Boliviana de Protección Vegetal. Oruro, 5 al 7 de abril de 2006. C.E.A.C. –Dpto. Fitotecnia-FCAPV UTO. ABPV. Oruro, Bolivia, pp. 217-218

MUJICA, A.; IZQUIERDO, J.; MARATHEE, J. P. Origen y descripción de La quinua. **In:** Quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.); Ancestral cultivo andino, alimento del presente y futuro. Santiago de Chile: FAO, 2001.

NATIONAL RESEARCH COUNCIL. **Lost Crops of the Incas: Little-Known Plants of the Andes with Promise for Worldwide Cultivation.** Washington: National Academy Press, 1989. 428p.

NIBA, L. L. Resistant starch: a potential functional food ingredient. **Nutrition & Food Science**, v.32, n.2, p.62-67, 2002.

NSIMBA, R. Y.; KIKUZAKI, H.; KONISHI, Y. Antioxidant activity of various extracts fractions of *Chenopodium quinoa* and *Amaranthus* spp. seeds. **Food Chemistry**, v.106, p.760–766, 2008.

PALOMBINI, S. V.; CLAUS, T.; MARUYAMA, S. A.; GOHARA, A. K.; SOUZA, A. H. P.; SOUZA, N. E.; VISENTAINER, J. V.; GOMES, S. T. M.; MATSUSHITA, M. Evaluation of nutritional compounds in new amaranth and quinoa cultivars. **Food Science and Technology**, v.33, n.2, p.339-344, 2013.

PARCHURE, A. A.; KULKARNI, P. R. Effect of food processing treatments on generation of resistant starch. **International Journal of Food Sciences and Nutrition**, v.48, p.257-260, 1997.

PASKO, P.; BARTONA, H.; ZAGRODZKI, P.; GORINSTEIN, S.; FOŁTA, M.; ZACHWIEJA, Z. Anthocyanins, total polyphenols and antioxidant activity in amaranth and quinoa seeds and sprouts during their growth. **Food Chemistry**, v.115, p.994–998, 2009.

PREGO, I.; MALDONADO, S.; OTEGUI, M. Seed structure and localization of reserves in *Chenopodium quinoa*. **Annals of Botany**, v.82, n.4, p. 481-488, 1998.

RATNAYAKE, W. S.; JACKSON, D. S. Thermal behavior of resistant starches RS 2, RS 3, and RS 4. **Journal of Food Science**, v.73, n.5, p. 356-366, 2008.

RANHOTRA, G. S.; GELROTH, J. A.; GLASER, B. K.; LORENZ, K. J.; JOHNSON, D. L. Composition and protein nutritional quality of quinoa. **Cereal Chemistry**, v.70, n.3, p.303-305, 1993.

REPO-CARRASCO, R.; ESPINOZA, C.; JACOBSEN, S.E.; Nutritional value and use of the Andean crops quinoa (*Chenopodium quinoa*) and kaniwa (*Chenopodium pallidicaule*). **Food Reviews International**, v.9, p.179–189, 2003.

REPO-CARRASCO-VALENCIA, R. A. M.; ENCINA, C. R.; BINAGHI, M. J.; GRECOB, C. B.; FERRER, P. A. R. Effects of roasting and boiling of quinoa, kiwicha and kañiwa on composition and availability of minerals in *vitro*. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v.90, p.2068–2073, 2010a.

REPO-CARRASCO-VALENCIA, R., HELLSTROM, J. K.; PIHLAVA, J. M.; MATTILA, P. H. Flavonoids and other phenolic compounds in Andean indigenous grains: Quinoa (*Chenopodium quinoa*), kaniwa (*Chenopodium pallidicaule*) and kiwicha (*Amaranthus caudatus*). **Food Chemistry**, v.120, p.128-133, 2010b.

REPO-CARRASC O, R. A. M. V.; SERNA, L. A. Quinoa (*Chenopodium quinoa*, Willd.) as a source of dietary fiber and other functional components. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v.31, n.1, p.225-230, 2011.

RUALES, J.; NAIR, B. M. **Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.), An important andean food crop.** Depastment of Applied Nutrition, University of Lund, Sweeden. Instituto de Investigaciones Tecnológicas, Escuala Politécnica Nacional. Quito, Ecuador. 26p.1992a.

RUALES, J.; NAIR, B. M. Content of fat, vitamins and minerals in quinoa (*Chenopodium quinoa*, Willd) seeds. **Food Chemistry**, v.48, pg.131-136, 1993.

RUALES, J.; NAIR, B. M. Nutritional quality of the protein in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) seeds. **Plant Foods for Human Nutrition**, v.42, p.1-11, 1992b.

RUALES, J.; NAIR, B. M. Properties of starch and dietary fibre in raw and processed quinoa (*Chenopodium quinoa*, Willd) seeds. **Plant Foods for Human Nutrition**, v.45, p.223-246, 1994.

SAGUM R.; ARCOT, J. Effect of domestic processing methods on the starch, non-starch polysaccharides and in vitro starch and protein digestibility of three varieties of rice with varying levels of amylase. **Food Chemistry**, v.70, p.107-111, 2000.

SAJILATA, M. G.; SINGHAL, R. S.; KULKARNI, P. R. Resistant Starch — A Review. **Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety**, v.5, p.1-17, 2006.

SHAMAI, K.; BIANCO-PELED, H.; SHIMONI, E. Polymorphism of resistant starch type III. **Carbohydrate Polymers**, v.54, p.363–369, 2003.

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

SPEHAR, C. R.; SANTOS, R.L.B. Quinoa BRS Piabiru: alternativa para diversificar os sistemas de produção de grãos. **Pesquisa Agropecuária Brasileira** (Brasília-DF), v.37, n.6, p.889-893, 2002.

SPEHAR, Carlos Roberto. Adaptação da quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) para incrementar a diversidade agrícola e alimentar no Brasil. **Cadernos de Ciência & Tecnologia** (Brasília-DF), n.1, v.23, p.41-62, 2006.

STIKIC, R.; GLAMOCLJJA, D.; DEMIN, M.; VUCELIC-RADOVIC, B.; JOVANOVIC, Z.; MILOJKOVIC-OPSENICA, D.; JACOBSEN, S. E.; MILOVANOVIC, M. Agronomical and nutritional evaluation of quinoa seeds (*Chenopodium quinoa* Willd.)

as an ingredient in bread formulations. **Journal of Cereal Science**, v.55, p.132-138, 2012.

TAPIA, M. E.; FRIES, A. M. **Guía de campo de los cultivos andinos**. 1.ed. Lima: FAO y ANPE. 2007. 209 p.

TOVAR, J.; MELITO, C. Steam-Cooking and Dry Heating Produce Resistant Starch in Legumes. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.44, p.2642-2645, 1996.

USTUNDAGA, G. O.; MAZZA, G. Saponins: Properties, Applications and Processing. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, v. 47, n 3, p. 231-258, 2007.

VEGA-GÁLVEZ, A.; MIRANDA, M.; VERGARA, J.; URIBE, E.; PUENTEB, L.; MARTÍNEZC, E. A. Nutrition facts and functional potential of quinoa (*Chenopodium quinoa* willd.), an ancient Andean grain: a review. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v.90, p.2541-2547, 2010.

VERZA, S. G.; SILVEIRA, F.; CIBULSKI, S.; KAISER, S.; FERREIRA, F.; GOSMANN, G.; ROEHE, P. M.; ORTEGA, G. G. Immunoadjuvant Activity, Toxicity Assays, and Determination by UPLC/Q-TOF-MS of Triterpenic Saponins from *Chenopodium quinoa* Seeds. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.60, p.3113–3118, 2012.

WOLDEMICHAEI, G. M.; WINK, M. Identification and biological activities of triterpenoid saponins from *Chenopodium quinoa*. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.49, n.5, p.2327-2332, 2001.

YONEMOTO, P. G.; CALORI-DOMINGUES, M. A.; FRANCO, C. M. L. Efeito do tamanho dos grânulos nas características estruturais e físico-químicas do amido de trigo. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v.27, n.4, p.761-771, 2007.

ZHOU, Z.; ROBARDS, K.; HELLIWELL, S.; BLANCHARD, C. Composition and functional properties of rice. **International Journal of Food Science and Technology**, v.37, p.849–868, 2002.

ZHU, N.; SHENG, S.; SANG, S.; JHOO, J.W.; BAI, N.; KARWE, M .V.; ROSEN, R. T.; HO, C.T. Triterpene saponins from debittered Quinoa (*Chenopodium quinoa*) seeds. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 50, n.4, p.865-867, 2002.

#### **4. Relatório do Trabalho de Campo**

As amostras de quinoa cultivadas no Brasil (BRS Piabiru), doadas pela Embrapa, foram processadas e analisadas nos laboratórios da Faculdade de Nutrição da Universidade Federal de Pelotas. Os testes iniciais, para determinação dos tempos dos processamentos, foram realizados com outras amostras, em vista disso, ocorreram algumas modificações no que estava previsto inicialmente no projeto, e o que efetivamente foi realizado. Como por exemplo, o tempo de lavagem dos grãos, em que foram utilizados 15min e não 17min, já que este tempo foi suficiente para não ocorrer formação visível de espuma na água de lavagem; assim como na cocção em panela comum, 11min e não 15min; e na torração em que foram utilizados 180°C por 15min e não 150°C por 7min como constava no projeto.

Além disso, as referências dos métodos para análise do teor de amilose, compostos fenólicos totais e capacidade antioxidante foram alteradas, devido à disponibilidade de materiais e os testes preliminares com as amostras. Ademais, para facilitar a comparação dos dados, optou-se por utilizar uma curva padrão de trolox ao expressar os resultados das análises de capacidade antioxidante, o que não constava no projeto.

## 5. Artigo 1 (segundo normas da revista Food Chemistry)

### **Composição nutricional, digestibilidade do amido e índice glicêmico de grãos de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) submetidos a diferentes processamentos**

**Short title –** Processamentos em grãos de quinoa: composição nutricional e taxa de hidrólise do amido

#### **Resumo**

Devido ao elevado valor nutricional da quinoa e a possível interferência das condições edafoclimáticas e dos processamentos empregados aos grãos, objetivou-se avaliar o efeito de diferentes processamentos (lavagem e lavagem seguida de hidratação, cocção com/sem pressão e torração) na composição nutricional, teor e frações do amido, e taxa de hidrólise do amido *in vitro* em grãos de quinoa cultivados no Brasil. Os grãos de quinoa apresentaram composição nutricional semelhante aos grãos cultivados em outros países. Os processamentos influenciaram reduzindo o teor de cinzas e aumentando a fibra insolúvel nos tratamentos hidrotérmicos. Os grãos *in natura* apresentaram alto índice glicêmico estimado (elG) e o teor de amido resistente reduziu após os tratamentos hidrotérmicos e aumentou nos grãos torrados, reduzindo significativamente a taxa de hidrólise. Sugere-se que os grãos de quinoa podem ser preparados visando diferentes objetivos, obtendo-se elevado elG com processos hidrotérmicos ou moderado elG com torração.

**Palavras-chave:** BRS Piabiru, hidrólise do amido, lavagem, hidratação, cocção, pressão, torração

#### **1. Introdução**

A quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) é um pseudocereal de origem Andina, onde é cultivada e utilizada como alimento há aproximadamente 3.000 anos. Possui como característica capacidade de resistência às condições climáticas e de solo adversas, apresentando grande variabilidade genética (Vega-Galvez, Miranda, Vergara, Uribe, Puente & Martinez, 2010). Sua parte mais consumida é o grão, que apresenta elevado valor nutricional com destaque para a proteína, composta de todos os aminoácidos essenciais. Esse fator a diferencia dos cereais tradicionais, como arroz e trigo, que são geralmente deficientes nesses aminoácidos. Além disso, é livre de glúten em sua composição, representando uma alternativa de consumo e desenvolvimento de produtos para indivíduos celíacos (Stikic et al., 2012). Possui também bom perfil lipídico, de fibras, vitaminas e minerais (Miranda et al.,

2012; Stikic et al., 2012; Nowak, Du & Charrondiere, 2015). Nesse contexto, é um alimento com grande potencial de contribuição para a segurança alimentar a nível mundial, de maneira que a Organização Mundial das Nações Unidas (ONU) desenvolveu uma ação para popularizar esse grão, declarando o ano de 2013 como o “Ano Internacional da Quinoa” (FAO, 2013). Devido ao interesse em sua qualidade nutricional, o cultivo expandiu para outros países além da região Andina, como Estados Unidos, Canadá e Inglaterra. No Brasil, seu plantio teve início em 1990 a partir da Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (EMBRAPA), com o objetivo de adaptá-la ao cultivo no país, originando a cultivar BRS Piabiru (Spehar & Souza, 1993).

O amido representa a maior parte da matéria seca desse grão, é caracterizado por temperatura de gelatinização de aproximadamente 67 °C, grânulos poligonais de tamanho pequeno, com diâmetro médio de 1,3 µm (Ruales & Nair, 1994), porém os aspectos funcionais relacionados a esse componente em quinoa foram pouco estudados até o momento (FAO, 2011). Destaca-se que a velocidade e extensão da digestão do amido influencia a resposta glicêmica do alimento, sendo que parte dele pode escapar a digestão e chegar ao cólon, desenvolvendo efeitos benéficos à saúde como redução do risco de câncer, de doenças inflamatórias intestinais, além de redução da glicemia pós-prandial (Birt et al., 2013). Devido ao alto custo e dificuldade de avaliações *in vivo* do índice glicêmico e amido resistente, foram desenvolvidos métodos *in vitro* para sua estimativa (Goñi, Garcia-Alonso & Saura-Calixto, 1997; Birt et al. 2013).

A taxa de hidrólise do amido pode ser influenciada por diversos fatores intrínsecos e extrínsecos, sendo o processamento empregado ao alimento um deles (Sajilata, Singhal & Kulkarni, 2006). Além disso, o conteúdo nutricional de um alimento pode variar em função da localização de cultivo, fatores genéticos e ambientais, assim como pelo processamento empregado (Miranda et al., 2012).

Os grãos de quinoa podem ser utilizados na produção de diversos produtos pela indústria alimentícia, e também serem consumidos cozidos como arroz, em sopas, iogurtes, saladas ou utilizados moídos como farinha (Vega-Galvez et al., 2010). Porém, a presença de compostos glicosídeos, denominados saponinas, em sua camada externa lhes confere sabor amargo. Tais compostos são comumente reduzidos por processo de lavagem dos grãos antes do consumo.

Nesse contexto, objetivou-se caracterizar a composição nutricional, a digestibilidade do amido, com as frações digeríveis e não digeríveis, além da taxa de hidrólise do amido *in vitro*, estimando o

índice glicêmico em grãos de quinoa cultivados no Brasil (cultivar BRS Piabiru), submetidos a diferentes processamentos.

## 2. Materiais e métodos

### 2.1. Reagentes

As enzimas pepsina (P-7000),  $\alpha$ -amilase pancreática (A-3176), o kit TDF 100 A, o padrão de amilose (A-0512) e o Trisma Base (T-1503) foram obtidas da Sigma-Aldrich, a amiloglicosidaes (AMG XXL) da Novozymes e o kit enzimático glicose-oxidase-peroxidase da Doles. Os reagentes acetona, acetato de sódio, ácido acético, ácido sulfúrico, ácido bórico, ácido clorídrico, ácido maleico, álcool etílico, cloreto de cálcio, cloreto de potássio, dimetilsulfóxido, éter de petróleo, fosfato dibásico e monobásico de sódio, hidróxido de potássio, hidróxido de sódio, iodeto de potássio, iodo, sulfato de sódio e sulfato de cobre foram obtidos da Synth.

### 2.2. Grãos de quinoa

Para este estudo foram utilizados grãos de quinoa da cultivar BRS Piabiru, cultivados no Brasil, doados pela EMBRAPA Cerrados (Brasília-DF), que foram armazenados em sacos de papel multifolhado, sob refrigeração, até o momento da realização das análises.

### 2.3. Processamentos dos grãos de quinoa

Os grãos foram analisados *in natura* (N) e após serem submetidos a cinco diferentes tipos de processamentos, conforme segue abaixo. A lavagem (L) foi realizada em todas as amostras antes dos processos térmicos, pois é usualmente utilizada para redução do teor de saponinas. Todos os processamentos foram previamente testados, padronizados no laboratório e realizados em triplicata.

Na lavagem (L) utilizou-se 50 g de grãos e água corrente durante 15 min, com fricção manual. Para hidratação (L+H), os grãos lavados foram transferidos para uma panela com água a 60 °C (1:3 m/v) e mantidos durante 30 min, decorrido o tempo os grãos foram coados para retirada da água restante. Na cocção à pressão atm (L+C) os grãos lavados foram transferidos para uma panela com água (1:3 m/v) e cozidos em fogão elétrico durante 11 min, tempo necessário para completo cozimento e evaporação da água. Na cocção sob pressão (L+P) os grãos lavados foram transferidos para uma panela de pressão com água (1:3 m/v) e cozidos em fogão elétrico durante 6 min após o início da pressão, tempo necessário para atingir as mesmas condições descritas no processo L+C.

