



UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA
FACULDADE DE AGRONOMIA E MEDICINA VETERINÁRIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA

**DESCRIÇÃO DE ESTÁDIOS FENOLÓGICOS, MATURAÇÃO,
QUALIDADE FISIOLÓGICA DE SEMENTES E DIVERSIDADE
GENÉTICA EM QUINOA**

FLIVIA FERNANDES DE JESUS SOUZA

TESE DE DOUTORADO EM AGRONOMIA

BRASÍLIA/DF
FEVEREIRO/2017



UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA
FACULDADE DE AGRONOMIA E MEDICINA VETERINÁRIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA

**DESCRIÇÃO DE ESTÁDIOS FENOLÓGICOS, MATURAÇÃO,
QUALIDADE FISIOLÓGICA DE SEMENTES E DIVERSIDADE
GENÉTICA EM QUINOA**

FLIVIA FERNANDES DE JESUS SOUZA

ORIENTADOR: Ph.D. CARLOS ROBERTO SPEHAR
CO-ORIENTADORA: DRA. NARA OLIVEIRA SILVA SOUZA

TESE DE DOUTORADO EM AGRONOMIA

BRASÍLIA/ DF
FEVEREIRO/2017



UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA
FACULDADE DE AGRONOMIA E MEDICINA VETERINÁRIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA

**DESCRIÇÃO DE ESTÁDIOS FENOLÓGICOS, MATURAÇÃO,
QUALIDADE FISIOLÓGICA DE SEMENTES E DIVERSIDADE
GENÉTICA EM QUINOA**

FLIVIA FERNANDES DE JESUS SOUZA

**TESE DE DOUTORADO SUBMETIDA AO PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO
EM AGRONOMIA, COMO PARTE DOS REQUISITOS NECESSÁRIOS À
OBTENÇÃO DO GRAU DE DOUTOR EM AGRONOMIA.**

APROVADA POR:

**Eng. Agrônomo Carlos Roberto Spehar, PhD (Universidade de Brasília-FAV)
(Orientador) CPF: 122.262.116-94 E-mail: spehar@unb.br**

**Eng. Agrônomo Marcelo Fagioli, Dr. (Universidade de Brasília-FAV) (Examinador
Interno) CPF: 729.409.306-78 E-mail: mfagioli@unb.br**

**Eng. Agrônoma Michelle Souza Vilela, Dr. (Universidade de Brasília – FAV)
(Examinador Interno) CPF: 919.623.401-63. E-mail: michellevilelaunb@gmail.com**

**Eng. Agrônoma Julceia Camillo, Dr. (Universidade de Brasília-FAV) (Examinador
Externo) CPF:023.366.849-77. E-mail: julceia@gmail.com**

**Eng. Agrônomo Itamar Rosa Teixeira, Dr. (Universidade Estadual de Goiás-UEG)
(Examinador Externo) CPF: 524.801.945-15. E-mail: itamar.texeira@ueg.br**

Brasília/DF, 24 de FEVEREIRO de 2017

FICHA CATALOGRÁFICA

Souza, Flívia Fernandes de Jesus

Descrição de estádios fenológicos, maturação, qualidade fisiológica de sementes e diversidade genética em quinoa./Flívia Fernandes de Jesus Souza; Orientação de Carlos Roberto Spehar. - Brasília, 2017.

207f. : il.

Tese de Doutorado (D) – Universidade de Brasília/Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, 2017

1.*Chenopodium quinoa*. 2. Fenologia. 3. Maturidade fisiológica. 4. Fisiologia de semente. 5. Germinação. 7. Vigor. 8. Variabilidade genética. I. Spehar, C.R.II. Título.

CDD ou CDU

Agris/FAO

REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICA

SOUZA, F.F. **Descrição de estádios fenológicos, maturação, qualidade fisiológica de sementes e diversidade genética em quinoa**. Brasília: Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, Universidade de Brasília, 2017, 207f. Tese de Doutorado.

CESSÃO DE DIREITOS

NOME DO AUTOR: Flívia Fernandes de Jesus Souza

TÍTULO DA TESE DE DOUTORADO: Descrição de estádios fenológicos, maturação, qualidade fisiológica e diversidade genética em quinoa. GRAU: DOUTOR. ANO: 2017

É concedida à Universidade de Brasília permissão para reproduzir cópias desta tese de doutorado para única e exclusivamente propósitos acadêmicos e científicos. O autor reserva para si os outros direitos autorais de publicação. Nenhuma parte desta tese de doutorado pode ser reproduzida sem autorização por escrito do autor. Citações são estimuladas, deste que citada a fonte.

Flívia Fernandes de Jesus Souza

CPF: 024. 621. 961-02

Endereço: Rua 2, Q.5, L.9, Bairro Vera Cruz, Ipameri-Goiás

Tel: +55 61 998724616 E-mail: fliviafdejesus@gmail.com

*Ao amor da minha vida, Raniele Tadeu Guimarães de Souza,
por todo amor, carinho e compreensão.*

DEDICO

*Aos meus pais Altaiques Fernandes de Jesus e
Terezinha de Jesus Fernandes,
por todo amor, dedicação e apoio.*

OFEREÇO

“Jamais se poderá expressar em frias letras a ternura de um filho ao compreender os sacrifícios de seus pais.” (Raumsol)

AGRADECIMENTOS

- A Deus e ao nosso Senhor Jesus Cristo por estarem sempre do meu lado, me dando força e coragem para enfrentar os desafios durante essa caminhada. A Ele toda hora e toda glória.
- A nossa Senhora pela constante proteção.
- Aos meus pais Altaídes Fernandes e Terezinha de Jesus por serem exemplo de determinação, caráter e honestidade e por se dedicarem inteiramente a minha educação e da minha irmã, eu serei eternamente grata a vocês por tudo.
- Ao meu esposo, meu amor, Raniele Souza, o meu maior incentivador. Obrigada por estar sempre do meu lado e por compreender a minha constante ausência. Essa conquista também é sua, porque só nos dois sabemos como foram esses quatro anos.
- A minha irmã Thais Fernandes, por me mostrar que quando se tem coragem de arriscar a mulher pode alcançar tudo o que ela desejar!
- A Universidade de Brasília (UnB), Programa de Pós-Graduação em Agronomia pelo apoio institucional e a oportunidades de cursar o doutorado, e à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela bolsa de estudo.
- Ao meu orientador Carlos Spehar, pela orientação, pelo dinamismo e brilhantismo, pela motivação, pelos ensinamentos transmitidos, pelo amor à Agronomia e por ter trago a quinoa para o Brasil, os meus sinceros agradecimentos.
- A minha co-orientadora Nara Souza, pela educação e carinho que sempre me recebeu em sua sala, pelas contribuições dadas a este trabalho, pelos ensinamentos, por sempre estar disposta a ajudar, e por ser um exemplo de profissional ética, forte e dedicada, meu muito obrigado.
- Ao professor Marcelo Fagioli, por ter aceitado participar da banca, pelos ensinamentos e sugestões realizadas a este trabalho, por todo conhecimento compartilhado e por todo auxílio nos experimentos na Fazenda Água Limpa.
- Ao professor Itamar Rosa Teixeira, por ter aceitado participar da banca e pelas maravilhosas aulas de sementes, que fizeram com que eu me interessasse por esta área.
- A professora Michelle Vilela por ter aceitado participar da banca, por toda ajuda nas análises estatísticas e pela paciência e carinho em transmitir seus conhecimentos.
- A professora Julceia Camillo por ter aceitado participar da banca, muito obrigada.
- Aos professores do Programa de Pós-Graduação em Agronomia, FAV, UnB, por todos os conhecimentos transmitidos.
- Ao professor Luís Antônio Borgo pelo empréstimo de materiais do laboratório de Alimentos e ao Márcio Antônio Mendonça pela convivência e momentos de descontração.

- A professora Ângela Patrícia Santana e os funcionários do laboratório de Microbiologia de alimentos, em especial a Viviane, por permitirem e auxiliarem no uso do colorímetro.
- Aos funcionários da Fazenda Água Limpa, em especial ao Israel, Joel, Cana Verde, Ricardo, Seu Zé e Rogério, por toda ajuda nos experimentos de campo. Foi um prazer trabalhar com vocês.
- Aos alunos de graduação Júlia pela ajuda no trabalho de germinação e ao Lennon pelo auxílio na emergência em campo das progênies.
- A minha amiguita e companheira de todas as horas Sabrina Navas, pela convivência na Colina, por me ensinar a amar o próximo, pela humildade, pelos momentos alegres, pelo carinho e incentivo nos momentos de fraqueza.
- A minha amiga e companheira de colina Julia Viegas, pela ótima convivência, por momentos de descontração e companheirismo.
- Aos meus amigos de pós-graduação, Christian e Carla, por toda a convivência, pela alegria, por toda a força a mim transmitida e por serem exemplo de dedicação ao estudo.
- A todos os amigos da Pós-Graduação, pelo convívio e amizade.
- Aos meus sogros, Elci Borges e Gilmar Alves, por todo incentivo.
- A célula Metanóia por me aproximarem mais de Deus e por serem um alento em Brasília.
- A todos que colaboraram direta ou indiretamente para realização deste trabalho, meu muito obrigado!

*O Senhor é meu pastor e nada me faltará.
Salmo 23:1*

SUMÁRIO

RESUMO GERAL	1
ABSTRACT	3
1. INTRODUÇÃO GERAL	1
2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	4
2.1 QUINOA.....	4
2.1.1 Origem e classificação botânica	4
2.1.2 Composição nutricional e usos	4
2.1.2.1 Saponinas	6
2.1.3 Adaptação e cultivo no Brasil tropical	6
2.1.4. Características morfológicas da planta	8
2.1.5 Sementes	9
2.1.5.1 Estrutura	9
2.1.5.2 Fisiologia	10
2.2 FENOLOGIA E ESCALA BBCH.....	11
2.3 QUALIDADE FISIOLÓGICA DE SEMENTES.....	14
2.3.1 Germinação	15
2.3.2 Vigor	16
2.3.2.1 Envelhecimento acelerado	17
2.4 MATURIDADE FISIOLÓGICA DE SEMENTES.....	18
2.5 PARÂMETROS GENÉTICOS PARA QUALIDADE FISIOLÓGICA DAS SEMENTE	19
2.6 DIVERGÊNCIA GENÉTICA COM BASE NA QUALIDADE FISIOLÓGICA DE SEMENTES.....	20
3. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	23
CAPÍTULO 1: ESTÁDIOS FENOLÓGICOS DE QUINOA (<i>Chenopodium quinoa</i> Willd.) COM BASE NA ESCALA BBCH	40
RESUMO.....	41
ABSTRACT.....	42
1.1 INTRODUÇÃO.....	43
1.2 MATERIAL E MÉTODOS.....	44
1.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	46
1.4 CONCLUSÃO.....	58
1.5 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	59