Na torração (L+T) os grãos lavados foram transferidos para uma forma de alumínio, colocados sobre chapa aquecida a 180 °C e torrados durante 15 min.

Para as análises das frações de amido e taxa de digestão do amido *in vitro*, os grãos foram macerados e as análises iniciadas imediatamente após o processamento. As amostras restantes foram moídas em moinho de bola (Marconi®) e armazenadas a -20 °C até o momento das demais análises.

#### 2.4. Determinações analíticas

##### 2.4.1. Teor de amilose

O teor de amilose dos grãos *in natura* foi determinado por método colorimétrico com iodo, conforme McGrane, Cornell & Rix (1998) com modificações sugeridas por Hoover & Ratnayake (2000). Pesou-se 20 mg de amostra desengordurada e se adicionou 8 mL de dimetilsulfóxido 90%, deixando em agitação durante 20 min a temperatura ambiente e então acondicionou-se em banho a 85 °C por 15 min. Posteriormente, o conteúdo foi transferido para balão volumétrico de 25 mL e homogeneizado. Alíquota de 1 mL da solução foi adicionada de 5 mL de solução de I<sub>2</sub>/KI (0,0025M de I<sub>2</sub> e 0,0065M de KI) e o volume completado para 50 mL. A mistura ficou em repouso por 15 min e se efetuou leitura da absorbância a 600 nm em espectrofotômetro (Femto®). Foi preparada curva de calibração utilizando amilose de batata pura como padrão (0,08-0,8 mg/mL).

##### 2.4.2. Teor de saponinas – método afrosimétrico

O teor de saponinas dos grãos *in natura* foi analisado pelo método afrosimétrico, que se baseia na capacidade de formação de espuma estável em água e qualifica a quinoa como doce ou amarga, contendo menos de 0,11 e mais de 0,11% de saponinas, respectivamente (Latinreco, 1990). Pesou-se 500 mg de grãos de quinoa inteiros em tubo de ensaio com tampa de rosca e se adicionou 5 mL de água destilada. O tubo foi tampado e agitado vigorosamente por 30 seg por três vezes, ficando em repouso durante 30 min após as duas primeiras vezes e por 5 min após a última vez. Em seguida, a altura de espuma formada no tubo foi medida com régua de intervalo de 0,1 cm. Para determinação das saponinas realizou-se o cálculo [% saponinas =  $\frac{0,646 \times (he) - 0,104}{p \times 10}$ ], onde 'he' é a altura de espuma em cm e 'p' o peso da amostra.

##### 2.4.3. Composição proximal

A composição proximal foi realizada conforme AACC (2000), sendo o teor de umidade das amostras *in natura* e processadas determinado por secagem em estufa a 105 °C, até peso constante

(método nº 44-15A). Proteína bruta por micro-Kjeldahl, com fator de conversão 6,25 (método nº 46-13). Lipídios extraídos em Soxhlet, utilizando éter de petróleo como solvente (método nº 30-10). Cinzas por incineração em mufla a 600 °C até peso constante (método nº 08-01). Fibra bruta por digestão ácido/básica (método nº 32-10). Carboidratos foram determinados por diferença (100 g - gramas totais de umidade, proteína bruta, lipídios, cinzas e fibra bruta).

Fibra alimentar total, solúvel e insolúvel foram determinadas de acordo com método gravimétrico enzimático nº 985.29 (AOAC, 2005) utilizando kit de análise TDF 100 A. Realizou-se análise de proteínas e cinzas dos resíduos e de branco para correção (AACC, 2000).

#### 2.4.4. Amido total, resistente e digerível *in vitro*

Conteúdo de amido total (AT) foi avaliado conforme Goñi et al. (1997), pesando-se 50 mg de amostra *in natura* (para as amostras processadas, pesou-se o equivalente a 50 mg em peso seco) e dispersando-se em KOH 2M, mantendo-se em agitação à temperatura ambiente por 30 min. Posteriormente, o pH foi ajustado para 4,75 com a adição de HCl 1 M e tampão acetato de sódio 0,4 M, e o amido solubilizado foi hidrolisado pela adição de 60 µL de amiloglicosidase, em banho com agitação constante a 60 °C por 45 min. O conteúdo de glicose foi mensurado com kit enzimático de glicose (glicose oxidase-peroxidase) com leitura da absorbância a 510 nm em espectrofotômetro (Femto®). Foi preparada curva de calibração utilizando glicose como padrão (0,001-0,05 mg/mL). O amido foi quantificado como mg de glicose disponível x 0,9. O amido total foi expresso como % de amostra em base seca.

Durante todos os procedimentos o pH foi ajustado tubo por tubo, se necessário, com HCl 1 M ou NaOH 0,5 M e em todas as análises foi realizado um branco para correção, contendo todos os reagentes e enzimas, com exceção da amostra.

O conteúdo de amido resistente (AR) foi avaliado de acordo com protocolo de Goñi, Garcia-Diz, Manas & Saura-Calixto (1996), pesando-se 100 mg de amostra *in natura* (para as amostras processadas, pesou-se o equivalente a 100 mg em peso seco) e adicionando-se tampão KCl-HCl, pH 1,5, e 0,2 mL de solução de pepsina (1g/10mL de tampão KCl-HCl), colocando-se em banho com agitação constante a 40 °C por 60 min para remoção da proteína. Posteriormente, adicionou-se tampão tris-maleato 0,1 M, pH 6,9, e 1 mL de α-amilase pancreática (40 mg/mL de tampão tris-maleato) e colocou-se em banho com agitação constante a 37 °C por 16 h, para remoção do amido digerível. Após centrifugação (3000 rpm, 20 min) (Evlab®), o sobrenadante foi descartado e lavou-se o

resíduo duas vezes com água destilada, centrifugando-se e descartando-se novamente o sobrenadante. O resíduo foi disperso em KOH 2 M, hidrolisado com amiloglicosidase e quantificado como glicose disponível da mesma maneira que descrito acima, para o AT. O amido resistente foi quantificado como % de amostra em base seca. O amido digerível (AD) foi calculado como a diferença entre AT e AR.

#### 2.4.5. Taxa de hidrólise do amido *in vitro*

Análise da taxa de hidrólise do amido *in vitro* foi realizada conforme Goñi et al. (1997), pesando-se 50 mg de amostra *in natura* (para as amostras processadas, pesou-se o equivalente a 50 mg em peso seco) e adicionando tampão KCl-HCl, pH 1,5, e 0,2 mL de pepsina (1g/10mL de tampão KCl-HCl) colocado em banho com agitação constante a 40 °C por 60 min para remoção da proteína. Posteriormente, completou-se o volume para 25 mL com tampão tris-maleato, pH 6,9 e se adicionou 1 mL de solução α-amilase pancreática (40 U/mL tampão tris-maleato), colocando em banho com agitação constante a 37 °C. Logo após a incubação e a cada 30 min foram retiradas alíquotas de 1 mL dos tubos (0-180 min), que foram transferidas para outro tubo a 100 °C e deixado em agitação por 10 min, para inativação enzimática, e então refrigerados até o tempo final de incubação. Posteriormente, adicionou-se tampão acetato de sódio, pH 4,75, e o amido digerido foi completamente hidrolisado com 60 µL de amiloglicosidase, incubado em banho com agitação constante à 60 °C durante 45 min. A glicose disponível foi quantificada como já descrito acima. A taxa de hidrólise do amido foi expressa como o percentual do AT hidrolisado nos diferentes tempos (0-180 min). A cinética de digestão *in vitro* foi calculada de acordo com Goñi et al. (1997), aplicando-se um modelo não linear seguindo a equação  $[C = C^\infty (1 - e^{-kt}) - \exp[-kt]]$ , onde C é a concentração no tempo t, C<sup>∞</sup> é a concentração de equilíbrio e k a constante cinética.

Com a curva de hidrólise (0-180 min) o índice de hidrólise (IH) foi obtido pela divisão da área sob a curva (AUC) da amostra pela área do material padrão (pão branco). A partir do IH, calculou-se o índice glicêmico esperado (eIG) para prever o efeito *in vivo*, utilizando a equação proposta por Goñi et al. (1997) [ $IG = 39,7 + 0,549 (IH)$ ].

A partir do percentual de amido hidrolisado, o amido rapidamente digerível (RDS - após 30 min de incubação) e lentamente digerível (SDS - 30 a 120 min) foram quantificados (Englyst, Veenstra & Hudson, 1996).

## 2.5. Análise estatística

Os resultados foram expressos como média  $\pm$  desvio padrão de três repetições. A regressão não linear da taxa de hidrólise do amido *in vitro* foi realizada com a Ferramenta Solver<sup>®</sup> (Microsoft Office Excel). Todos os resultados obtidos foram analisados quanto à normalidade pelo teste de Komogorov-Smirnov, à homocedasticidade pelo teste de Hartley e a independência dos resíduos foi verificada graficamente. Posteriormente, os resultados foram submetidos à Análise de variância (ANOVA) que foi utilizada para comparar as médias, sendo que as diferenças foram avaliadas por teste de Tukey, a 5 % de probabilidade. A presença de correlações entre as variáveis foram avaliadas através do coeficiente de correlação de Pearson ( $p<0,001$ ). Essas análises foram realizadas no software Statistica 7.0.

## 3. Resultados e discussão

### 3.1. Composição nutricional, teor de amilose e saponinas dos grãos

Os teores de amilose e saponinas foram quantificados apenas nos grãos *in natura*, com o objetivo de caracterizá-los. Os grãos apresentaram 18,27% de amilose em sua composição de amido, o que está de acordo com grãos cultivados na Argentina (Nascimento et al., 2014). Quanto às saponinas, foi avaliada pela capacidade de formação de espuma estável em água, e os grãos apresentaram 0,14% em sua composição, o que os classifica como amargos. O método afrosimétrico ou semi-quantitativo de espuma serve para uma determinação rápida da concentração de saponinas em quinoa, permitindo qualificá-las como doce, quando apresentarem valor inferior a 0,11% de saponinas ou amarga, quando o valor for superior a 0,11%, e tem como limite para quantificação a altura de espuma de 3 cm (Latinerco, 1990).

A composição nutricional dos grãos de quinoa cultivados no Brasil, *in natura* e submetidos a diferentes processamentos, está apresentada na Tabela 1. Observa-se que os grãos de quinoa *in natura* apresentaram valores semelhantes aos encontrados na composição de grãos provenientes de outros países, como por exemplo, quatro ecótipos do Peru que apresentaram em média 11,70% de umidade, 3,85% de cinzas, 14,78% de proteínas, 5,70% de lipídios, 2,59% de fibra bruta e 73,07% de carboidratos, também em base seca (Repo-Carrasco-Valencia & Serna, 2011). Além disso, os dados corroboram ao encontrado para essa mesma cultivar, colhida no Brasil em 2005, que apresentou 67,9% de carboidratos, 16% de proteína, 5,3% de lipídios e 3,6% de cinzas (Menegueti, Brenzan,

Batista, Bazotte, Silva & Cortez, 2011). Entretanto, destaca-se o maior teor proteico dos grãos cultivados no Brasil (17,99%), também em comparação com dois ecótipos de quinoa cultivados na região norte, central e sul do Chile, com teor médio de 13,32, 11,28 e 15,31% desse nutriente, respectivamente (Miranda et al, 2012). Fato relevante, uma vez que a proteína desse alimento possui elevado teor de aminoácidos essenciais, sendo comparada até mesmo à caseína, proteína de alto valor biológico do leite (FAO, 2011). [Inserir Tabela1]

A fibra dietética total dos grãos *in natura* foi de 10,16%, concordando com revisão recente que compilou dados de composição nutricional de quinoa e relatou variação de 8,8 a 14,1% para fibra alimentar (Nowak et al., 2015). As frações solúvel e insolúvel representaram 4,79 e 5,46%, respectivamente. A fração solúvel foi semelhante à de grãos bolivianos, que apresentaram 4,3% (Ando, Chen, Tang, Shimizu, Watanabe & Mitsunaga, 2002). No entanto, a fração insolúvel mostrou-se menor neste estudo, assim como em comparação com variedades cultivadas no Chile, em que a fração insolúvel variou de 9,93 a 12,18% e a solúvel de 0,36 a 2,89% (Miranda et al., 2013).

Fatores como localização de cultivo, genética e variações ambientais, como temperatura e frequência de chuvas influenciam o conteúdo nutricional de grãos de quinoa e estão relacionados com as variações observadas entre as cultivares provenientes de diferentes locais (Miranda et al., 2012). Nesse aspecto, há indicação de que a avaliação da composição nutricional seja realizada a partir de cultivares locais (Nascimento et al., 2014), como realizado nesse estudo.

Em relação aos grãos de quinoa submetidos aos diferentes processamentos, observou-se que o processo de lavagem usual dos grãos causou redução significativa no teor de cinzas em comparação com os grãos *in natura*, mantendo-se semelhante após os demais processos, quando comparados aos grãos que foram somente lavados. Isso pode ser atribuído à perda de minerais no processo de lavagem, assim como na água de hidratação e cocção, já que em geral, tratamentos úmidos causam redução de matéria seca e alguns minerais dos alimentos, devido à sua elevada solubilidade em água, o que já foi verificado em grãos de quinoa cozidos com fervura, que apresentaram redução no teor de ferro e zinco (Repo-Carrasco-Valencia, Encina, Binaghi, Grecob & Ferrer, 2010). Entretanto, houve diferença ( $p<0,05$ ) entre os grãos de quinoa que foram lavados e hidratados (L+H) e aqueles que foram lavados e torrados (L+T), onde o conteúdo de cinzas do último processamento foi maior, o que pode ser devido à perda de minerais na água de hidratação.

O teor proteico dos grãos de quinoa processados não variou significativamente em comparação ao *in natura*. Porém, comparando os processamentos, os grãos de quinoa hidratados e cozidos na pressão apresentaram maior quantidade de proteínas que os grãos torrados ( $p<0,05$ ), o que pode estar relacionado à liberação de proteínas solúveis durante os processamentos hidrotérmicos (Urua, Uyoh, Ntui & Okpako, 2013).

Além disso, ocorreu aumento significativo no teor de lipídios dos grãos lavados e posteriormente torrados, em comparação com os demais. Resultado semelhante foi verificado em sementes de diversas espécies de melão, em que o teor de lipídios aumentou após processo de torração em todas as amostras testadas, o que pode ocorrer em função do rompimento de estruturas desses compostos durante esse tipo de processamento, facilitando sua extração da matriz do alimento pelo solvente (no caso o éter de petróleo) e aumentando sua quantificação (Badifu, 2001).

A fibra alimentar total variou significativamente apenas nos grãos lavados e posteriormente hidratados, quando comparada a dos grãos *in natura* e somente lavados. Observa-se que isso ocorreu devido ao aumento de 69% na fração de fibra insolúvel desses grãos. A fibra insolúvel aumentou também nos grãos cozidos (com e sem pressão), quando comparada aos grãos *in natura* e somente lavados. Aumento na fração insolúvel após processos de cocção também já foi verificado em grão-de-bico e lentilha, principalmente devido à presença de resíduos gravimétricos maiores encontrados nos legumes processados (despolimerização de celulose, por exemplo) (Martian-Cabrejas, Aguilera, Beniatez, Molla, Lopez-Andreu & Esteban, 2006). Já a fração de fibra solúvel dos grãos não variou significativamente após nenhum dos processamentos. O menor teor de fibra alimentar total foi nos grãos lavados e posteriormente torrados, porém, este não diferiu significativamente do encontrado nos grãos *in natura* e somente lavados, sendo menor em comparação aos grãos hidratados e cozidos. Semelhante a isso, em estudo de Ruales & Nair (1994), o teor de fibra alimentar total também não foi afetado por lavagem com fricção. Em contrapartida, os autores verificaram redução de fibra alimentar total nos grãos cozidos, em função da perda de fração solúvel. De acordo com revisão recente, poucos estudos têm avaliado as diferentes frações da fibra alimentar em quinoa e muitos ainda avaliam apenas a fibra bruta e não a alimentar, o que não é indicado já que o método analítico de fibra bruta subestima o resultado (Nowak et al., 2015).

Em geral, os processamentos avaliados nesse estudo desenvolveram diferentes impactos na composição nutricional dos grãos de quinoa, com destaque para o teor de fibra alimentar e suas

frações, os quais sofreram maiores alterações, assim como para a redução de minerais verificada pelo menor teor de cinzas nos grãos processados.

### 3.2. *Amido total, resistente e digerível in vitro*

Os resultados referentes às frações do amido dos grãos de quinoa *in natura* e processados estão listados na Tabela 2. Os resultados do alimento padrão (pão branco), utilizado para a avaliação comparativa da taxa de hidrólise do amido *in vitro*, apresentou teores de amido total, resistente e digerível semelhantes aos descritos na literatura (Capriles, Coelho, Guerra-Matias & Arêas, 2008).