CAPÍTULO 2: PADRONIZAÇÃO DO TESTE DE GERMINAÇÃO PARA SEMENTES DE QUINOA	65
RESUMO.....	66
ABSTRACT	67
2.1 INTRODUÇÃO	68
2.2 MATERIAL E MÉTODOS	70
2.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	71
2.4 CONCLUSÃO	76
2.5 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	77
CAPÍTULO 3: TESTE DE ENVELHECIMENTO ACELERADO PARA AVALIAÇÃO DO VIGOR EM SEMENTES DE QUINOA	80
RESUMO.....	81
ABSTRACT	82
3.1 INTRODUÇÃO	84
3.2 MATERIAL E MÉTODOS	86
3.3 RESULTADOS	88
3.4 DISCUSSÃO	91
3.5 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	93
CAPÍTULO 4: MATURAÇÃO DE SEMENTES DE QUINOA	99
RESUMO.....	100
ABSTRACT	101
4.1 INTRODUÇÃO	102
4.2 MATERIAL E MÉTODOS	103
4.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	112
4.4 CONCLUSÃO	128
4.5 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	129
CAPÍTULO 5: DIVERGÊNCIA PARA QUALIDADE FISIOLÓGICA DE SEMENTES EM QUINOA	138
RESUMO.....	139
ABSTRACT	140
5.1 INTRODUÇÃO	141
5.2 MATERIAL E MÉTODOS	142
5.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	154
5.4 CONCLUSÃO	165
5.5 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	166
ANEXOS	173

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

A: amarantiforme

a* :variação entre verde e vermelho

AC: acamamento

a.C. : antes de Cristo

AOSA: *Association of Official Seed Analysts*

AP: altura de plantas

b*: variação entre azul e amarelo

B.O.D: demanda bioquímica de oxigênio

b.u.: base úmida

BBA: *German Federal Biological Research, Centre for Agriculture and Forestry*

BBCH: *Biologische Bundesanstalt, Bundessortenamt and Chemical Industry*

BSA: *Federal Variety Authority - Budessortnamant*

Ca: cálcio

C.V.: coeficiente de variação

CH: comprimento hipocótilo

CR: comprimento radícula

Cu: cobre

D: densa

D_{ii}^2 : distância generalizada de Mahalanobis

DAA: dias após a antese

DF: deiscência do fruto

DP: deiscência do perigônio

E1: número de plântulas emergidas a cada dia

EA: emergência de plântulas em areia

EA: entre areia

EASS: teste de envelhecimento acelerado com solução salina

EAT: teste de envelhecimento acelerado tradicional

EC: emergência em campo

EP: entre papel

FA: folhas alternadas

FAO: *Food and Agriculture Organization*

FO: folhas opostas
Fe: ferro
G: glomerulada
g: gramas
GE: germinação
G1..GN: número de plântulas normais a cada dia
h*: ângulo de hue
ha: hectare
ISTA: *International Seed Testing Association*
IVA: *German National Association of Manufacturer of Agrochemical Products*
IVE: Índice de Velocidade de Emergência
IVG: Índice de Velocidade de Germinação
K: potássio
KCl: cloreto de potássio
Kpa: quilopascal
L: laxa
L*: luminosidade
m: metro
MG: massa de grãos
mL: mililitro
mm: milímetro
Mn: manganês
MP: massa seca de plântulas
MS: massa seca
N: norte
N1...Nn: número de dias decorridos da semeadura da primeira a última contagem
Na: sódio
NaBr: brometo de sódio
NaCl: cloreto de sódio
NASA: *National Aeronautics and Space Administration*
OC: oxalato de cálcio
P1000: peso de mil sementes
P: fósforo

°C: graus Celsius

r: coeficiente de Pearson

R: fase reprodutiva

RAS: Regras para Análise de Sementes

RP: ramificação da planta

S: sul

SA: sobre areia

SP: sobre papel

SSAA: *Saturated Salt Accelerated Aging*

TA: teor de água

TI: tipo de inflorescência

TMÁX: temperatura máxima

TMED: temperatura média

TMG: tempo médio para germinação

TMIN: temperatura mínima

UPGMA: *Unweighted Pair-Group Method Using Arithmetic Average*

UR: umidade relativa

V: fase vegetativa

Zn: zinco

ÍNDICE DE TABELAS

Capítulo 1

Tabela 1: Resultado da análise de solo da área experimental nos dois períodos 46
avaliados (25/03 a 05/08 de 2015 e 15/02 a 27/06 de 2016). Profundidade de 0-20 cm.
UNB, Brasília-DF.

Tabela 2. Descrição dos estádios fenológicos de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) 47
segundo a escala BBCH. UNB, Brasília-DF.

Capítulo 2

Tabela 1. Médias da germinação (%) e índice de velocidade de germinação de sementes 72
de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) submetidas ao teste padrão de germinação em
diferentes substratos e temperaturas. UNB, Brasília-DF, 2017.

Capítulo 3

Tabela 1. Germinação (G), índice de velocidade de germinação (IVG), emergência de 89
plântulas em areia (EA), comprimento da radícula (CR), comprimento do hipocótilo
(CH) e emergência em campo (EC) para sementes dos lotes de quinoa. UNB, Brasília-
DF, 2017.

Tabela 2. Vigor das sementes (% germinação) obtido pelo teste de envelhecimento 90
acelerado usando água destilada (tradicional), 11 g NaCl 100 mL⁻¹ (solução saturada) e
40 g NaCl 100 mL⁻¹ (solução supersaturada), a 41 e 45°C por 12, 24 e 48 horas de lotes
de sementes de quinoa e correlação de Pearson (*r*) entre os testes de envelhecimento
acelerado e emergência em campo. UNB, Brasília-DF, 2017.

Capítulo 4

Tabela 1: Resultado da análise de solo da área experimental nos dois períodos 105 avaliados (25/03 a 05/08 de 2015 e 15/02 a 27/06 de 2016). Profundidade de 0-20 cm. UNB, Brasília-DF, 2017.

Tabela 2. Médias de teor de água (TA), massa seca (MS), peso de mil sementes 113 (P1000), germinação (GE), índice de velocidade de germinação (IVG), massa seca de plântulas (MP), emergência de plântulas em areia (EA), comprimento do hipocótilo (CH), comprimento da radícula (CR) e emergência em campo (EC) de sementes de quinoa colhidas em diferentes dias após a antese (DAA) em dois períodos de cultivo, em 2015 e 2016. UNB, Brasília-DF, 2017.

Tabela 3. Médias apresentadas pela variação entre o verde e o vermelho (a^*), variação 123 entre amarelo e azul (b^*) e ângulo de Hue (h°) inflorescências de quinoa colhidas em diferentes dias após a antese (DAA) em 2015 e 2016. UNB, Brasília-DF, 2017.

Tabela 4. Coeficiente de correlação de Pearson entre as variáveis relacionadas à 127 coloração das inflorescências (a^*), (b^*), luminosidade (L^*) e ângulo de Hue (h°) e teor de água (TA), massa seca (MS), peso de mil (P1000), germinação (GE), índice de velocidade de emergência (IVG), massa seca de plântulas (MP), emergência de plântulas em areia (EA), índice de velocidade de emergência (IVE), comprimento do hipocótilo (CH), comprimento da radícula (CR) e emergência em campo (EC)) de sementes de quinoa colhidas em diferentes dias após a antese (DAA). UNB, Brasília-DF, 2017.

Capítulo 5

Tabela 1. Características morfo agronômicas: acamamento (AC), altura de plantas (AP, 144 em cm planta⁻¹), tamanho da inflorescência (TI, em cm inflorescência⁻¹, massa de grãos (MG, em Kg ha⁻¹), massa seca de plantas (MP, em Kg ha⁻¹), índice de colheita (IC, em porcentagem), tipo de inflorescência (TI - A: amarantiforme, G: glomerulada, L: laxa e D: densa), ramificação da planta (RP); deiscência do fruto (DF) e deiscência do

perigônio (DP) das 62 progênies de quinoa e a cultivar BRS Syetetuba. UNB, Brasília-DF, 2017.

Tabela 2. Resultado da análise de solo da área experimental para produção de sementes de progênies de quinoa. Profundidade de 0-20 cm. UNB, Brasília-DF, 2017. 143

Tabela 3. Análise de variância da germinação (GE), massa seca de plântulas (MP), comprimento hipocótilo (CH), comprimento radícula (CR), emergência de plântulas em areia (EA), índice de velocidade de emergência (IVE), emergência de plântulas em campo (EC) e peso de mil de sementes (P1000) de 62 progênies e a cultivar BRs Syetetuba de quinoa. UNB, Brasília-DF, 2017. 155

Tabela 4. Valores médios de germinação (GE), massa seca de plântulas (MP), comprimento do hipocótilo (cm), comprimento radícula (CR), emergência de plântulas em areia (EA), índice de velocidade de emergência (IVE), emergência em campo (EC) e peso de mil (P1000) de 62 progênies e a cultivar BRS Syetetuba de quinoa. UNB, Brasília-DF, 2017. 157

Tabela 5. Estimativas das variâncias fenotípica ($\hat{\sigma}_f^2$), genotípica ($\hat{\sigma}_g^2$), ambiental ($\hat{\sigma}_e^2$), herdabilidade sentido amplo (h_g^2 - %), coeficiente de variação genético (CV_g - %) e razão entre coeficiente de variação genético e ambiental (CV_g/CV_e), para germinação (GE), massa seca de plântulas (MP), comprimento do hipocótilo (CH), comprimento da radícula (CR), emergência de plântulas em areia (EA), índice de velocidade de emergência (IVE), emergência em campo (EC) e peso de mil sementes (P1000) de 62 progênies e a cultivar BRS Syetetuba de quinoa. UNB, Brasília-DF, 2017. 159

Tabela 6. Estimativas de valores de correlação fenotípica para germinação (GE, %), massa seca de plântulas (MP, mg plântula⁻¹), comprimento do hipocótilo (CH, cm plântula⁻¹), comprimento da radícula (CR, cm plântula⁻¹), emergência de plântulas em areia (EA, %), índice de velocidade de emergência (IVE), emergência em campo (EC, %) e peso de mil sementes (P1000, g 1000⁻¹ sementes) de 62 progênies e a cultivar BRS Syetetuba de quinoa. UNB, Brasília-DF, 2017. 161

Tabela 7. Importância relativa de oito características relacionadas à qualidade fisiológica das sementes em 62 genótipos e BRS Syetetuba de quinoa obtidas pelo método de Singh (1981). UNB, Brasília-DF, 2017. 165

ÍNDICE DE FIGURAS

Capítulo 1

Figura 1. Estádios fenológicos secundários da quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) incluídos no estágio principal 0: germinação, segundo a escala BBCH. 00: Semente seca (aquênio); 06: Elongação da radícula, formação dos pelos radiculares; 08: Hipocótilo forma uma alça hipocotiledonar e cresce à superfície do solo e 09: Emergência: cotilédones acima da superfície do solo. Fonte: Flívia Fernandes de Jesus Souza, 2017. 49