Os grãos de quinoa *in natura* apresentaram 59,35% de amido total em sua composição, o que está em concordância ao apresentado na revisão de Vega-Galvez et al. (2010) que relataram ser o amido a maior parte da matéria seca desse grão, variando de 58,1 a 64,2%. Desse amido, 2,74% foi resistente à hidrólise enzimática *in vitro* após 16 h de incubação, sendo 56,61% digerível. Comparando com outros alimentos, verifica-se que a quinoa possui maior teor de AR que grãos de amaranto *in natura*, com 0,5% (Capriles et al. 2008), sendo semelhante a grãos de arroz branco e parboilizado cozidos, os quais possuem menos de 3% de AR (Helbig, Dias, Tavares, Schirmer & Elias, 2008). [Inserir Tabela 2]

Não foi encontrado outro trabalho que tenha avaliado AR em quinoa, apenas quantificação em amido isolado desse grão proveniente da Bolívia (Linsberger-Martin, Lukasch & Berghofer, 2012), que apresentou valor bem inferior (0,18%) ao verificado no presente estudo. Menor teor nessa determinação é esperado, devido à eliminação de componentes estruturais do grão com a extração do amido, facilitando sua hidrólise enzimática (Perera, Meda & Tyler, 2010). Fato que já foi demonstrado em feijão, onde o amido nativo isolado apresentou teor de AR bem menor quando comparado à farinha de feijão da mesma cultivar (Chung, Liu, Pauls, Fan & Yada, 2008). Diversos fatores podem influenciar a taxa de hidrólise do amido, como o teor de amilose/amilopectina, tipo e disposição das estruturas cristalinas, interação com outros componentes do alimento, inibidores de enzima, assim como o processamento empregado (Sajilata, Singhal & Kulkarni, 2006). Destaca-se que o AR é constituído por cinco tipos: AR tipo 1, que é o amido fisicamente inacessível no alimento, tipo 2 que é o amido granular nativo, tipo 3 que consiste em polímeros de amido retrogradado, tipo 4 que é o amido modificado quimicamente e mais recentemente o tipo 5 que é AR pela formação de complexos amilose/lipídio (Birt et al., 2013).

É de grande interesse a avaliação do teor de AR nos alimentos *in natura* e o efeito de processamentos sobre o mesmo, visto os diversos benefícios à saúde que esse componente promove. Sua ingestão resulta em redução na glicemia pós-prandial e concomitante resposta insulínica, além de possuir menor valor calórico comparado ao amido comum, atuando dessa maneira na prevenção e controle de diabetes e obesidade. Além disso, por resistir à digestão, o AR chega ao colón, onde exerce efeito prebiótico, sendo fermentado pelas bactérias e causando a produção de ácidos graxos de cadeia curta (acetato, propionato, butirato), os quais apresentam efeitos biológicos como a redução de precursores do câncer de cólon e regulação sistêmica do metabolismo de macronutrientes (Birt et al., 2013).

Nesse estudo verificou-se que a lavagem dos grãos de quinoa não influenciou o teor de amido total, nem suas frações (digerível e resistente), o que está em concordância com o estudo de Ruales & Nair (1994) que não verificaram alteração no teor de amido total em quinoa após processo de lavagem para redução de saponinas. Comparando os demais processamentos, apenas os grãos que foram lavados e posteriormente cozidos sob pressão tiveram maior teor de amido total, enquanto os outros não diferiram dos grãos *in natura* e somente lavados. Já com relação à fração de AR, os grãos lavados e depois submetidos aos processos hidrotérmicos de hidratação, cocção à pressão atm e sob pressão, apresentaram redução significativa de 27, 28 e 30%, respectivamente, em comparação com os grãos *in natura*. Porém não diferiram estatisticamente dos que foram só lavados, demonstrando que, provavelmente, o efeito de redução no AR após esses processos tenha ocorrido devido ao aquecimento em água.

Sabe-se que com o aquecimento na presença de água o amido gelatiniza, ocorrendo inchamento da amilose, desintegração da estrutura cristalina de amilopectina e ruptura dos grânulos. Nesse momento as cadeias de polissacarídeos assumem uma configuração aleatória, causando espessamento da matriz circundante e o amido é facilmente digerível pelas enzimas digestivas. No resfriamento ocorre o processo de retrogradação, onde as moléculas de amido formam cadeias lineares através de ligações fortes entre seus polímeros e também com outros componentes do alimento. Esse amido retrogradado apresenta resistência à ação das enzimas digestivas (AR tipo 3) (Sagum & Arcot, 2000; Sajilata et al., 2006). Nesse estudo os grãos de quinoa foram analisados imediatamente após o processamento térmico, podendo portanto, sua gelatinização justificar a redução de AR observada nos processamentos hidrotérmicos. Essa redução também já foi verificada

para outros alimentos após cocção, como em amaranto (Capriles et al., 2008) e arroz (Hu et al., 2004). Com a diminuição da fração de AR houve consequente aumento do AD nesses grãos, em comparação com o *in natura*. Já após o processo de lavagem dos grãos, o teor de AR, provavelmente, não tenha diferido significativamente dos grãos *in natura* por essa lavagem ter sido realizada a temperatura ambiente, não ocorrendo gelatinização do amido.

No entanto, o processo de lavagem com posterior torração dos grãos causou aumento de 67% no AR, em comparação ao *in natura*, reduzindo consequentemente sua fração digerível. Outros estudos já verificaram aumento na fração de AR após processo de torração. Em grãos de amaranto, ocorreu aumento de 0,50 para 1,36% (Capriles et al., 2008) e em grão-de-bico, o aumento foi de 1,20 para 3,60% (Fares & Menga, 2012). Explicado, em parte, pela manutenção de AR tipo 1 e 2, como também devido a retrogradação de amilose (formando AR tipo 3) (Capriles et al. 2008).

Além disso, quando é aplicado calor em baixos níveis de umidade no alimento, pode ocorrer ruptura intramolecular de ligações  $\alpha$  1-4 no amido, produzindo oligossacarídeos e outros fragmentos de alto peso molecular, contendo unidades finais de 1,6-anidroglicopiranose. Em condições presentes na maioria dos alimentos, essas unidades anidro são capazes de reagir tanto com água, formando maltodextrinas, como com grupos hidroxila do amido e outros polissacarídeos, formando novas estruturas ramificadas que representam uma modificação química irreversível e são resistentes a degradação pelas enzimas amilolíticas (Canibe & Knudsen, 1997). Esses fatores podem justificar o aumento no teor de AR verificado nos grãos de quinoa torrados. Entretanto, somente investigações a nível molecular ajudariam a confirmar as mudanças que ocorrem nos grânulos de amido desses grãos durante o processamento.

De acordo com o esquema de classificação com base no teor de AR proposto por Goñi et al. (1996), AR em quantidade intermediária (2,5 a 5%) foi encontrado nos grãos de quinoa *in natura* e lavados com posterior torração e AR em quantidade baixa (1 a 2,5%) para os demais grãos.

### 3.3. Taxa de digestão do amido *in vitro* e índice glicêmico previsto

Os parâmetros derivados da digestão *in vitro* dos grãos de quinoa *in natura* e dos grãos submetidos a diferentes processos estão listados na Tabela 3. Observa-se que a amostra *in natura* apresentou IH de 78,10. O IH é usualmente utilizado para comparação dos valores de digestibilidade do amido no alimento de interesse com o material de referência (pão branco). Para prever o efeito *in vivo*, o índice glicêmico estimado (eIG) também foi determinado (Goñi et al., 1997). Os grãos de

quinoa *in natura* apresentaram 82,59 de eIG, valor superior ao de leguminosas, que possuem baixo IG (média de 46, 42 e 53 para ervilha, lentilha e grão-de-bico, respectivamente) (Chung, Liu, Hoover, Warkentin & Vandenberg, 2008). Assemelhando-se ao IG de cereais como o arroz, que apresenta em torno de 88 (Goñi et al., 1997), assim como ao de grãos de amaranto, que também é um pseudocereal e tem IG de 87,19. Além disso, 38,13% do amido desse grão foi rapidamente digerível (RDS) valor maior que os grãos de amaranto, que apresentaram 30,67% de RDS (Capriles et al., 2008). De fato, estudo *in vivo* que avaliou o IG de vários alimentos sem glúten verificou alto IG para grãos de quinoa cozidos (Berti, Riso, Monti & Porrini, 2004), porém, ainda assim, a quinoa foi o alimento que apresentou menor IG em comparação com os demais (pão e massa comerciais sem glúten).

Quanto aos processamentos avaliados, a lavagem dos grãos, assim como lavagem com posterior cocção à pressão atm e sob pressão, não causou nenhum efeito significativo na taxa de hidrólise *in vitro* do amido, de maneira que todos os parâmetros avaliados se mantiveram semelhantes ao grão *in natura*. Já o processo de lavagem com posterior hidratação reduziu essa taxa de hidrólise, sendo todos os parâmetros avaliados (RDS, SDS, C $\infty$ , AUC, IH e eIG) significativamente menores quando comparado aos grãos *in natura* e apenas lavados, porém não diferindo dos cozidos. A maior redução nesses parâmetros da taxa de hidrólise do amido foi observada nos grãos lavados e posteriormente torrados, sendo significativamente menor em comparação com todos os demais (Tabela 3). Nesse contexto, o resultado do parâmetro C $\infty$  mostrou que os grãos torrados foram os que apresentaram menor concentração de equilíbrio do amido, seguido dos grãos hidratados. O mesmo efeito foi observado para o parâmetro de área total sob a curva de hidrólise (AUC), relativa à liberação de glicose no decorrer dos 180 min de análise *in vitro*, que pode ser bem visualizado na Figura 1.

As frações rapidamente (30 min) e lentamente (30-120 min) digeríveis também foram avaliadas, elas refletem a taxa em que a glicose se torna disponível para absorção no intestino delgado. Nesse sentido, a fração RDS dos grãos de quinoa *in natura* e processados apresentou correlação positiva com o IH e eIG ( $R^2=0,99$ ,  $p=0,00$ ), demonstrando que essa fração é um bom indicador da resposta glicêmica do alimento. A forte correlação entre a elevação rápida de glicemia pós-prandial com os valores de amido rapidamente disponível para diversos alimentos ricos em amido, já foi demonstrada anteriormente por Englyst et al. (1996).

Quanto ao eIG dos grãos processados, da mesma maneira que nos demais parâmetros, foi observada redução nos grãos lavados e hidratados para 74,74; sendo significativamente menor em comparação aos grãos *in natura* e apenas lavados, porém não diferiu significativamente dos grãos cozidos e foi significativamente maior que os grãos torrados (63,76). Ademais, os grãos torrados apresentaram valor significativamente menor que todos os outros processamentos (Tabela 3).

Todas as amostras (*in natura* e processadas) apresentaram IH menor que o alimento padrão pão branco (Tabela 3 e Figura 1) porém, percebe-se que, o percentual de hidrólise ao final da reação (180 min) dos grãos *in natura*, lavados, hidratados e cozidos (à pressão atm e sob pressão) se aproxima mais do alimento padrão pão branco, o que pode ser verificado pelo valor de  $C^\infty$  (Tabela 3 e Figura 1). De fato, esses grãos classificaram-se como alimento de alto IG ( $\geq 70$ ), demonstrando ser ideal para consumo nos casos em que se deseja oferta rápida de energia, como para praticantes de atividade física. Entretanto, com a redução verificada após o processo de torração, esses grãos passaram para a classificação de moderado IG (entre 56 e 69) (ADA, 2013). Essa maior redução na taxa de hidrólise do amido nos grãos torrados, provavelmente se deve ao aumento significativo no teor de AR verificado para esses grãos (Tabela 2), que pode estar relacionado com alterações em sua estrutura granular, conforme já citado anteriormente. Quanto aos grãos hidratados, pode ser que sua menor taxa de hidrólise, quando comparado aos grãos *in natura* e somente lavados esteja relacionada com o aumento no teor de fibra alimentar insolúvel após esse processamento, considerável em comparação aos demais (Tabela 1). Além disso, a manutenção da taxa de hidrólise dos grãos lavados e posteriormente cozidos, próxima a dos grãos *in natura*, mesmo com a redução significativa em seu teor de AR (Tabela 2), também pode estar relacionada com seu conteúdo de fibra alimentar insolúvel, que aumentou em comparação com os grãos *in natura* e somente lavados (Tabela 1). [Inserir Tabela 3]

Devido à alta digestibilidade do amido verificada para os grãos de quinoa, seu consumo exclusivo não seria o ideal para pacientes diabéticos, principalmente sob a forma *in natura*, somente lavada, hidratada ou cozida. Porém, pelo fato de não conter glúten em sua composição e possuir um elevado valor nutricional, é uma opção de consumo para pacientes celíacos. Fato que também deve ser visto com atenção, já que a doença celíaca está associada a uma elevada incidência de DM1, sendo necessário que esses pacientes sigam uma dieta com restrição ao glúten, mas que também forneça um adequado controle glicêmico (Berti et al., 2004). De acordo com nossos achados, a melhor forma

de consumo dos grãos de quinoa para esse grupo de pacientes seria após processo de torração, já que o IG reduziu significativamente, passando para classificação de moderado. [Inserir Figura 1]

Além disso, os grãos torrados podem demonstrar uma boa alternativa no desenvolvimento de produtos sem glúten pela indústria, devido ao seu maior teor de AR e redução do IG *in vitro*. Um estudo que também verificou aumento de AR em farinha de grão-de-bico torrada, utilizada posteriormente para o desenvolvimento de uma massa, verificou maior quantidade de AR e redução do AD após o processo de cocção dessas massas, em comparação com a massa controle e elaborada com farinha *in natura* (Fares & Menga, 2012). A utilização de grãos de quinoa torrados no desenvolvimento de bolos sem glúten foi avaliada recentemente, obtendo boas propriedades como viscosidade e estabilidade, porém apresentando uma aceitabilidade reduzida com relação a um bolo comercial de chocolate e ao elaborado com a farinha *in natura* (Rothschild et al., 2015). Nesse contexto, novos estudos podem focar no desenvolvimento de produtos e avaliação de sua resposta glicêmica *in vivo*, além de demonstrar a nível molecular e granular as alterações nas propriedades de amido de quinoa após diferentes processamentos.

#### **4. Conclusões**

Os grãos de quinoa da cultivar BRS Piabiru, cultivados no Brasil, possuem composição nutricional semelhante aos grãos cultivados em outros países, porém se destacam pelo maior teor proteico. Os grãos *in natura* apresentam bom perfil de fibra alimentar total e teor de amido resistente intermediário, com elevada taxa de hidrólise de amido *in vitro*, classificando-se como alimento de alto IG. Os diferentes processamentos influenciaram na composição nutricional e funcional dos grãos, causando redução no teor de cinzas após lavagem usual e aumento na fração de fibra insolúvel após processamentos hidrotérmicos. O processamento com lavagem e posterior torração dos grãos resultou em aumento no teor de amido resistente e significativa redução da taxa de hidrólise do amido *in vitro*, passando a classificar a quinoa torrada como alimento de moderado IG, o que é de interesse para indivíduos diabéticos e portadores de doença celíaca. Demonstrou-se que, a utilização do grão de quinoa dessa cultivar, dependerá do objetivo de consumo, sendo os processamentos hidrotérmicos indicados para disponibilização de energia rápida e o processo com torração para obtenção de moderado IG, que pode ser útil na obtenção de alimentos para necessidades especiais, como os isentos de glúten.

## Agradecimentos

Os autores agradecem à Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (EMBRAPA) pela doação das amostras, à Novozymes pela doação da enzima amiloglicosidase e à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), auxílio nº 2009/2011 – auxílio pesquisador (AUXPE), pelo financiamento do projeto.

## Referências

- AACC American Association of Cereal Chemists. (2000). Approved methods of the American Association of Cereal Chemists. 10th ed. St. Paul.
- ADA American Diabetes Association. (2013). Disponível em: <<http://www.diabetes.org/food-and-fitness/food/what-can-i-eat/understanding-carbohydrates/glycemic-index-and-diabetes.html?referrer=>>>. Acesso em: 04 jun. 2015.
- AOAC International - Association of Analytical Communities. (2005). Official methods of analysis of AOAC International (18th ed). Gaithersburg, MD: AOAC International.
- Ando, H., Chen, Y. C., Tang, H., Shimizu, M., Watanabe, K. & Mitsunaga, T. (2002). Food Components in Fractions of Quinoa Seed. *Food Science and Technology Research*, 8(1), 80–84.
- Badifu, G. I. O. (2001). Effect of Processing on Proximate Composition, Antinutritional and Toxic Contents of Kernels from *Cucurbitaceae* Species Grown in Nigeria. *Journal of Food Composition and Analysis*, 14, 153-161.
- Berti, C., Riso, P., Monti, L. D., & Porrini, M. (2004). *In vitro* starch digestibility and *in vivo* glucose response of gluten-free foods and their gluten counterparts. *European Journal of Nutrition*, 43, 198–204.
- Birt, D. F., Boylston, T., Hendrich, S., Jane, J.L., Hollis, J., Li, L. et al. (2013). Resistant Starch: Promise for Improving Human Health. *Advances in Nutrition*, 4, 587–601.
- Canibe, N., & Knudsen, K.E. B. (1997). Digestibility of dried and toasted peas in pigs. 1. Ileal and total tract digestibilities of carbohydrates. *Animal Feed Science and Technology*, 64, 293-310.
- Capriles, V. D., Coelho, K. D., Guerra-Matias, A. C., & Arêas, J. A. G. (2008). Effects of Processing Methods on Amaranth Starch Digestibility and Predicted Glycemic Index. *Journal of Food Science*, 73(7), 160-164.