Figura 2. Estádios fenológicos secundários da quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) incluídos no estágio principal 1: desenvolvimento das folhas (caule principal), segundo a escala BBCH. 10: Folhas cotiledonares completamente desdobradas horizontalmente 12: 2 folhas desdobradas (1º par de folhas simples e opostas); 14: 4 folhas desdobradas (2º par de folhas simples e opostas); 18: 8 folhas desdobradas (4º par de folhas simples e opostas) e 19: Nove ou mais folhas desdobradas (folhas simples e alternadas). OC: oxalato de cálcio; FO: folhas opostas e FA: folhas alternadas. Fonte: Flívia Fernandes de Jesus Souza, 2017. 51

Figura 3. Estádio fenológico secundário da quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) incluído no estágio principal 2: formação dos brotos laterais, segundo a escala BBCH. 22/50: 2º broto lateral visível/ início da formação da inflorescência, entretanto é coberta por folhas. Detalhe de um broto lateral visível. Fonte: Flívia Fernandes de Jesus Souza, 2017. 52

Figura 4. Estádios fenológicos secundários da quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) incluídos no estágio principal 5: primórdio da inflorescência (caule principal), segundo a escala BBCH. 50: início da formação da inflorescência, entretanto é coberta por folhas; 51: Inflorescência não mais coberta por folhas. Visível de cima.; 53: Inflorescência ultrapassa as folhas mais jovens superiores e 55: Botões florais individuais na inflorescência visíveis, entretanto fechados. 54

Fonte: Flívia Fernandes de Jesus Souza, 2017.

Figura 5. Estádios fenológicos secundários da quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) incluídos no estágio principal 6: florescimento (caule principal), segundo a escala BBCH. 60: Primeiras flores abertas; 63: Aproximadamente 30% das flores da inflorescência abertas. Detalhe de uma flor hermafrodita. Fonte: Flívia Fernandes de Jesus Souza, 2017.

Figura 6: Estádios fenológicos secundários da quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) incluídos no estágio principal 7: formação do fruto (grão/semente), segundo a escala BBCH. 71: Grão aquoso; 75: Grão leitoso médio: grãos atingem tamanho final e 77: Grão leitoso tardio. Fonte: Flívia Fernandes de Jesus Souza.

Figura 7: Estádios fenológicos secundários da quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) incluídos no estágio principal 8: Maturação do fruto (grão/semente), segundo a escala BBCH. 85: Grão pastoso macio: impressão da unha não se mantém e 89: Maturação completa. Grão duro. É difícil dividir o grão com a unha. Fonte: Flívia Fernandes de Jesus Souza, 2017.

Figura 8: Estádios fenológicos secundários da quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) incluídos no estágio principal 9: senescência, segundo a escala BBCH. 92: Pós-maturidade: Grãos muitos duros, não podem ser divididos com a unha. 97: Planta morta e seca. Fonte: Flívia Fernandes de Jesus Souza, 2017.

Capítulo 2

Figura 1. Tempo médio de germinação de sementes de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) submetidas ao teste padrão de germinação em diferentes substratos e temperaturas. Letras minúsculas comparam substratos em cada temperatura, letras maiúsculas comparam a temperatura em cada substrato.

Figura 2. Evolução da germinação de sementes de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) submetidas ao teste padrão de germinação em diferentes substratos e temperaturas. 76

Capítulo 4

Figura 1. Temperatura máxima (TMÁX), temperatura média (TMÉD), temperatura mínima (TMIN) e umidade relativa média durante a execução do experimento nos anos de 2015 e 2016. 104

Figura 2. Precipitação em mm durante a execução dos experimentos nos anos de 2015 e 2016. 104

Figura 3. Identificação das inflorescências de quinoa. A: Na antese. B: 84 dias após a antese. C: Campo de produção das sementes de quinoa com as inflorescências marcadas na antese. Fonte: Flívia Fernandes de Jesus Souza, 2017. 107

Figura 4. A: ilustração de leitura dos parâmetros de Luminosidade (L^*) e cor a^* b^* ; B: diagrama CIELAB com a sequência de nuances de cores e orientação do ângulo de Hue (Adaptado de CHITARRA : CHITARRA, 2005). 111

Figura 5. Teor de água, massa seca e peso de mil de sementes de quinoa colhidas em diferentes dias após a antese, em 2015 e 2016. **Significativo a 1% de probabilidade pelo teste F. 115

Figura 6. Germinação de sementes de quinoa colhidas em diferentes dias após a antese, em 2015 e 2016. ** Significativo a 1% de probabilidade pelo teste F. 116

Figura 7. Índice de velocidade de germinação sementes de quinoa colhidas em diferentes dias após a antese, nos anos de 2015 e 2016. ** Significativo a 1% de probabilidade pelo teste F. 116

- Figura 8.** Massa seca de plântulas de sementes de quinoa colhidas em diferentes dias após a antese, nos anos de 2015 e 2016. ** Significativo a 1% de probabilidade pelo teste F. 117
- Figura 9.** Emergência de plântulas de sementes de quinoa em areia, colhidas em diferentes dias após a antese, nos anos de 2015 e 2016. ** Significativo a 1% de probabilidade pelo teste F. 118
- Figura 10.** Índice de velocidade de emergência de plântulas de sementes de quinoa em areia, colhidas em diferentes dias após a antese, nos anos de 2015 e 2016. **Significativo a 1% de probabilidade pelo teste F. 118
- Figura 11.** Comprimento do hipocótilo e da radícula de plântulas de sementes de quinoa, colhidas em diferentes dias após a antese, em 2015 e 2016. ** Significativo a 1% de probabilidade pelo teste F. 119
- Figura 12.** Emergência de plântulas de sementes de quinoa em campo, colhidas em diferentes dias após a antese, nos períodos de 2015 e 2016. * Significativo a 5% de probabilidade pelo teste F. 120
- Figura 13.** A: Variação entre verde e vermelho (a^*); B: Variação entre azul e amarelo (b^*); C: Luminosidade (L^*) e D: Ângulo de Hue (h°) de inflorescências de quinoa colhidas em diferentes dias após a antese, em 2015 e 2016. ** Significativo a 1% de probabilidade pelo teste F. 124
- Figura 14.** Cor das inflorescências de quinoa colhidas em diferentes dias após a antese em 2015. Os números referem-se aos dias após a antese. 125
- Figura 15.** Cor das inflorescências de quinoa colhidas em diferentes dias após a antese em 2016. Os números referem-se aos dias após a antese. 125

Capítulo 5

Figura 1. Dendrograma representativo da divergência genética entre 62 163 progênies e a cultivar BRS Syetetuba (63) de quinoa, obtido pelo método de agrupamento Hierárquico UPGMA com base em oito características relacionadas à qualidade fisiológica das sementes.

RESUMO GERAL

O cultivo da quinoa em ambientes tropicais têm sido limitado pela rápida perda da qualidade de suas sementes, antes e depois da colheita. Estudos sobre a fenologia da planta, qualidade fisiológica, maturidade fisiológica e a identificação de divergência genética para qualidade fisiológica de sementes, contribuem para a sustentabilidade produtiva. Este trabalho teve como objetivos: definir estádios fenológicos das fases vegetativas e reprodutivas em quinoa, estabelecer metodologias para os testes de germinação e envelhecimento acelerado, estudar o desenvolvimento das sementes e determinar sua maturidade fisiológica e avaliar a divergência genética de progênies por caracteres de qualidade fisiológica de sementes em quinoa. No estudo da fenologia da planta, foram definidos os estádios principais baseados na escala BBCH, os quais foram: germinação, desenvolvimento das folhas, formação de brotos laterais, desenvolvimento de partes vegetativas colhíveis, primórdio da inflorescência, florescimento, formação do fruto (grão/sememente), maturação do fruto (grão/sememente) e senescência. Estes foram divididos em estádios secundários originando código de dois dígitos. A fenologia da quinoa descrita neste trabalho, pioneira e simples, mostra-se útil a produtores, técnicos e pesquisadores, contribuindo para gestão eficiente e sustentável de manejo da planta. Na padronização do teste de germinação para sementes de quinoa foram avaliados os efeitos de substratos (entre papel, sobre papel, entre areia e sobre areia), temperatura (20, 25, 30°C e alternada 20-30°C) e o tempo para a primeira e a segunda contagem. O índice de velocidade de germinação e o tempo médio de germinação foram calculados. O teste de germinação de sementes de quinoa deve ser conduzido em temperatura alternada de 20-30 °C, sobre ou entre papel, com contagem inicial aos dois dias e final aos quatro dias. Com o objetivo de adequar metodologias do teste de envelhecimento acelerado para a avaliação do vigor em sementes de quinoa, foram estudadas três soluções (água destilada, com 100% de umidade relativa, solução saturada de NaCl, com 94% de UR e solução supersaturada de NaCl, com 76% de UR), duas temperaturas (41 e 45°C) e três períodos (12, 24 e 48 horas). Antes e após o envelhecimento foi determinado o teor de água das sementes. O teste de envelhecimento acelerado para sementes de quinoa pode ser realizado utilizando a metodologia tradicional a 41°C por 48 horas, mostrando correlação alta e positiva ($r = 0,93$, $P < 0,05$) com a emergência de plântulas em campo. No estudo da maturação das sementes de quinoa visando determinar sua maturidade fisiológica, foram conduzidos experimentos em dois períodos de cultivo: março - agosto de 2015 e fevereiro - junho de 2016. Em cada período, 88 inflorescências

foram marcadas quando 50% das suas flores alcançaram a antese, e então, aos 14 dias e em intervalos de sete dias, até os 84 dias após a antese (DAA), foram realizadas colheitas das inflorescências. O teor de água e a massa seca das sementes foram realizados após cada colheita, e as inflorescências foram avaliadas para coloração com o auxílio de colorímetro digital, obtendo-se os parâmetros a^* (variação entre verde e vermelho), b^* (variação entre azul e amarelo), L^* (luminosidade) e h° (ângulo de Hue). As sementes foram avaliadas quanto ao peso de mil sementes (P1000), germinação (GE), índice de velocidade de germinação (IVE), massa seca de plântulas (MP), emergência de plântulas em areia (EA), índice de velocidade de emergência (IVE), comprimento do hipocótilo (CH) e radícula (CR) e emergência de plântulas em campo (EC). A maturidade fisiológica de sementes de quinoa ocorre dos 42 aos 49 DAA e momento de colheita aos 56 DAA. As cores das inflorescências estão diretamente relacionadas à maturidade fisiológica, e o melhor padrão de coloração para a previsão da maturidade é b^* , com valores de 19, 22 e 25 aos 42, 49 e 56 dias após a antese. A divergência genética por caracteres relacionados à qualidade fisiológica das sementes foi avaliada em 62 progênies de híbridos naturais ocorrendo na cultivar BRS Syetetuba de quinoa utilizando avaliações de GE, MP, CH, CR, EA, IVE, EC e P1000. Os parâmetros genéticos utilizados foram: variância fenotípica, genotípica e ambiental, herdabilidade sentido amplo (h_g^2), coeficiente de variação genético e ambiental e razão entre coeficiente de variação genético e ambiental (CVg/CVe), incluindo-se a correlação fenotípica entre as mensurações. Para diversidade genética foi utilizada a distância generalizada de Mahalanobis ($D_{ii'}^2$) e no agrupamento o UPGMA, avaliando-se ainda a importância relativa das variáveis na divergência genética. Com exceção do teste de emergência de plântulas em areia, os valores foram elevados para herdabilidade ($> 83,3\%$) e razão CVg/CVe. As distâncias genéticas variaram de 1,63 a 264,7. Na análise de agrupamento formaram-se oito grupos, as progênies 7 (Grupo 3), 28 (grupo 7), 29 (grupo 4) e 39 (grupo 2) com maior qualidade fisiológica de sementes. Estas progênies podem ser indicadas para hibridações em programas de melhoramento visando elevar a qualidade fisiológica de sementes de quinoa. As variáveis que mais contribuíram para a divergência foram peso de mil sementes, emergência de plântulas em areia e emergência de plântulas em campo.