- Chung, H. J., Liu, Q., Pauls, K. P., Fan, M. Z., & Yada, R. (2008). *In vitro* starch digestibility, expected glycemic index and some physicochemical properties of starch and flour from common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) varieties grown in Canada. *Food Research International*, 41, 869–875.
- Chung, H. J., Liu, Q., Hoover, R., Warkentin, T. D., & Vandenberg, B. (2008). *In vitro* starch digestibility, expected glycemic index, and thermal and pasting properties of flours from pea, lentil and chickpea cultivars. *Food Chemistry*, 111, 316–321.
- Englyst, H. N., Veenstra, J., & Hudson, G. J. (1996). Measurement of rapidly available glucose (RAG) in plant foods: A potential *in vitro* predictor of the glycemic response. *British Journal of Nutrition*, 75, 327–337.
- FAO. (2011). Quinoa: An ancient crop to contribute to world food security. Regional Office for Latin America and the Caribbean.
- FAO. (2013). Food and Agriculture Organization of the United Nations: 2013 International Year of Quinoa Secretariat. Disponível em: <[http://www.fao.org/quinoa-2013/what-is-quinoa/varieties/es/?utm\\_source=facebook&utm\\_medium=social+media&utm\\_campaign=fao](http://www.fao.org/quinoa-2013/what-is-quinoa/varieties/es/?utm_source=facebook&utm_medium=social+media&utm_campaign=fao)>. Acesso em: 01 jun. 2015.
- Fares, C., & Menga, V. (2012). Effects of toasting on the carbohydrate profile and antioxidant properties of chickpea (*Cicer arietinum* L.) flour added to durum wheat pasta. *Food Chemistry*, 131, 1140–1148.
- Goñi, I., García-Alonso, A., & Saura-Calixto, F. (1997). A starch hydrolysis procedure to estimate glycemic index. *Nutrition Research*, 17, 427–437.
- Goñi, I., García-Díz, L., Mañas, E., & Saura-Calixto, F. (1996). Analysis of resistant starch: A method for foods and food product. *Food Chemistry*, 56(4), 445–459.
- Helbig, E., Dias, A. R. G., Tavares, R. A., Schirmer, M. A., Elias, M. C. (2008). Arroz parboilizado efeito na glicemia de ratos Wistar. *Archivos Latinoamericanos de Nutricion*, 58(2), 149-155.
- Hoover, R., & Ratnayake, W. (2001). Determination of total amylose content of starch. In: R. E. Wrolstad, Current protocols of food analytical chemistry. Unit E2.3. John Wiley and Sons, USA.
- Hu, P., Zhao, H., Duan, Z., Linlin, Z., & Wu, D. (2004). Starch digestibility and the estimated glycemic score of different types of rice differing in amylose contents. *Journal of Cereal Science* 40, 231–237.
- Latinreco. (1990). Quinua. Hacia su cultivo comercial. Latinreco S.A. Quito, Ecuador.

- Linsberger-Martin, G., Lukasch, B., & Berghofer, E. (2012). Effects of high hydrostatic pressure on the RS content of amaranth, quinoa and wheat starch. *Starch/Stärke*, 64, 157-165.
- Martian-Cabrejas, M. A., Aguilera, Y., Beniatez, V., Molla, E., Lopez-Andreu, F. J., & Esteban, R. M. (2006). Effect of Industrial Dehydration on the Soluble Carbohydrates and Dietary Fiber Fractions in Legumes. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 54, 7652-7657.
- McGrane, S. J., Cornell, H. J., & Rix, C. J. (1998). A simple and rapid colorimetric method for the determination of amylose in starch products. *Starch/Stärke*, 50, 158-163.
- Meneguetti, Q. A., Brenzan, M. A., Batista, M. R., Bazotte, R. B., Silva, D. R., & Cortez, D. A. G. (2011). Biological Effects of Hydrolyzed Quinoa Extract from Seeds of *Chenopodium quinoa* Willd. *Journal of Medicinal Food*, 14(6), 653-657.
- Miranda, M., Vega-Gálvez, A., Martínez, E., López, J., Rodríguez, M. J., Henríquez, K., et al. (2012). Genetic diversity and comparison of physicochemical and nutritional characteristics of six quinoa (*Chenopodium quinoa* willd.) genotypes cultivated in Chile. *Ciência e Tecnologia de Alimentos*, 32(4), 835-843.
- Miranda, M., Vega-Gálvez, A., Martínez, E. A., López, J., Marín, R., Aranda, M., et al. (2013). Influence of contrasting environments on seed composition of two quinoa genotypes: nutritional and functional properties. *Chilean Journal of Agricultural Research*, 73(2), 108-116.
- Nascimento, A. C., Mota, C., Coelho, I., Gueifão, S., Santos, M., Matos, A. S., et al. (2014). Characterisation of nutrient profile of quinoa (*Chenopodium quinoa*), amaranth (*Amaranthus caudatus*), and purple corn (*Zea mays* L.) consumed in the North of Argentina: Proximates, minerals and trace elements. *Food Chemistry*, 148, 420-426.
- Nowak, V., Du, J., & Charrondiere U. R. (2015). Assessment of the nutritional composition of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Food Chemistry*, (in press).  
<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.02.111>.
- Perera, A., Meda, V., & Tyler, R. T. (2010). Resistant starch: A review of analytical protocols for determining resistant starch and of factors affecting the resistant starch content of foods. *Food Research International*, 43, 1959-1974.
- Repo-Carrasco-Valencia, R. A. M., & Serna, L. A. (2011). Quinoa (*Chenopodium quinoa*, Willd.) as a source of dietary fiber and other functional components. *Ciência e Tecnologia de Alimentos*, 31(1), 225-230.

- Repo-Carrasco-Valencia, R. A. M., Encina, C. R., Binaghi, M. J., Grecob, C. B., & Ferrer, P. A. R. (2010). Effects of roasting and boiling of quinoa, kiwicha and kañiwa on composition and availability of minerals *in vitro*. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 90, 2068–2073.
- Rothschild, J., Rosentrater, K. A., Onwulata, C., Singh, M., Menutti, L., Jambazian, P. et al. (2015). Influence of quinoa roasting on sensory and physicochemical properties of allergen-free, gluten-free cakes. *International Journal of Food Science and Technology*, doi:10.1111/ijfs.12837.
- Ruales, J., & Nair, B. M. (1994). Properties of starch and dietary fibre in raw and processed quinoa (*Chenopodium quinoa*, Willd) seeds. *Plant Foods for Human Nutrition*, 45, 223-246.
- Sagum, R., & Arcot, J. (2000). Effect of domestic processing methods on the starch, non-starch polysaccharides and *in vitro* starch and protein digestibility of three varieties of rice with varying levels of amylase. *Food Chemistry*, 70, 107-111.
- Sajilata, M. G., Singhal, R. S., & Kulkarni, P. R. (2006). Resistant Starch — A Review. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 5, 1-17.
- Spehar, C. R., & Souza, P. I. M. (1993). Adaptação da quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) ao cultivo nos cerrados do Planalto Central: resultados preliminares. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 28(5), 635-639.
- Stikic, R., Glamoclija, D., Demin, M., Vucelic-Radovic, B., Jovanovic, Z., Milojkovic-Opsenica, D., et al. (2012). Agronomical and nutritional evaluation of quinoa seeds (*Chenopodium quinoa* Willd.) as an ingredient in bread formulations. *Journal of Cereal Science*, 55, 132-138.
- Urua, I. S., Uyoh, E. A., Ntui, V. O., & Okpako, E. C. (2013). Effect of processing on proximate composition, anti-nutrient status and amino acid content in three accessions of African locust bean (*Parkia biglobosa* (jacq.) benth. *International Journal of Food Sciences and Nutrition*, 64(1), 94–102.
- Vega-Gálvez, A., Miranda, M., Vergara, J., Uribe, E., Puente, L., Martínez, E. A. (2010). Nutrition facts and functional potential of quinoa (*Chenopodium quinoa* willd.), an ancient Andean grain: a review. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 90, 2541-2547.

## Artigo 1 - Tabelas e Figura

**Tabela 1.** Caracterização físico-química dos grãos de quinoa *in natura* e submetidos a diferentes processamentos (% em base seca)

	N	L	L+H	L+C	L+P	L+T
Cinzas	2,93±0,06 <sup>a</sup>	1,99±0,18 <sup>bc</sup>	1,70±0,43 <sup>c</sup>	1,74±0,42 <sup>bc</sup>	1,86±0,23 <sup>bc</sup>	2,21±0,11 <sup>b</sup>
Proteína	17,99±0,16 <sup>ab</sup>	17,96±0,32 <sup>b</sup>	18,88±0,42 <sup>a</sup>	18,46±0,80 <sup>ab</sup>	18,86±0,76 <sup>a</sup>	17,78±0,14 <sup>b</sup>
Lipídio	6,37±0,15 <sup>c</sup>	6,44±0,52 <sup>c</sup>	6,96±0,04 <sup>b</sup>	6,03±0,26 <sup>c</sup>	6,04±0,33 <sup>c</sup>	7,70±0,14 <sup>a</sup>
Fibra Bruta	1,61±0,14 <sup>ab</sup>	1,68±0,10 <sup>ab</sup>	1,73±0,23 <sup>a</sup>	1,77±0,22 <sup>a</sup>	1,59±0,20 <sup>ab</sup>	1,42±0,10 <sup>b</sup>
Carboidrato	71,11±0,32 <sup>ab</sup>	71,93±0,52 <sup>ab</sup>	70,72±0,57 <sup>b</sup>	71,99±1,32 <sup>a</sup>	71,65±0,65 <sup>ab</sup>	70,89±0,31 <sup>ab</sup>
FAI	5,46±0,12 <sup>c</sup>	5,51±0,45 <sup>c</sup>	9,25±1,42 <sup>a</sup>	7,46±0,71 <sup>b</sup>	7,13±0,28 <sup>b</sup>	4,43±0,21 <sup>c</sup>
FAS	4,79±0,69	4,37±1,03	3,28±0,71	3,43±1,98	3,49±0,86	3,83±0,80
FAT	10,16±0,75 <sup>bc</sup>	9,87±0,83 <sup>bc</sup>	12,53±1,69 <sup>a</sup>	10,89±2,14 <sup>ab</sup>	10,62±0,99 <sup>ab</sup>	8,26±0,73 <sup>c</sup>

Resultados expressos como média±desvio padrão.

<sup>abc</sup> Letras diferentes na mesma linha indicam diferença estatística pelo teste de Tukey (P<0,05)

Umidade (%): N: 12,30±0,07; L: 40,06±0,65; L+H: 75,05±0,88; L+C: 72,64±0,62; L+P: 78,36±0,55; L+T: 5,44±0,36.

Amilose grão *in natura* (%) = 18,27±0,24

Saponinas grão *in natura* (%) = 0,14±0,01

FAI: fibra alimentar insolúvel; FAS: fibra alimentar solúvel; FAT: fibra alimentar total; N: quinoa *in natura*; L: quinoa lavada; L+H: quinoa lavada e hidratada; L+C: quinoa lavada e cozida à pressão atm; L+P: quinoa lavada e cozida sob pressão; L+T: quinoa lavada e torrada.

**Tabela 2.** Amido total e frações dos grãos de quinoa *in natura* e submetidos a diferentes processamentos (% em base seca)

	N	L	L+H	L+C	L+P	L+T	Pão Branco
AT	59,35±0,68 <sup>b</sup>	60,89±0,63 <sup>ab</sup>	60,02±1,69 <sup>b</sup>	60,92±1,65 <sup>ab</sup>	62,04±0,69 <sup>a</sup>	59,07±1,27 <sup>b</sup>	75,52±1,22
AR	2,74±0,46 <sup>b</sup>	2,22±0,04 <sup>bc</sup>	2,00±0,52 <sup>c</sup>	1,98±0,31 <sup>c</sup>	1,91±0,23 <sup>c</sup>	4,57±0,34 <sup>a</sup>	0,99±0,11
AD	56,61±1,08 <sup>bc</sup>	58,67±0,65 <sup>ab</sup>	58,02±1,78 <sup>ab</sup>	58,93±1,43 <sup>a</sup>	60,14±0,61 <sup>a</sup>	54,50±1,53 <sup>c</sup>	74,53±1,32

Resultados expressos como média±desvio padrão

<sup>abc</sup> Letras diferentes na mesma linha indicam diferença estatística pelo teste de Tukey (P<0,05)

AT: amido total; AR: amido resistente; AD: amido digerível; N: quinoa *in natura*; L: quinoa lavada; L+H: quinoa lavada e hidratada; L+C: quinoa lavada e cozida à pressão atm; L+P: quinoa lavada e cozida sob pressão; L+T: quinoa lavada e torrada.

**Tabela 3.** Digestibilidade do amido *in vitro* dos grãos de quinoa *in natura* e submetidos a diferentes processamentos (% em base seca)

	N	L	L+H	L+C	L+P	L+T	Pão branco
RDS	38,12±1,71 <sup>a</sup>	38,41±2,58 <sup>a</sup>	31,04±2,29 <sup>b</sup>	34,89±2,35 <sup>ab</sup>	33,18±3,91 <sup>ab</sup>	21,51±3,4 <sup>c</sup>	49,66±6,98
SDS	36,34±3,15 <sup>a</sup>	36,22±2,09 <sup>a</sup>	28,35±1,62 <sup>bc</sup>	34,34±3,68 <sup>ab</sup>	32,81±4,11 <sup>ab</sup>	22,08±1,77 <sup>c</sup>	30,13±5,33
C <sup>∞</sup>	80,95±4,43 <sup>a</sup>	80,90±3,27 <sup>a</sup>	63,86±3,82 <sup>bc</sup>	75,88±7,21 <sup>ab</sup>	72,43±7,38 <sup>ab</sup>	48,34±3,50 <sup>c</sup>	81,98±9,65
k	0,0213±0,0024	0,0215±0,0020	0,0222±0,0009	0,0206±0,0011	0,0206±0,0031	0,01969±0,0031	0,03129±0,0048
AUC 180	3560,04±166,37 <sup>a</sup>	3590,38±250,59 <sup>a</sup>	2908,05±216,12 <sup>b</sup>	3258,40±213,47 <sup>ab</sup>	3090,06±371,18 <sup>ab</sup>	1996,50±301,50 <sup>c</sup>	4558,04±596,33
IH	78,10±3,65 <sup>a</sup>	78,77±5,48 <sup>a</sup>	63,80±4,74 <sup>b</sup>	71,49±4,68 <sup>ab</sup>	67,79±8,14 <sup>ab</sup>	43,80±6,61 <sup>c</sup>	100±0
eIG	82,59±2,00 <sup>a</sup>	82,95±3,02 <sup>a</sup>	74,74±2,60 <sup>b</sup>	78,96±2,57 <sup>ab</sup>	76,93±4,47 <sup>ab</sup>	63,76±3,63 <sup>c</sup>	94,61±0

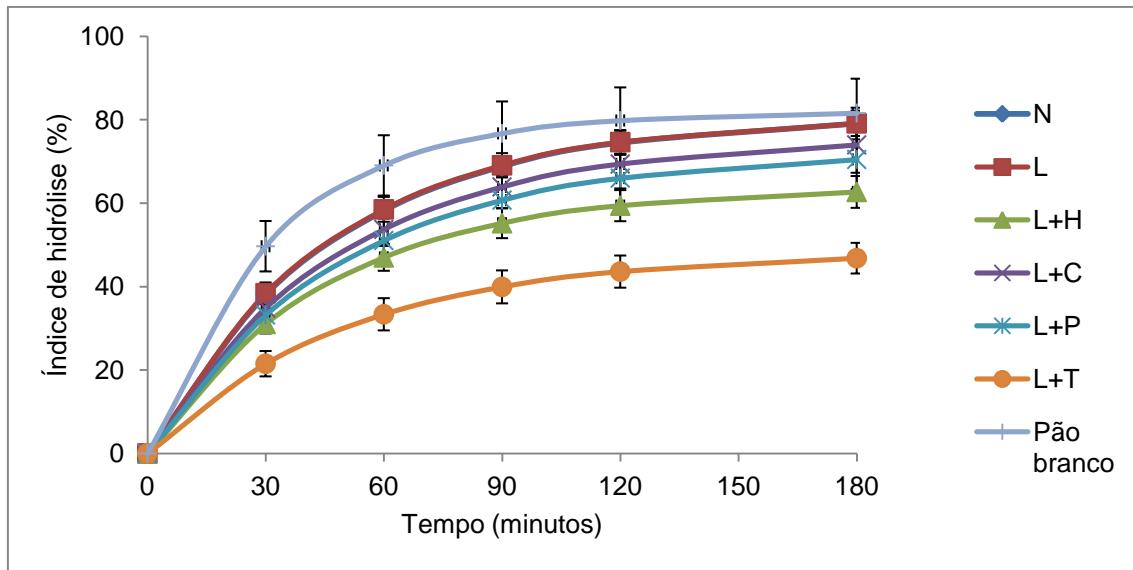
Resultados expressos como média±desvio padrão

<sup>abc</sup> Letras diferentes na mesma linha indicam diferença estatística pelo teste de Tukey (P<0,05)

$$eIG = 39,71 + 0,549 (IH) \text{ (Goñi et al., 1997)}$$

RDS: amido rapidamente digerível; SDS: amido lentamente digerível; C<sup>∞</sup>: concentração de equilíbrio do amido; k: constante cinética; AUC180: área sob a curva de hidrólise; IH: índice de hidrólise; eIG: índice glicêmico esperado.

N: quinoa *in natura*; L: quinoa lavada; L+H: quinoa lavada e hidratada; L+C: quinoa lavada e cozida à pressão atm; L+P: quinoa lavada e cozida sob pressão; L+T: quinoa lavada e torrada.



**Figura 1.** Taxa de hidrólise do amido *in vitro* dos grãos de quinoa *in natura* e processados (% em base seca)

N: quinoa *in natura*; L: quinoa lavada; L+H: quinoa lavada e hidratada; L+C: quinoa lavada e cozida à pressão atm; L+P: quinoa lavada e cozida sob pressão; L+T: quinoa lavada e torrada.

## 6. Artigo 2 (segundo norma da revista Food Chemistry - Short Communication)

**Efeito de diferentes processamentos sobre compostos fenólicos totais, capacidade antioxidante e saponinas em grãos de *Chenopodium quinoa* Willd.**

**Short title** - Grãos de quinoa processados: compostos fenólicos, capacidade antioxidante e saponinas

### Resumo

Avaliaram-se os efeitos de cinco processamentos no teor de compostos fenólicos totais, capacidade antioxidante e saponinas em grãos de quinoa. Os processos incluíram lavagem e lavagem seguida de hidratação, cocção (com e sem pressão) e torração. O maior teor de compostos fenólicos foi obtido após cocção com pressão, entretanto, somente com a lavagem dos grãos já há aumento significativo no conteúdo desses compostos. O processo de torração causou significativamente a maior perda. A capacidade antioxidante dos grãos sofreu efeito semelhante dos processamentos. De acordo com a quantidade de saponinas, os grãos foram classificados como amargos e a lavagem causou redução nesses compostos, que se mantiveram após cocção sem e com pressão e torração, aumentando significativamente na hidratação. Os processamentos de cocção, principalmente com pressão, demonstraram efeitos superiores aos demais, por potencializarem as propriedades funcionais dos grãos de quinoa.

**Palavras-chave:** quinoa, BRS Piabiru; lavagem; hidratação, cocção, pressão, torração

### 1. Introdução

Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) é um pseudocereal que tem origem na região Andina e possui como característica uma elevada variabilidade genética, que lhe confere resistência para desenvolvimento em diversos locais e condições climáticas (Jacobsen, 2003; Tapia & Fries, 2007). Devido ao seu elevado valor nutricional, o cultivo de quinoa expandiu para outros países, e no Brasil o plantio teve início em 1990 a partir da Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (EMBRAPA), originando a cultivar BRS Piabiru (Spehar & Souza, 1993).

O grão é a parte mais consumida e representa excelente fonte de macronutrientes, com destaque para sua proteína com elevado teor de aminoácidos essenciais, diferenciando-a dos cereais

comuns (FAO, 2013). Além disso, representa boa fonte de micronutrientes como vitaminas, minerais (Stikic et al., 2012; Nowak, Du & Charrondiere, 2015) e compostos fenólicos (Dini, Tenore & Dini, 2010). Esses compostos são os principais responsáveis por sua capacidade antioxidante *in vitro*, a qual está relacionada com a prevenção de doenças como câncer, alergias, doenças inflamatórias e cardiovasculares (Dini et al., 2010; Miranda et al., 2010; Tang et al., 2015).

Outra característica desse grão é a presença, na camada externa, de compostos glicosídeos denominados saponinas. Esses compostos possuem propriedades farmacológicas (Ruales & Nair, 1992; Dini, Schettino, Simioli & Dini, 2001), porém, conferem sabor amargo ao grão, sendo necessária sua redução por processos abrasivos e/ou lavagem antes do consumo (Mujica, Izquierdo & Marathee, 2001). A quantidade de saponinas presentes nos grãos de quinoa depende de sua cultivar, podendo ser classificada em 'doce' (<0,11 % de saponinas) ou 'amarga' (>0,11% de saponinas) (Bacigalupo & Tapia, 2000).

Sabe-se que o processamento empregado ao alimento pode causar diversos efeitos na sua composição, principalmente sobre os compostos bioativos e capacidade antioxidante, exercendo pouca ou nenhuma mudança, perdas ou manutenção dessas propriedades (Chan et al. 2009). Os grãos de quinoa podem ser utilizados na produção de produtos alimentícios e também serem consumidos cozidos como arroz, em sopas, iogurtes e saladas ou moídos como farinha (Jacobsen, 2003; Vega-Galvez et al., 2010). Entretanto, se tem pouco conhecimento sobre o efeito de diferentes processamentos usuais na composição nutricional de quinoa.

Com isso, torna-se importante avaliar o efeito dos diferentes processamentos em que os grãos são submetidos, para que se obtenha o máximo de benefícios do alimento no seu consumo. Dessa maneira, objetivou-se avaliar os efeitos de cinco processamentos sobre os compostos fenólicos totais, a capacidade antioxidante e o teor de saponinas de grãos de quinoa, cultivados no Brasil (cultivar BRS Piabiru).

## 2. Materiais e métodos

### 2.1. Reagentes

Os padrões ácido gálico, reagente de Folin-Ciocalteu, 2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl, 2,4,6-Tris(2-pyridyl)-s-triazine e trolox foram obtidos da Sigma-Aldrich, a saponina Calbiochem da Merck. Os reagentes acetato de sódio, ácido acético glacial, ácido clorídrico, ácido sulfúrico, álcool etílico, álcool metílico, anidrido acético, carbonato de sódio e cloreto férrico foram obtidos da Synth.

### 2.2. Grãos de quinoa

Os grãos de quinoa cultivados no Brasil (BRS-Piabru) foram doados pela EMBRAPA Cerrados (Brasília-DF) e armazenados em sacos de papel multifolhado sob refrigeração.

### 2.3. Processamento dos grãos de quinoa

Os grãos foram analisados *in natura* (N) e após serem submetidos a cinco diferentes tipos de processamentos, conforme segue abaixo. A lavagem (L) foi realizada em todas as amostras antes dos processos térmicos, pois é usualmente utilizada para redução do teor de saponinas. Todos os processamentos foram previamente testados, padronizados no laboratório e realizados em triplicata.

Na lavagem (L) utilizou-se 50 g de grãos e água corrente durante 15 min, com fricção manual. Para hidratação (L+H), os grãos lavados foram transferidos para uma panela com água a 60 °C (1:3 m/v) e mantidos durante 30 min, decorrido o tempo os grãos foram coados para retirada da água restante. Na cocção à pressão atmosférica (atm) (L+C) os grãos lavados foram transferidos para uma panela com água (1:3 m/v) e cozidos em fogão elétrico durante 11 min, tempo necessário para completo cozimento e evaporação da água. Na cocção sob pressão (L+P) os grãos lavados foram transferidos para uma panela de pressão com água (1:3 m/v) e cozidos em fogão elétrico durante 6 min após o início da pressão, tempo necessário para atingir as mesmas condições descritas no processo L+C. Na torração (L+T) os grãos lavados foram transferidos para uma forma de alumínio, colocados sobre chapa aquecida a 180 °C e torrados durante 15 min. Após os processamentos, os grãos foram moídos em moinho de bola (Marconi®) e armazenados a -20 °C até o momento das análises.

### 2.4. Determinações analíticas

#### 2.4.1. Extração das amostras

Os extratos das amostras, para determinação do conteúdo de compostos fenólicos totais e capacidade antioxidante, foram obtidos conforme Alvarez-Jubete et al. (2010) com modificações.

Adicionou-se 1 g de amostra *in natura* moída (para as amostras processadas pesou-se o equivalente 1 g em peso seco) em 20 mL de metanol. As amostras foram homogeneizadas por 2 min em Ultra-Turrax (Novatecnica®), agitadas por 20 min e centrifugadas por 10 min a 2.000 rpm (Evlab®). O extrato final foi obtido por filtração do sobrenadante para um balão volumétrico de 25 mL que foi completado com metanol.

#### 2.4.2. *Compostos fenólicos totais*

O conteúdo de compostos fenólicos totais dos extratos foi avaliado conforme Alvarez-Jubete et al. (2010) utilizando o reagente de Folin-Ciocalteu (Singleton & Rossi, 1965). Resumidamente, 100 µL do extrato dos grãos ou padrão, 100 µL de metanol, 100 µL do reagente de Folin-Ciocalteu e 700 µL de Na<sub>2</sub>CO<sub>3</sub> 7% foram adicionados em eppendorf. As amostras foram misturadas em vórtex e os tubos incubados no escuro durante 20 min à temperatura ambiente. Após esse período, todas as amostras foram centrifugadas a 13.000 rpm por 3 min (Nova®). A absorbância do sobrenadante foi mensurada a 735 nm em espectrofotômetro (Femto®). Ácido gálico foi usado como padrão e uma curva de calibração foi preparada (5-200 µg/mL). Os resultados foram expressos em mg de equivalente de ácido gálico por 100 g de amostra em base seca (mgGAE/100g).

#### 2.4.3. *Capacidade antioxidante determinada pela eliminação do radical DPPH*

O radical estável 2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl (DPPH) foi utilizado para mensurar a capacidade de eliminação de radicais livres pelos extratos das amostras conforme Hirose, Fujita, Ishii & Ueno (2010). A mistura da reação consistiu em 2 mL do extrato dos grãos em diferentes diluições e 2 mL de uma solução metanólica de DPPH recentemente preparada (0,15 mM). Essa mistura foi agitada em vórtex e levada ao escuro por 30 min. A absorbância das amostras e da solução controle de DPPH foi mensurada a 517 nm contra um branco de metanol. A quantidade de amostra capaz de reduzir a concentração inicial do radical DPPH em 50% foi definida como IC50, e expressa como µg de amostra em base seca/mL. Além disso, para facilitar a comparação dos resultados com o FRAP, a capacidade antioxidante também foi expressa em mg trolox equivalente (TE) por 100 g de amostra em base seca (mgTE/100 g).

#### 2.4.4. *Capacidade antioxidante determinada pelo potencial de redução - FRAP*

A análise de FRAP (Ferric Reducing Antioxidant Power) foi realizada conforme Alvarez-Jubete et al. (2010) e consistiu na adição de tampão acetato (pH 3,6), solução de cloreto férlico (20 mM) e solução de TPTZ (10 mM em HCl 40 mM) em uma proporção de 10:1:1, preparada no

momento da análise. Para a análise, 100 µL de amostra ou padrão foram adicionados a 900 µL da solução FRAP em ependorff. Os tubos foram agitados em vórtex e incubados a 37 °C durante 40 min. A absorbância foi medida a 593 nm, utilizando a solução FRAP como branco. Uma curva padrão de trolox foi usada para calcular a capacidade antioxidante das amostras, que foram expressas em mg TE por 100 g de amostra em base seca (mgTE/100g).

#### 2.4.5. Quantificação de saponinas – análise espectrofotométrica

Para extração das saponinas se adicionou 1,11 g de amostra *in natura* (para as amostras processadas pesou-se o equivalente 1,11 g em peso seco) a 10 mL de etanol 50% que foi deixado em maceração durante 72 h à temperatura ambiente. Posteriormente os extratos foram filtrados para balões volumétricos de 10 mL e avolumados com etanol 50%. A análise foi realizada com a adição de 2 mL do extrato diluído (1:25) ou padrão a 7 mL do reagente de Lieberman-Buechard. A solução foi agitada em vórtex e deixada em repouso durante 30 min à temperatura ambiente. Posteriormente foi realizada leitura a 528 nm em espectrofotômetro. A quantificação foi realizada com curva padrão de saponina (50-350 µg/ml) e o resultado expresso em % de base seca (Lozano et al., 2012).

#### 2.5. Análise estatística

Os resultados foram expressos como média  $\pm$  desvio padrão de três repetições. Os dados foram analisados quanto à normalidade pelo teste de Komogorov-Smirnov, à homocedasticidade pelo teste de Hartley e a independência dos resíduos foi verificada graficamente. Posteriormente, os resultados foram submetidos à análise de variância (ANOVA), que foi utilizada para comparar as médias, sendo as diferenças determinadas pelo teste de Tukey, a 5% de probabilidade, e as correlações entre as variáveis por meio do coeficiente de correlação de Pearson ( $p<0,001$ ). Todas as análises foram realizadas no software Statistica 7.0.

### 3. Resultados e discussão

O teor de compostos fenólicos nos grãos de quinoa *in natura* foi de 97,60 mgGAE/100g em base seca (Tabela 1), maior que o verificado por Alvarez-Jubete et al. (2010) em extratos metanólicos de grãos provenientes da Bolívia (71,7 mgGAE/100g) e maior também que duas variedades cultivadas no Chile (19,2 e 31,92 mgGAE/100g) (Miranda et al., 2013).

Já a capacidade antioxidante dos grãos *in natura*, avaliada pelos métodos DPPH e FRAP, apresentou resultados menores do que os grãos de quinoa bolivianos (Alvarez-Jubete et al., 2010) e

todos os extratos obtidos nesse estudo, obtiveram maior capacidade de eliminação do radical DPPH do que de redução do íon férrico. A quantidade de amostra *in natura* necessária para inibir 50% do radical DPPH (IC50) foi de  $4.392,63 \pm 180,48 \mu\text{g/ml}$ , estando de acordo com genótipos provenientes do Japão e da Bolívia, que variaram de 100 a 7.500  $\mu\text{g/ml}$  e 300 a 15.800  $\mu\text{g/mL}$ , respectivamente (Nsimba, Kikuzaki & Konishi, 2008). Variação na capacidade antioxidante entre diferentes cultivos e alimentos pode ocorrer devido a fatores genéticos, aspectos *agrotecnológicos* e condições ambientais (Yu, Perret, Harris, Wilson & Haley, 2003; Nsimba et al., 2008).

Com a aplicação dos diferentes processamentos aos grãos de quinoa (Tabela 1), ocorreu aumento significativo nos compostos fenólicos totais após lavagem em água corrente ( $p<0,05$ ). O processo de lavagem com posterior cocção sob pressão aumentou ainda mais o teor desses compostos, sendo significativamente maior em comparação com os demais ( $p<0,05$ ), já a lavagem com subsequente cocção à pressão atm não alterou o teor de compostos fenólicos, comparado aos grãos que foram apenas lavados ( $p>0,05$ ). No entanto, quando os grãos foram submetidos ao processo de lavagem e posterior hidratação em água, o teor desses compostos diminuiu significativamente em comparação aos grãos que foram somente lavados ( $p<0,05$ ), mas não diferindo dos grãos *in natura* ( $p>0,05$ ). Por fim, os grãos lavados e torrados tiveram a maior redução nos compostos fenólicos totais, sendo o menor teor obtido ( $p<0,05$ ). [Inserir Tabela 1]

Em relação à capacidade antioxidante dos grãos de quinoa, tanto na avaliação de eliminação do radical livre DPPH como no poder redutor FRAP, ocorreu efeito semelhante dos processamentos, aumentando nos grãos lavados e cozidos, principalmente com pressão e reduzindo nos torrados ( $p<0,05$ ). Tal efeito pode ser relacionado com o aumento de compostos fenólicos totais, apresentado anteriormente, visto que foi demonstrada correlação positiva entre o teor desses compostos e a atividade antioxidante *in vitro* pelo método de DPPH ( $\text{mgTE/100g}$ ) ( $R^2=0,91$ ,  $p=0,000$ ) e FRAP ( $\text{mgTE/100g}$ ) ( $R^2=0,87$ ,  $p=0,000$ ), demonstrando que os compostos fenólicos podem afetar diretamente a capacidade antioxidante desses grãos, conforme verificado em outros estudos (Dini, Tenore & Dini, 2010; Tang et al., 2015).

O aumento no teor de compostos fenólicos após processamentos térmicos já foi verificado em outros alimentos, como em folhas de batata doce após cocção no vapor (Sun et al., 2014) e também feijão após processo de cocção comum e com pressão (Ranila et al., 2009), o que pode estar relacionado com a liberação de compostos fenólicos solúveis. Destaca-se que os compostos

fenólicos são classificados em solúveis, que podem se apresentar na forma livre ou conjugada; e insolúveis, que se encontram ligados a estruturas da parede celular. Os ácidos fenólicos livres são solúveis em soluções aquoso-orgânicas. Já os compostos conjugados, frequentemente estão sob a forma de ésteres e aminas e incluem compostos de baixo peso molecular, solúveis em água (Karakaya, 2004).