Palavras-chave: *Chenopodium quinoa*, fenologia, maturidade fisiológica, fisiologia de semente, germinação, vigor, variabilidade genética.

ABSTRACT

Quinoa cultivation in tropical environments has been limited by rapid seed quality loss, before and after harvest. Studies on plant phenology, physiological seed, physiological maturity and the identification of genetic divergence to seed physiological quality should contribute to sustainable production. This study aimed at defining the phenology of vegetative and reproductive phases in quinoa, establishing methodologies for germination and accelerated aging, studying the development of seeds to determine their physiological maturity and evaluating the genetic divergence in progenies for physiological quality of seeds. In quinoa plant phenology, the main vegetative and development phases, based on the BBCH scale, were: germination, leaf development, lateral shoot development, vegetative development, inflorescence primordial, flowering, fruit formation (grain / seed), fruit maturity (grain / seed) and senescence. These were divided into secondary phases giving a two-digit code. The quinoa phenology described in this work is a pioneer, simple and useful tool to producers, agronomists and researchers, contributing to an efficient and sustainable plant management. In standardization of quinoa seed germination test, the effect of substrates (on blotter paper, between blotter paper, on sand and within sand), temperature (20, 25, 30°C and alternating 20-30°C) and time for the first and second count were evaluated. The germination velocity index and mean time for germination were calculated. The germination test for quinoa seeds should be conducted at alternating temperatures of 20-30 °C, on or between paper, starting counting at two days and ending at four days. In order to adapt accelerated aging test methodologies for vigor evaluation of quinoa seeds, three solutions (distilled water, with 100% relative humidity, saturated NaCl solution, with 94% RH and supersaturated solution of NaCl, with 76% RH), two temperatures (41 and 45°C) and three periods (12, 24 and 48 hours) were used. Before and after aging, the water content of seeds was determined. The accelerated aging test should be performed using the traditional methodology at 41 °C for 48 hours, showing high and positive correlation ($r=0,93$, $P<0,05$) with field seedling emergence. The study of quinoa seed maturation to determine their physiological maturity was conducted in two cultivation periods: March - August 2015 and February - June 2016. In each period, 88 inflorescences were marked when 50% of their flowers reached anthesis, with first harvest at 14 days, followed by intervals of seven days, until 84 days after the anthesis (DAA). The water content and the dry mass of seeds were performed after each harvest and the inflorescence color intensity was evaluated with the aid of a digital colorimeter,

obtaining the parameters a^* (variation between green and red), b^* (Variation between blue and yellow), L^* (brightness) and h° (Hue angle). The seeds were evaluated 1,000 seed weight (W1000), germination (GE), germination speed index (GSI), seedling dry mass (SDM), sand emergence (SE), emergence speed index (ESI), hypocotyl length (HL) and radicle length (RL) and field emergence (FE). Quinoa seeds reached physiological maturity from 42 to 49 DAA and mechanical harvesting at 56 DAA. The inflorescence color is directly related to the physiological maturity, and the best staining pattern for the prediction of maturity is b^* , with values of 19, 22 and 25 at 42, 49 and 56 days after anthesis. In the research of genetic divergence by characters related to the physiological quality of the seeds, 62 quinoa progenies, obtained from natural crosses with BS Syetetuba, were evaluated by GE, SDM, HL, RL, SE, ESI, FE and P1000. The genetic parameters used were: phenotypic, genotypic and environmental variance, broad sense heritability (h_g^2), coefficient of genetic (CVg) and environmental variation (CVe), and the CVg/CVe ratio. The phenotypic correlation between the variables was estimated. For genetic diversity, the generalized distance of Mahalanobis ($D_{ii'}^2$) and grouping of UPGMA were used, and the relative importance of the seed quality variables used to assess genetic divergence for seed quality. With the exception of the sand emergence test, the variables presented high (h_g^2) (> 83.3%) and CVg / CVe ratio. Genetic distances ranged from 1.63 to 264.7. In the clustering analysis, eight groups were obtained. The progenies that presented the highest physiological seed quality were 7 (Group 3), 28 (group 7), 29 (group 4) and 39 (group 2) being indicated for hybridization in breeding programs aiming at improving physiological quality of quinoa seeds. The variables that contributed most to the divergence were seed weight, sand emergence and field emergence.

Key words: *Chenopodium quinoa*, phenology, physiological maturity, seed physiology, germination, vigor, genetic variability.

1. INTRODUÇÃO GERAL

De acordo com a Organização das Nações Unidas para a Agricultura e Alimentação (FAO), problemas da desnutrição e da fome no mundo decorrem da falta de micronutrientes na dieta e ao baixo consumo de alimentos com disponibilidade de energia, proteína e micronutrientes (LATHAM, 2002). Nesse sentido a quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) tem despontado como excelente alternativa, devido à alta qualidade nutricional e adaptabilidade de cultivo a diversas condições climáticas, despertando o interesse em várias partes do mundo (ALVES et al., 2008).