Em relação aos grãos de quinoa, no estudo de Gomez-Caravaca, Segura-Carretero, Fernandez-Gutierrez & Caboni (2011), foram identificadas principalmente as formas livres desses compostos, porém, outro estudo que caracterizou compostos fenólicos de três genótipos de quinoa, analisou as frações livres e conjugadas e verificou maior teor de compostos na forma conjugada. Os principais ácidos fenólicos identificados foram o vanílico e ferúlico, tanto na fração livre como na conjugada, porém apresentando quantidade significativamente maior na conjugada (Tang et al., 2015).

Esse fato corrobora com a hipótese do presente estudo, de que o processo de lavagem tenha aumentando a liberação de compostos fenólicos conjugados nos grãos de quinoa, justificando seu maior teor em comparação com os grãos *in natura*. Já o processamento térmico de cocção sob pressão pode ter potencializado a liberação desses compostos, podendo também ter provocado ruptura das estruturas complexas e liberação de compostos individuais. O que pode ter diferenciado esse método de cocção do realizado à pressão atm, que apresentou menor teor de compostos fenólicos, é a diferença de tempo aplicado para cozinhar os grãos de quinoa, visto que a cocção sob pressão ocorreu em 6 min, enquanto que à pressão atm foram necessários 11 min para completa cocção, podendo ter ocasionado maior perda de compostos fenólicos.

Além disso, também já foi verificada a redução de compostos fenólicos e da capacidade antioxidante em grãos de quinoa de variação amarga após cocção em água com ebulição, sendo esta descartada, devido à perda desses componentes para a água de cocção restante (Dini et al., 2010). Portanto, um dos motivos para redução dos compostos fenólicos e da capacidade antioxidante em alimentos cozidos é a passagem dos compostos para a água de cocção. Destaca-se que nesse estudo, os processos de cocção foram realizados utilizando apenas a água necessária para seu completo cozimento (sem sobra de água), o que pode estar relacionado com a preservação dos compostos fenólicos. Ao contrário do ocorrido no processo de lavagem com posterior hidratação, em que houve descarte da água restante, fato que pode justificar a redução dos compostos fenólicos e

capacidade antioxidante nesses grãos. Em contrapartida, o emprego de calor seco após a lavagem dos grãos, no processo de torração, causou significativa redução desses compostos e capacidade antioxidante, que pode estar relacionado com a elevada temperatura empregada no processo.

O teor de saponinas pela análise espectrofotométrica foi de 3,33% nos grãos de quinoa *in natura* (Figura 1). Esse valor classifica a cultivar BRS Piabiru como amarga (>0,11%) e é inferior a duas variedades de quinoa provenientes do Peru, que variaram de 5,6 a 7,5% (Gomez-Caravaca et al., 2011). O processo de lavagem reduziu significativamente o teor de saponinas para 2,75%, provavelmente, devido a sua solubilidade em água. Esse valor manteve-se semelhante após os processos de cocção à pressão atm, sob pressão e torração (2,48, 2,54 e 2,69%, respectivamente), indicando que a aplicação adicional desses processos não exerceu maior efeito. Porém, aumentou significativamente para 3,63% com a lavagem e posterior hidratação em água, comparado aos grãos somente lavados. Pode ser que a temperatura utilizada nesse processo tenha otimizado a liberação de saponinas, aumentando a sua quantificação. A hidratação dos grãos permite que a água penetre em sua matriz, liberando mais saponinas do grão por difusão simples (Vega-Galvez, Martin, Sandres, Miranda & Lara, 2010). Nesse contexto, Vega-Galvez et al., (2010), verificou maior extração desses compostos com a temperatura de 60 °C, a mesma utilizada no processo de hidratação no presente trabalho. [Inserir Figura 1]

#### **4. Conclusões**

Conclui-se que somente o processo de lavagem em água corrente já exerce efeito de aumento nos compostos fenólicos totais e na capacidade antioxidante, além de reduzir o conteúdo de saponinas, reduzindo o sabor amargo dos grãos de quinoa. Os processos de cocção em água, principalmente sob pressão, foram os que apresentaram maior efeito no aumento dos compostos fenólicos totais e na capacidade antioxidante entre todos os tratamentos, já o processo de torração causou a maior redução nesses compostos. Além da importância da cocção, a completa utilização da água de cozimento é imprescindível para que não ocorram perdas de compostos na água restante e para potencializar os efeitos das propriedades nutricionais dos grãos de quinoa.

## Agradecimentos

Os autores agradecem à Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (EMBRAPA) pela doação das amostras e à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), auxílio nº 2009/2011 – auxílio pesquisador (AUXPE), pelo financiamento do projeto.

## Referências

- Alvarez-Jubete, L., Wijngaard, H., Arendt, E. K., & Gallagher, E. (2010). Polyphenol composition and in vitro antioxidant activity of amaranth, quinoa buckwheat and wheat as affected by sprouting and baking. *Food Chemistry*, 119, 770–778.
- Bacigalupo, A., & Tapia, M. E. (2000). Agroindustria, In: Cultivos Andinos Subexplotados y Su Aporte a la Alimentacion. Santiago, Chile: Oficina Regional de La FAO para América Latina y el Caribe.
- Chan, E. W. C., Lim, Y. Y., Wong, S. K., Lim, K. K., Tan, S. P., Lianto, F. S., et al. (2009). Effects of different drying methods on the antioxidant properties of leaves and tea of ginger species. *Food Chemistry*, 113, 166-172.
- Dini, I., Schettino, O., Simioli, T., & Dini, A. (2001). Studies on the Constituents of *Chenopodium quinoa* Seeds: Isolation and Characterization of New Triterpene Saponins. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 49, 741-746.
- Dini, I., Tenore, G. C., & Dini, A. (2010). Antioxidant compound contents and antioxidant activity before and after cooking in sweet and bitter *Chenopodium quinoa* seeds. *LWT - Food Science and Technology*, 43, 447–451.
- FAO. Food and Agriculture Organization of the United Nations: 2013 International Year of Quinoa Secretariat. Disponível em: <[http://www.fao.org/quinoa-2013/what-is-quinoa/varieties/es/?utm\\_source=facebook&utm\\_medium=social+media&utm\\_campaign=fao](http://www.fao.org/quinoa-2013/what-is-quinoa/varieties/es/?utm_source=facebook&utm_medium=social+media&utm_campaign=fao)>. Acesso em: 13 set. 2013
- Gomez-Caravaca, A. M., Segura-Carretero, A., Fernandez-Gutierrez, A., & Caboni, M. F. (2011). Simultaneous Determination of Phenolic Compounds and Saponins in Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) by a Liquid Chromatography-Diode Array Detection-Electrospray Ionization-Time-of-Flight Mass Spectrometry Methodology. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 59, 10815–10825.
- Hirose, Y., Fujita, T., Ishii, T., & Ueno, N. (2010). Antioxidative properties and flavonoid composition of *Chenopodium quinoa* seeds cultivated in Japan. *Food Chemistry*, 119, 1300–1306.

- Karakaya, S. (2004). Bioavailability of phenolic compounds. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 44(6), 453-464.
- Kozoli, M. J. (1991). Afrosimetric estimation of threshold saponin concentration for bitterness in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd). *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 54(2), 211–219.
- Jacobsen, S. E. (2003). The worldwide potential for quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Food Reviews International*, 19, 167-177.
- Lozano, M., Ticona, E., Carrasco, C., Flores, Y., & Almanza, G. R. (2012). Cuantificación de saponinas en residuos de quinua real *Chenopodium quinoa* Willd. *Revista boliviana de química*, 29(2), 128-135.
- Miranda, M., Vega-Galvez, A., Lopez, J., Parada, G., Sanders, M., Aranda, M., et al. (2010). Impact of air-drying temperature on nutritional properties, total phenolic content and antioxidant capacity of quinoa seeds (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Industrial Crops and Products*, 32, 258–263.
- Miranda, M., Vega-Gálvez, A., Martínez, E. A., López, J., Marín, R., Aranda, M., et al. (2013). Influence of contrasting environments on seed composition of two quinoa genotypes: nutritional and functional properties. *Chilean Journal of Agricultural Research*, 73(2), 108-116.
- Mujica, A., Izquierdo, J., & Marathee, J. P. (2001). Origen y descripción de La quinua. In: Quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.); Ancestral cultivo andino, alimento del presente y futuro. Santiago de Chile: FAO.
- Nowak, V., Du, J., & Charrondiere U. R. (2015). Assessment of the nutritional composition of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Food Chemistry*, (in press).  
<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.02.111>
- Nsimba, R. Y., Kikuzaki, H., & Konishi, Y. (2008). Antioxidant activity of various extracts and fractions of *Chenopodium quinoa* and *Amaranthus* spp. Seeds. *Food Chemistry*, 106, 760–766.
- Ranilla, L. G., Genovese, M. I., & Lajolo, F. M. (2009). Effect of Different Cooking Conditions on Phenolic Compounds and Antioxidant Capacity of Some Selected Brazilian Bean (*Phaseolus vulgaris* L.) Cultivars. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 57, 5734–5742.
- Ruales, J., & NAIR, B. M. (1992). Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.), An important andean food crop. Depastment of Applied Nutrition, University of Lund, Sweeden. Instituto de Investigaciones Tecnológicas, Escuela Politécnica Nacional. Quito: Ecuador. 26p.

- Spehar, C. R., Souza, P. I. M. (1993). Adaptação da quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) ao cultivo nos cerrados do Planalto Central: resultados preliminares. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 28, 635 - 39.
- Stikic, R., Glamoclija, D., Demin, M., Vucelic-Radovic, B., Jovanovic, Z., Milojkovic-Opsenica, D., et al. (2012). Agronomical and nutritional evaluation of quinoa seeds (*Chenopodium quinoa* Willd.) as an ingredient in bread formulations. *Journal of Cereal Science*, 55, 132-138.
- Sun, H., Mu, T., Xi, L., & Song, Z. (2014). Effects of Domestic Cooking Methods on Polyphenols and Antioxidant Activity of Sweet Potato Leaves. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 62, 8982-8989.
- Tang, Y., Li, X., Zhang, B., Chen, P. X., Liu, R., & Tsao, R. (2015). Characterisation of phenolics, betanins and antioxidant activities in seeds of three *Chenopodium quinoa* Willd. genotypes. *Food Chemistry*, 166, 380–388.
- Tapia, M. E., & Fries, A. M. (2007). *Guía de campo de los cultivos andinos*. (1th ed.) Lima: FAO y ANPE.
- Vega-Galvez, A., Martin, R. S., Sanders, M., Miranda, M., & Lara, E. (2010). Characteristics and mathematical modeling of convective drying of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.): influence of temperature on the kinetic parameters. *Journal of Food Processing and Preservation*, 34, 945–963.
- Vega-Galvez, A., Miranda, M., Vergara, J., Uribe, E., Puente, L., & Martinez, E. A. (2010). Nutrition facts and functional potential of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.), an ancient Andean grain: a review. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 90, 2541-2547.
- Verza, S. G., Silveira, F., Cibulski, S., Kaiser, S., Ferreira, F., Gosmann, G., et al. (2012). Immunoadjuvant Activity, Toxicity Assays, and Determination by UPLC/Q-TOF-MS of Triterpenic Saponins from *Chenopodium quinoa* Seeds. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 60, 3113–3118.
- Yu, L., Perret, J., Harris, M., Wilson, J., & Haley, S. (2003). Antioxidant properties of bran extracts from Akron wheat grown at different locations. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 51, 1566–1570.

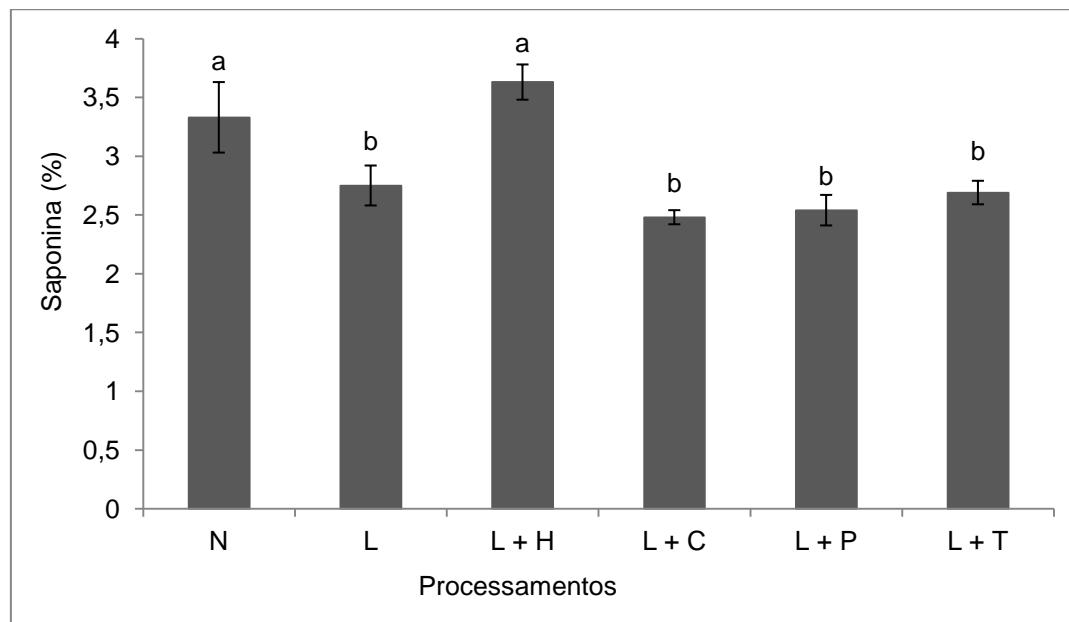
**Artigo 2 - Tabela e Figura**
**Tabela 1.** Compostos fenólicos totais e capacidade antioxidante dos grãos de quinoa *in natura* e submetidos a diferentes processamentos

Processamentos*	Compostos fenólicos totais (mgGAE/100g)	Capacidade de eliminação do radical DPPH		FRAP (mg TE/100g)
		DPPH IC50 (µg/ml)	DPPH (mgTE/100 g)	
N	97,60±5,65 <sup>c</sup>	4.392,63±180,48 <sup>c</sup>	30,34±0,42 <sup>b</sup>	15,25±0,59 <sup>c</sup>
L	116,77±4,80 <sup>b</sup>	4.830,72±106,86 <sup>b</sup>	30,96±0,59 <sup>a,b</sup>	15,05±0,54 <sup>c</sup>
L+H	96,32±5,76 <sup>c</sup>	4.949,22±116,92 <sup>b</sup>	29,81±0,78 <sup>b</sup>	14,72±0,66 <sup>c</sup>
L+C	110,65±3,43 <sup>b</sup>	3.409,97±98,01 <sup>d</sup>	32,13±0,15 <sup>a</sup>	17,44±0,61 <sup>b</sup>
L+P	127,54±7,22 <sup>a</sup>	2.711,39±154,49 <sup>e</sup>	32,13±0,10 <sup>a</sup>	19,76±0,51 <sup>a</sup>
L+T	58,63±3,49 <sup>d</sup>	6.178,37±136,31 <sup>a</sup>	24,93±1,77 <sup>c</sup>	12,38±0,49 <sup>d</sup>

Resultados expressos como média±desvio padrão

\* Letras diferentes na mesma coluna indicam diferença estatística pelo teste de Tukey ( $p<0,05$ ).

N: quinoa *in natura*; L: quinoa lavada; L+H: quinoa lavada e hidratada; L+C: quinoa lavada e cozida à pressão atm; L+P: quinoa lavada e cozida sob pressão; L+T: quinoa lavada e torrada.


**Figura 1.** Teor de saponinas (%) nos grãos de quinoa *in natura* e submetidos a diferentes processamentos

Resultados expressos como média e desvio padrão.

Letras diferentes indicam diferença estatística pelo teste de Tukey ( $p<0,05$ )

N: quinoa *in natura*; L: quinoa lavada; L+H: quinoa lavada e hidratada; L+C: quinoa lavada e cozida à pressão atm; L+P: quinoa lavada e cozida sob pressão; L+T: quinoa lavada e torrada.

## 7. Considerações Finais

Os grãos de quinoa cultivados no Brasil, cultivar BRS Piabiru, possuem composição nutricional semelhante aos cultivados em outros países, destacando-se pelo maior teor proteico. Os processamentos avaliados influenciam na composição nutricional, causando redução no teor de cinzas após lavagem usual e aumento de proteínas e fração de fibra insolúvel após processamentos hidrotérmicos. Os grãos de quinoa apresentam teor intermediário de amido resistente, com elevada taxa de hidrólise de amido *in vitro*, classificando-se como um alimento de alto IG. Porém, o processamento de lavagem com posterior torração dos grãos causa aumento no teor de amido resistente e reduz significativamente a taxa de hidrólise do amido *in vitro*, passando a classificar a quinoa torrada como um alimento de moderado IG, o que é de interesse para indivíduos diabéticos e portadores de doença celíaca.

Os grãos de quinoa avaliados nesse estudo se classificam como amargos, de acordo com seu conteúdo de saponinas, o qual foi reduzido por lavagem em água corrente durante 15min. Processos térmicos adicionais não exerceram maior efeito na redução das saponinas desses grãos. Nos compostos bioativos, o processo de lavagem em água corrente já exerce efeito de aumento nos compostos fenólicos totais e capacidade antioxidante dos grãos de quinoa. Além disso, os processos de cocção em água, principalmente com pressão, foram os que apresentaram maior efeito no aumento dos compostos fenólicos totais e na capacidade antioxidante entre todos os tratamentos. Verificou-se a importância da completa utilização da água de cozimento para que não ocorram perdas de compostos na água restante, como ocorreu no processo de hidratação, potencializando os efeitos das propriedades nutricionais dos grãos de quinoa. Já o processo de lavagem com posterior torração causou a mais significativa redução nos compostos fenólicos totais e capacidade antioxidante nos grãos de quinoa.

Demonstrou-se que a utilização do grão de quinoa na alimentação pode depender do objetivo de consumo. Obtendo-se um alimento com maior propriedade antioxidante, porém com elevado IG, após processamentos hidrotérmicos com completa utilização da água, destacando-se a cocção sob pressão. Ou um alimento de moderado IG, porém com perda de compostos fenólicos totais e capacidade antioxidante após processo de torração. Além disso, recomenda-se a lavagem dos grãos antes de qualquer processamento térmico, devido ao efeito de redução no teor

de saponinas e por não alterar significativamente a composição nutricional e funcional desse alimento, com exceção da redução de cinzas, inclusive potencializando seu teor de compostos fenólicos totais e capacidade antioxidante *in vitro*.

## Referências Bibliográficas

- ALVAREZ-JUBETE, L.; WIJNGAARD, H.; ARENDT, E.K.; GALLAGHER, E. Polyphenol composition and in vitro antioxidant activity of amaranth, quinoa buckwheat and wheat as affected by sprouting and baking. **Food Chemistry**, v. 119, p.770–778, 2010.
- AACC American Association of Cereal Chemists. **Approved methods of the American Association of Cereal Chemists.**, ed. 10, St. Paul, 2000.
- ADA American Diabetes Association. (2013). Disponível em: <<http://www.diabetes.org/food-and-fitness/food/what-can-i-eat/understanding-carbohydrates/glycemic-index-and-diabetes.html?referrer=>>. Acesso em: 04 jun. 2015.
- AOAC International - Association of Analytical Communities. **Official methods of analysis of AOAC International**, ed, 18t, Gaithersburg, 2005.
- AOAC INTERNATIONAL. Total, Soluble, and Insoluble Dietary Fiber in Foods: Method 991.43. In: Official Methods of Analysis of AOAC International, ed.16, Gaithersburg, 1994.
- ANDO, H.; CHEN, Y. C.; TANG, H.; SHIMIZU, M.; WATANABE, K.; MITSUNAGA, T. Food Components in Fractions of Quinoa Seed. **Food Science and Technology Research**, v.8, n.1, p.80–84, 2002.
- BACIGALUPO, A.; TAPIA, M. E. Agroindustria, In: Cultivos Andinos Subexplotados y Su Aporte a la Alimentacion. Santiago, Chile: Oficina Regional de La FAO para América Latina y el Caribe, 2000. p. 112-150.
- BADIFU, G. I. O. Effect of Processing on Proximate Composition, Antinutritional and Toxic Contents of Kernels from *Cucurbitaceae* Species Grown in Nigeria. **Journal of Food Composition and Analysis**, v.14, p.153-161, 2001.
- BARBOSA, K. B. F.; COSTA, N. M. B.; ALFENAS, R. C. G.; PAULA, S. O.; MINIM, V. P. R.; BRESSAN, J. Estresse oxidativo: conceito, implicações e fatores modulatórios. **Revista de Nutrição**, v.23, n.4, p.629-643, 2010.
- BERGER, M. M. Can oxidative damage be treated nutritionally? **Clinical Nutrition**, v.24, pg.172-183, 2005.
- BERTI, C.; RISO, P.; MONTI, L. D.; PORRINI, M. *In vitro* starch digestibility and *in vivo* glucose response of gluten-free foods and their gluten counterparts. **European Journal of Nutrition**, v.43, p.198–204, 2004.

BIRT, D. F.; BOYLSTON, T.; HENDRICH, S.; JANE, J. L.; HOLLIS, J.; LI, L.; MCCLELLAND, J.; MOORE, S.; PHILLIPS, G. J.; ROWLING, M.; SCHALINSKE, K.; SCOTT, M. P; WHITLEY, E. M. Resistant Starch: Promise for Improving Human Health. **Advances in Nutrition**, v.4, p.587–601, 2013.

BONIFACIO, Alejandro. *Chenopodium* Sp.: Genetic Resources, Ethnobotany, and Geographic Distribution. **Food Reviews International**. v.19, n.1;2, p.1–7, 2003.

BRAND-MILLER, J. C. Glycemic Load and Chronic Disease. **Nutrition Reviews**, v.61, n.5, p.49-55, 2003.

CANIBE, N.; KNUDSEN, K.E. B. Digestibility of dried and toasted peas in pigs. 1. Ileal and total tract digestibilities of carbohydrates. **Animal Feed Science and Technology**, v.64, p.293-310, 1997.

CARRASCO, R. R.; ZELADA, C. R. E. Determinación de la capacidad antioxidante y compuestos fenólicos de cereales andinos: quinua (*Chenopodium quinoa*), kañiwa (*Chenopodium pallidicaule*) y kiwicha (*Amaranthus caudatus*). **Revista de la Sociedad Química del Perú**, v.74, n.2, p.85-99, 2008.

CAPRILES, V.D.; COELHO, K.D.; GUERRA-MATIAS, A.C.; ARÊAS, J.A.G. Effects of Processing Methods on Amaranth Starch Digestibility and Predicted Glycemic Index. **Journal of Food Science**, v.73, n.7, p.160-164, 2008.

CAPRILES, V. D.; GUERRA-MATIAS, A. C.; ARÊAS, J. A. G. Marcador *in vitro* da resposta glicêmica dos alimentos como ferramenta de auxílio à prescrição e avaliação de dietas. **Revista de Nutrição**, v.22, n.4, p.549-557, 2009.

CHAN, E. W. C.; LIM, Y. Y.; WONG, S. K.; LIM, K. K.; TAN, S. P.; LIANTO, F. S.; YONG, M. Y. Effects of different drying methods on the antioxidant properties of leaves and tea of ginger species. **Food Chemistry**, v.113, p.166-172, 2009.

CHUNG, H. J.; LIU, Q.; PAULS, K. P.; FAN, M. Z.; YADA, R. *In vitro* starch digestibility, expected glycemic index and some physicochemical properties of starch and flour from common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) varieties grown in Canada. **Food Research International**, v.41, p.869–875, 2008.

CHUNG, H. J.; LIU, Q.; HOOVER, R.; WARKENTIN, T. D.; VANDENBERG, B. *In vitro* starch digestibility, expected glycemic index, and thermal and pasting properties of flours from pea, lentil and chickpea cultivars. **Food Chemistry**, v.111, p.316–321, 2008.

COHEN, J. H.; KRISTAL, A. R.; STANFORD, J. L. Fruit and Vegetable Intakes and Prostate Cancer Risk. **Journal of the National Cancer Institute**, v.92, n.1, p.61-68, 2000.

COLONNA, P.; LELOUP, V.; BULÉON, A. Limiting factors of starch hidrolysis. **European Journal of Clinical Nutrition**, v.46, n.2, p.17-32, 1992.

CRONIN, C. C.; SHANAHAN, F. Insulin-dependent diabetes mellitus and coeliac disease. **The Lancet**, v.349, p.1096-1097, 1997.

DINI, I.; TENORE, G. C.; DINI, A. Antioxidant compound contents and antioxidant activity before and after cooking in sweet and bitter *Chenopodium quinoa* seeds. **LWT - Food Science and Technology**, v.43, p.447–451, 2010.

DINI, I.; SCHETTINO, O.; SIMIOLI, T.; DINI, A. Studies on the Constituents of *Chenopodium quinoa* Seeds: Isolation and Characterization of New Triterpene Saponins. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.49, p.741-746, 2001.

DONA, A. C.; PAGES, G.; GILBERT, R. G.; KUCHEL, P. W. Digestion of starch: *In vivo* and *in vitro* kinetic models used to characterise oligosaccharide or glucose release. **Carbohydrate Polymers**, v.80, p.599–617, 2010.

ENGLYST, H. N.; CUMMINGS, J. H. Digestion of the polysaccharides of some cereal foods in the human small intestine. **American Journal of Clinical Nutrition**, v.42, p.778–787, 1985.

ENGLYST, H. N.; KINGMAN, S. M.; CUMMINGS, J. H. Classification and measurement of nutritionally important starch fractions. **European Journal of Clinical Nutrition**, v.46, n.2, p.33–50, 1992.

ENGLYST, H. N.; VEENSTRA, J.; HUDSON, G. J. Measurement of rapidly available glucose (RAG) in plant foods: A potential *in vitro* predictor of the glycemic response. **British Journal of Nutrition**, v.75, p.327–337, 1996.

ENGLYST, K. N.; LIU, S.; ENGLYST, H.N. Nutritional characterization and measurement of dietary carbohydrates. **European Journal of Clinical Nutrition**, v.61, n.1, p.19–39, 2007.

FAO. **Quinoa: An ancient crop to contribute to world food security**. Regional Office for Latin America and the Caribbean. July, 2011. 56 p.

FAO. (2013). Food and Agriculture Organization of the United Nations: 2013 International Year of Quinoa Secretariat. Disponível em: <<http://www.fao.org/quinoa->

2013/what-is-

quinoa/varieties/es/?utm\_source=facebook&utm\_medium=social+media&utm\_campaign=fao>. Acesso em: 08 jun. 2015.

FAOSTAT. (2013). What is quinoa? Distribution and production. Santiago, Chile: International Year of Quinoa Secretariat Food and Agriculture Organization of the United Nations Regional Office for Latin America and the Caribbean. Disponível em: <<http://www.fao.org/quinoa-2013/what-is-quinoa/distribution-and-production/en/>>. Acesso em: 5 jun. 2015.

FARES, C.; MENGA, V. Effects of toasting on the carbohydrate profile and antioxidant properties of chickpea (*Cicer arietinum L.*) flour added to durum wheat pasta. **Food Chemistry**, v.131, p.1140–1148, 2012.

FERRACANE, R.; PELLEGRINI, N.; VISCONTI, A.; GRAZIANI, G.; CHIAVARO, E.; MIGLIO, C.; FOGLIANO, V. Effects of Different Cooking Methods on Antioxidant Profile, Antioxidant Capacity, and Physical Characteristics of Artichoke. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.56, p.8601–8608, 2008.

FUENTES-ZARAGOZA, E.; RIQUELME-NAVARRETE, M.J.; SÁNCHEZ-ZAPATA, E.; PÉREZ-ÁLVAREZ, J.A. Resistant starch as functional ingredient: A review. **Food Research International**, v.43, p.931–942, 2010.

GÓMEZ-CARAVACA, A. M.; IAFELICE, G.; LAVINI, A.; PULVENTO, C.; CABONI, M. F.; MARCONI, E. Phenolic Compounds and Saponins in Quinoa Samples (*Chenopodium quinoa* Willd.) Grown under Different Saline and Nonsaline Irrigation Regimens. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.60, p.4620–4627, 2012.

GOMEZ-CARAVACA, A. M.; SEGURA-CARRETERO, A.; FERNANDEZ-GUTIERREZ, A.; CABONI, M. F. Simultaneous Determination of Phenolic Compounds and Saponins in Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) by a Liquid Chromatography-Diode Array Detection-Electrospray Ionization-Time-of-Flight Mass Spectrometry Methodology. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 59, p.10815–10825, 2011.

GOÑI, I.; GARCIA-ALONSO, A.; SAURA-CALIXTO, F. A starch hydrolysis procedure to estimate glycemic index. **Nutrition Research**, v.17, p.427–437, 1997.

GOÑI, I.; GARCÍA-DIZA, L.; MAÑASB, E.; SAURA-CALIXTO, F. Analysis of resistant starch: A method for foods and food product. **Food Chemistry**, v.56, n.4, p.445–459, 1996.

HALLIWELL, B.; AESCHBACH, R.; LOLIGER, J.; ARUOMA, O. I. The Characterization of Antioxidants. **Food and Chemical Toxicology**, v.33, n.7, p.601-617, 1995.

HALLIWELL, B. Oxidative Stress, Nutrition and health: experimental strategies for optimization of nutritional antioxidant intake in humans. **Free Radical Research**, v.25, n.1, p.57-74, 1996.

HELBIG, E.; DIAS, A. R. G.; TAVARES, R. A.; SCHIRMER, M. A.; ELIAS, M. C. Arroz parboilizado efeito na glicemia de ratos *Wistar*. **Archivos Latinoamericanos de Nutricion**, v.58, n.2, p.149-155, 2008.

HIROSE, Y.; FUJITA, T.; ISHII, T.; UENO, N. Antioxidative properties and flavonoid composition of *Chenopodium quinoa* seeds cultivated in Japan. **Food Chemistry**, v.119, p.1300–1306, 2010.

HOOVER, R., RATNAYAKE, W. Determination of total amylose content of starch. In: R. E. Wrolstad, Current protocols of food analytical chemistry. Unit E2.3. John Wiley and Sons, USA, 2001.

HU, P.; ZHAO, H.; DUAN, Z.; LINLIN, Z.; WU, D. Starch digestibility and the estimated glycemic score of different types of rice differing in amylose contents. **Journal of Cereal Science**, v.40, p.231-237, 2004.

IGLESIAS-PUIG, E.; MONEDERO, V.; HAROS, M. Bread with whole quinoa flour and bifidobacterial phytases increases dietary mineral intake and bioavailability. **LWT - Food Science and Technology**, v.60, p.71-77. 2015.

INSTITUTO ADOLFO LUTZ. **Normas Analíticas do Instituto Adolfo Lutz: Métodos químicos e físicos para análise de alimentos**, 3. ed. Sao Paulo: IMESP, 2005. 919p.

JANCUROVA, M.; MINAROVICOVA, L.; DANDAR, A. Quinoa – a Review. **Czech Journal of Food Sciences**, v.27, n.2, p.71-79, 2009.

JACOBSEN, Sven-Erik. The worldwide potential for quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). **Food Reviews International**, v.19, p.167-177, 2003.

JENKINS, D. J. A.; WOLEVER, T. M. S.; TAYLOR, R.; BAKER, H. M.; FIELDER, H.; BALDWIN, J. M., BOWLING, A. C., NEWMAN, H. C.; JENKINS, A.L.; GOFF, D. V. Glycemic index of foods: a physiological basis for carbohydrates exchange. **American Journal of Clinical Nutrition**, v.34, n.3, p.362-366, 1981.

KARAKAYA, S. Bioavailability of phenolic compounds. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, v. 44, n. 6, p. 453-464, 2004.

KOZIOL, M. J. Afrosimetric estimation of threshold saponin concentration for bitterness in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd). **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v.54, n.2 p. 211–219, 1991.

KOZIOL, M. J. Chemical Composition and Nutritional Evaluation of Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). **Journal of Food Composition and Analysis**, v.5, p.35-68, 1992.

LATINRECO. **Quinua. Hacia su cultivo comercial**. Latinreco S.A. Quito, Ecuador, 1990. 206 p.

LEE, J.; KOO, N.; MIN, D. B. Reactive Oxygen Species, Aging, and Antioxidative Nutraceuticals. **Comprehensive reviews in food science and food safety**, v.3, p.21-33, 2004.

LINSBERGER-MARTIN, G.; LUKASCH, B.; BERGHOFER, E. Effects of high hydrostatic pressure on the RS content of amaranth, quinoa and wheat starch. **Starch/Stärke**, v. 64, p.157-165, 2012.

LIVESEY, G.; TAYLOR, R.; HULSHOF, T.; HOWLETT, J. Glycemic response and health-a systematic review and metaanalysis: relations between dietary glycemic properties and health outcomes. **American Journal of Clinical Nutrition**, v.87, n.1, p.258-268, 2008.

LOZANO, M.; TICONA, E.; CARRASCO, C.; FLORES, Y.; ALMANZA, G. R. Cuantificación de saponinas en residuos de quinua real *Chenopodium quinoa* Willd. **Revista boliviana de química**, v.29, n.2, p.128-135, 2012.

MADL, T.; STERK, H.; MITTELBACH, M. Tandem Mass Spectrometric Analysis of a Complex Triterpene Saponin Mixture of *Chenopodium quinoa*. **Journal of the American Society for Mass Spectrometry**, v.17, p.795-806, 2006.

MAGALHÃES, L. M.; SEGUNDO, M. A.; REIS, S.; LIMA, J. L. F. C.; RANGEL, A. O O. S. S. Automatic Method for the Determination of Folin-Ciocalteu Reducing Capacity in Food Products. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.54, n.15, p.5242-5246, 2006.

MARTIAN-CABREJAS, M. A.; AGUILERA, Y.; BENIATEZ, V.; MOLLA, E.; LOPEZ-ANDREU, F. J.; ESTEBAN, R. M. Effect of Industrial Dehydration on the Soluble Carbohydrates and Dietary Fiber Fractions in Legumes. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.54, p.7652-7657, 2006.

MARTINEZ, C.Y.; CUEVAS, F. **Evaluación de la calidad culinaria y molinera del arroz. Guia del estudio.** Cali: CIAT. 1989. 75p.

MAUGHAN, P. J.; BONIFACIO, A.; JELLEN, E.N.; STEVENS, M. R.; COLEMAN, C.E.; RICKS, M.; MASON, S. L.; JARVIS, D. E.; GARDUNIA, B. W.; FAIRBANKS, D. J. A genetic linkage map of quinoa (*Chenopodium quinoa*) based on AFLP, RAPD, and SSR markers. **Theoretical and Applied Genetics**, v.109, p.1188-1195, 2004.

MCGRANCE, S. J.; CORNELL, H. J.; RIX, C. J. A simple and rapid colorimetric method for the determination of amylose in starch products. **Starch/Stärke**, v.50, p.158-163, 1998.

MEDINA,W.; SKURTYS, O.; AGUILERA, J. M. Study on image analysis application for identification quinoa seeds (*Chenopodium quinoa* Willd) geographical provenance. **LWT e Food Science and Technology**, v.43, p.238-246, 2010.

MENEGUETTI, Q. A.; BRENZAN, M. A.; BATISTA, M. R.; BAZOTTE, R. B.; SILVA, D. R.; CORTEZ, D. A. G. Biological Effects of Hydrolyzed Quinoa Extract from Seeds of *Chenopodium quinoa* Willd. **Journal of Medicinal Food**, v.14, n.6, pg.653-657, 2011.

**MINISTÉRIO DA SAÚDE.** Guia Alimentar para População Brasileira promovendo a alimentação saudável. Normas e manuais técnicos: Brasília, 2008. 210 p.

MIRANDA, M.; VEGA-GALVEZ, A.; LOPEZ, J.; PARADA, G.; SANDERS, M.; ARANDA, M.; URIBE, E.; SCAL, K. D. Impact of air-drying temperature on nutritional properties, total phenolic content and antioxidant capacity of quinoa seeds (*Chenopodium quinoa* Willd.). **Industrial Crops and Products**, v.32, p. 258–263, 2010.

MIRANDA, M.; VEGA-GÁLVEZ, A.; MARTINEZ, E.; LÓPEZ, J.; RODRÍGUEZ, M. J.; HENRÍQUEZ, K.; FUENTES, F. Genetic diversity and comparison of physicochemical and nutritional characteristics of six quinoa (*Chenopodium quinoa* willd.) genotypes cultivated in Chile. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v.32, n.4, p.835-843, 2012.

MIRANDA, M.; VEGA-GÁLVEZ, A.; MARTÍNEZ, E. A.; LÓPEZ, J.; MARÍN, R., ARANDA, M.; FUENTES, F. Influence of contrasting environments on seed composition of two quinoa genotypes: nutritional and functional properties. **Chilean Journal of Agricultural Research**, v.73, n.2, p.108-116, 2013.

MONJE C. Y., RAFFAILLAC J. P. Determinación de saponina total en quinua (*Chenopodium quinoa* Willd) método Espectrofotométrico. In. Memoria IV Congreso Nacional de la Asociación Boliviana de Protección Vegetal. Oruro, 5 al 7 de abril de 2006. C.E.A.C. –Dpto. Fitotecnia-FCAPV UTO. ABPV. Oruro, Bolivia, pp. 217-218

MUJICA, A.; IZQUIERDO, J.; MARATHEE, J. P. Origen y descripción de La quinua. In: Quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.); Ancestral cultivo andino, alimento del presente y futuro. Santiago de Chile: FAO, 2001.

NASCIMENTO, A. C.; MOTA, C.; COELHO, I.; GUEIFÃO, S.; SANTOS, M.; MATOS, A. S.; GIMENEZ, A.; LOBO, M.; SAMMAN, N.; CASTANHEIRA, I. Characterisation of nutrient profile of quinoa (*Chenopodium quinoa*), amaranth (*Amaranthus caudatus*), and purple corn (*Zea mays* L.) consumed in the North of Argentina: Proximates, minerals and trace elements. **Food Chemistry**, v.148, p.420–426, 2014.

NATIONAL RESEARCH COUNCIL. **Lost Crops of the Incas: Little-Known Plants of the Andes with Promise for Worldwide Cultivation**. Washington: National Academy Press, 1989. 428p.

NIBA, L. L. Resistant starch: a potential functional food ingredient. **Nutrition & Food Science**, v.32, n.2, p.62-67, 2002.

NOWAK, V.; DU, J.; CHARRONDIERE U. R. Assessment of the nutritional composition of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). **Food Chemistry**, (in press), 2015 <http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.02.111>

NSIMBA, R. Y.; KIKUZAKI, H.; KONISHI, Y. Antioxidant activity of various extracts fractions of *Chenopodium quinoa* and *Amaranthus* spp. seeds. **Food Chemistry**, v.106, p.760–766, 2008.

PALOMBINI, S. V.; CLAUS, T.; MARUYAMA, S. A.; GOHARA, A. K.; SOUZA, A. H. P.; SOUZA, N. E.; VISENTAINER, J. V.; GOMES, S. T. M.; MATSUSHITA, M. Evaluation of nutritional compounds in new amaranth and quinoa cultivars. **Food Science and Technology**, v.33, n.2, p.339-344, 2013.

PARCHURE, A. A.; KULKARNI, P. R. Effect of food processing treatments on generation of resistant starch. **International Journal of Food Sciences and Nutrition**, v.48, p.257-260, 1997.

PASKO, P.; BARTONA, H.; ZAGRODZKI, P.; GORINSTEIN, S.; FOŁTA, M.; ZACHWIEJA, Z. Anthocyanins, total polyphenols and antioxidant activity in amaranth and quinoa seeds and sprouts during their growth. **Food Chemistry**, v.115, p.994–998, 2009.

PERERA, A.; MEDA, V.; TYLER, R. T. Resistant starch: A review of analytical protocols for determining resistant starch and of factors affecting the resistant starch content of foods. **Food Research International**, v.43, p.1959–1974, 2010.

PINELI, L. L. O.; BOTELHO, R. B. A.; ZANDONADI, R. P.; SOLORZANO, J. L.; OLIVEIRA, G. T.; REIS, C. E. G.; TEIXEIRA, D. S. Low glycemic index and increased protein content in a novel quinoa milk, **LWT – Food Science and Technology (in press)**, 2015 <http://dx.doi.org/10.1016/j.lwt.2015.03.094>

PREGO, I.; MALDONADO, S.; OTEGUI, M. Seed structure and localization of reserves in *Chenopodium quinoa*. **Annals of Botany**, v.82, n.4, p. 481-488, 1998.

RANILLA, L. G.; GENOVESE, M. I.; LAJOLO, F. M. Effect of Different Cooking Conditions on Phenolic Compounds and Antioxidant Capacity of Some Selected Brazilian Bean (*Phaseolus vulgaris* L.) Cultivars. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.57, p.5734–5742, 2009.

RATNAYAKE, W. S.; JACKSON, D. S. Thermal behavior of resistant starches RS 2, RS 3, and RS 4. **Journal of Food Science**, v.73, n.5, p. 356-366, 2008.

RANHOTRA, G. S.; GELROTH, J. A.; GLASER, B. K.; LORENZ, K. J.; JOHNSON, D. L. Composition and protein nutritional quality of quinoa. **Cereal Chemistry**, v.70, n.3, p.303-305, 1993.

REPO-CARRASCO, R.; ESPINOZA, C.; JACOBSEN, S.E.; Nutritional value and use of the Andean crops quinoa (*Chenopodium quinoa*) and kaniwa (*Chenopodium pallidicaule*). **Food Reviews International**, v.9, p.179–189, 2003.

REPO-CARRASCO-VALENCIA, R. A. M.; ENCINA, C. R.; BINAGHI, M. J.; GRECOB, C. B.; FERRER, P. A. R. Effects of roasting and boiling of quinoa, kiwicha and kañiwa on composition and availability of minerals in *vitro*. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v.90, p.2068–2073, 2010a.

REPO-CARRASCO-VALENCIA, R., HELLSTROM, J. K.; PIHLAVA, J. M.; MATTILA, P. H. Flavonoids and other phenolic compounds in Andean indigenous grains: Quinoa (*Chenopodium quinoa*), kaniwa (*Chenopodium pallidicaule*) and kiwicha (*Amaranthus caudatus*). **Food Chemistry**, v.120, p.128-133, 2010b.

REPO-CARRASC O, R. A. M. V.; SERNA, L. A. Quinoa (*Chenopodium quinoa*, Willd.) as a source of dietary fiber and other functional components. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v.31, n.1, p.225-230, 2011.

ROTHSCHILD, J.; ROSENTRATER, K. A.; ONWULATA, C.; SINGH, M.; MENUTTI, L.; JAMBAZIAN, P.; OMARY, M. B. Influence of quinoa roasting on sensory and physicochemical properties of allergen-free, gluten-free cakes. **International Journal of Food Science and Technology**, 2015. doi:10.1111/ijfs.12837

RUALES, J.; NAIR, B. M. **Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.), An important andean food crop.** Depastment of Applied Nutrition, University of Lund, Sweeden. Instituto de Investigaciones Tecnológicas, Escuela Politécnica Nacional. Quito, Ecuador. 26p., 1992a.

RUALES, J.; NAIR, B. M. Content of fat, vitamins and minerals in quinoa (*Chenopodium quinoa*, Willd) seeds. **Food Chemistry**, v.48, pg.131-136, 1993.

RUALES, J.; NAIR, B. M. Nutritional quality of the protein in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) seeds. **Plant Foods for Human Nutrition**, v.42, p.1-11, 1992b.

RUALES, J.; NAIR, B. M. Properties of starch and dietary fibre in raw and processed quinoa (*Chenopodium quinoa*, Willd) seeds. **Plant Foods for Human Nutrition**, v.45, p.223-246, 1994.

SAGUM R.; ARCOT, J. Effect of domestic processing methods on the starch, non-starch polysaccharides and in vitro starch and protein digestibility of three varieties of rice with varying levels of amylase. **Food Chemistry**, v.70, p.107-111, 2000.

SAJILATA, M. G.; SINGHAL, R. S.; KULKARNI, P. R. Resistant Starch — A Review. **Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety**, v.5, p.1-17, 2006.

SHAMAI, K.; BIANCO-PELED, H.; SHIMONI, E. Polymorphism of resistant starch type III. **Carbohydrate Polymers**, v.54, p.363–369, 2003.

SHU, X.; JIA, L.; YE, H.; LI, C.; WU, D. Slow Digestion Properties of Rice Different in Resistant Starch. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, 57, 7552–7559, 2009.

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

SPEHAR, C. R.; SANTOS, R.L.B. Quinoa BRS Piabiru: alternativa para diversificar os sistemas de produção de grãos. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.37, n.6, p.889-893, 2002.

SPEHAR, Carlos Roberto. Adaptação da quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) para incrementar a diversidade agrícola e alimentar no Brasil. **Cadernos de Ciência & Tecnologia**, n.1, v.23, p.41-62, 2006.

STIKIC, R.; GLAMOCLJA, D.; DEMIN, M.; VUCELIC-RADOVIC, B.; JOVANOVIC, Z.; MILOJKOVIC-OPSENICA, D.; JACOBSEN, S. E.; MILOVANOVIC, M. Agronomical and nutritional evaluation of quinoa seeds (*Chenopodium quinoa* Willd.) as an ingredient in bread formulations. **Journal of Cereal Science**, v.55, p.132-138, 2012.

SUN, H.; MU, T.; XI, L.; SONG, Z. Effects of Domestic Cooking Methods on Polyphenols and Antioxidant Activity of Sweet Potato Leaves. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.62, p.8982-8989, 2014.

TANG, Y.; LI, X.; ZHANG, B.; CHEN, P. X.; LIU, R.; TSAO, R. Characterisation of phenolics, betanins and antioxidant activities in seeds of three *Chenopodium quinoa* Willd. genotypes. **Food Chemistry**, v.166, p.380-388, 2015.

TAPIA, M. E.; FRIES, A. M. **Guía de campo de los cultivos andinos**. 1.ed. Lima: FAO y ANPE. 2007. 209 p.

TOVAR, J.; MELITO, C. Steam-Cooking and Dry Heating Produce Resistant Starch in Legumes. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.44, p.2642-2645, 1996.

URUA, I. S.; UYOH, E. A.; NTUI, V. O.; OKPAKO, E. C. Effect of processing on proximate composition, anti-nutrient status and amino acid content in three accessions of African locust bean (*Parkia biglobosa* (jacq.) benth. **International Journal of Food Sciences and Nutrition**, v.64, n.1, p.94-102, 2013.

USTUNDAGA, G. O.; MAZZA, G. Saponins: Properties, Applications and Processing. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, v. 47, n 3, p. 231-258, 2007.

VEGA-GÁLVEZ, A.; MIRANDA, M.; VERGARA, J.; URIBE, E.; PUENTEB, L.; MARTÍNEZC, E. A. Nutrition facts and functional potential of quinoa (*Chenopodium quinoa* willd.), an ancient Andean grain: a review. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v.90, p.2541-2547, 2010.

VEGA-GALVEZ, A.; MARTIN, R. S.; SANDERS, M.; MIRANDA, M.; LARA, E. Characteristics and mathematical modeling of convective drying of quinoa

(*Chenopodium quinoa* Willd.): influence of temperature on the kinetic parameters. **Journal of Food Processing and Preservation**, 34, 945–963, 2010.

VAIDYA, R. H.; SHETH, M. K. Processing and storage of Indian cereal and cereal products alters its resistant starch content. **International Journal of Food Science & Technology**, v.48, n.5, p.622–627, 2011.

VALKO, M., LEIBFRITZ, D., MONCOL, J.; CRONIN, M. T. D.; MAZUR, M.; TELSER, J. Free radicals and antioxidants in normal physiological functions and human disease. **The International Journal of Biochemistry & Cell Biology**, v.39, p.44–84, 2007.

VERZA, S. G.; SILVEIRA, F.; CIBULSKI, S.; KAISER, S.; FERREIRA, F.; GOSMANN, G.; ROEHE, P. M.; ORTEGA, G. G. Immunoadjuvant Activity, Toxicity Assays, and Determination by UPLC/Q-TOF-MS of Triterpenic Saponins from *Chenopodium quinoa* Seeds. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.60, p.3113–3118, 2012.

WHO/FAO/UNU. (2007). Protein and amino acid requirements in human nutrition report of a joint WHO/FAO/UNU expert consultation. Geneva: World Health Organization. Disponível em: [http://www.who.int/nutrition/publications/nutrientrequirements/WHO\\_TRS\\_935/en/](http://www.who.int/nutrition/publications/nutrientrequirements/WHO_TRS_935/en/). Acesso em: 5 jun. 2015.

WOLDEMICHAEAL, G. M.; WINK, M. Identification and biological activities of triterpenoid saponins from *Chenopodium quinoa*. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.49, n.5, p.2327-2332, 2001.

WOLTER, A.; HAGER, A. S.; ZANNINI, E.; ARENDT, E. K. *In vitro* starch digestibility and predicted glycaemic indexes of buckwheat, oat, quinoa, sorghum, teff and commercial gluten-free Bread. **Journal of Cereal Science**, v.58, p.431-436, 2013.

YONEMOTO, P. G.; CALORI-DOMINGUES, M. A.; FRANCO, C. M. L. Efeito do tamanho dos grânulos nas características estruturais e físico-químicas do amido de trigo. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v.27, n.4, p.761-771, 2007.

YU, L., PERRET, J., HARRIS, M., WILSON, J.; HALEY, S. Antioxidant properties of bran extracts from Akron wheat grown at different locations. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.51, p.1566–1570, 2003.

ZHOU, Z.; ROBARDS, K.; HELLIWELL, S.; BLANCHARD, C. Composition and functional properties of rice. **International Journal of Food Science and Technology**, v.37, p.849–868, 2002.

ZHOU, K. Z.; WANG, F.; REN, X.; WANG, Y.; BLANCHARD, C. Resistant starch manipulated hyperglycemia/hyperlipidemia andrelated genes expression in diabetic rats. **International Journal of Biological Macromolecules**, v.75, p.316–321, 2015.

ZHU, N.; SHENG, S.; SANG, S.; JHOO, J.W.; BAI, N.; KARWE, M .V.; ROSEN, R. T.; HO, C.T. Triterpene saponins from debittered Quinoa (*Chenopodium quinoa*) seeds. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 50, n.4, p.865-867, 2002.