A proteína da quinoa possui um balanço ideal de aminoácidos essenciais à alimentação humana. O grão contém os ácidos graxos ômega 3, 6 e 9 de forma equilibrada e, ainda, vitaminas A, B e E, e minerais como cálcio e ferro (MUJICA; JACOBSEN, 2006). Por ser livre de glúten tem sido utilizada por pacientes celíacos (SPEHAR, 2002).

No Brasil o cultivo da quinoa tem se tornado atrativo pela produção de biomassa que protege o solo, por utilizar baixa quantidade de sementes na semeadura, por acrescentar diversidade ao sistema produtivo e por contribuir para a redução dos custos do cultivo de primeira safra. Essas características possibilitam atender rapidamente a demanda dos agricultores, constituindo-se em alternativa de segunda safra em plantio direto (SPEHAR; SANTOS, 2002). Estudos foram iniciados para a adaptação de cultivos nos cerrados brasileiros, e nos últimos anos, parcerias entre a Embrapa Cerrados, Universidade de Brasília e agricultores têm estimulado o desenvolvimento de genótipos de quinoa com características agronômicas desejáveis à produção comercial no Brasil (SPEHAR, 2007).

A primeira recomendação ao cultivo foi a cultivar BRS Piabiru, apresentando rendimento médio de 2,8 t ha⁻¹, porém com ciclo longo e sementes pequenas (SPEHAR; SANTOS, 2002; SPEHAR; SANTOS; NASSER, 2003; ROCHA, 2008). A cultivar BRS Syetetuba, obtida em seguida, apresenta características superiores a primeira, como sementes maiores, relativa homogeneidade fenotípica, ciclo curto (120 dias) e ausência de saponina, favoráveis à produção comercial de quinoa no Brasil (SPEHAR; ROCHA; SANTOS, 2011).

Contudo, para que a quinoa integre o sistema agrícola brasileiro e se torne alternativa rentável aos produtores, pesquisas direcionadas à fenologia e qualidade fisiológica das sementes devem ser realizadas. Por ser um país tropical com características distintas do ambiente de origem, o Brasil pode apresentar como limitações para a expansão da quinoa

altas temperaturas e umidade relativa elevada, após as sementes terem atingido a maturidade fisiológica.

Ao se definirem estádios fenológicos de uma cultura, torna-se possível planejar o seu cultivo para que a colheita ocorra em época adequada, e assim, evitar a deterioração de sementes no campo. O conhecimento da fenologia permite determinar a época de realização de práticas culturais, como a fertilização, controle de pragas, doenças e plantas daninhas, auxilia na previsão de estimativas de safra e programas de melhoramento (FAYAD et al., 2001; VALENTINI et al., 2001; MORAIS et al., 2008).

As sementes de quinoa são altamente higroscópicas, com germinação em curto período (PARSONS, 2012), podendo, sob elevada temperatura e umidade, germinar na própria panícula (MUJICA et al., 2010; CECCATO et al., 2014; SPEHAR et al., 2014). Nessas condições, as sementes perdem a viabilidade no período entre a colheita e o próximo plantio, apresentando baixo vigor quando levadas à campo, tornando um fator limitante para a consolidação do cultivo.

As sementes são o principal insumo na produção agrícola, sendo responsáveis pelo alcance da densidade populacional esperada e obtenção de produtividade satisfatória. A qualidade fisiológica é fator primordial na semente, pois determina o potencial de originar plântulas perfeitas e vigorosas (POPINIGIS, 1985). O teste padrão de germinação auxilia na determinação de qualidade em lotes de sementes e permite a obtenção de resultados comparáveis entre si (BRASIL, 2009). Ao fornecer condições ideais para que a semente exprima o seu máximo potencial germinativo, verifica-se que resultados obtidos no teste padrão de germinação nem sempre condizem com os obtidos em condições adversas de campo. Por esse fator, para uma informação mais completa e confiável da qualidade fisiológica das sementes, é necessária a realização de testes de vigor.

Existem disponíveis mais de 40 testes de vigor (MARCOS FILHO, 2011) e, dentre estes, um dos mais utilizados é o envelhecimento acelerado por apresentar resultados promissores na avaliação do potencial de armazenamento e emergência em campo (FREITAS; NASCIMENTO, 2006). Apesar da importância dos testes de germinação e envelhecimento acelerado, ainda não existem metodologias específicas para sementes de quinoa.

A elevada qualidade das sementes depende diretamente da sua maturação (CONDE; GARCIA, 1985). Com o estudo da maturidade fisiológica é possível planejar e estabelecer a melhor época de colheita, com a vantagem de encurtar o tempo de permanência das sementes

no campo, diminuindo sua exposição a intempéries climáticas, insetos e microrganismos (BARBEDO et al., 1994). Em quinoa, como as sementes são altamente sensíveis a temperatura e umidade, o estudo da maturidade traz benefícios não só na obtenção de sementes de melhor qualidade, como também no aproveitamento de áreas de plantio e programas de melhoramento.

A germinação e vigor são controlados geneticamente (PRETE; GUERRA, 1999), sendo possível obter genótipos que apresentem maior qualidade de sementes. Em programa de melhoramento, a diversidade genética é fundamental para se identificarem genótipos a serem utilizados em hibridações (CRUZ; REGAZZI; CARNEIRO, 2004). Genitores com alta qualidade fisiológica possuem maiores possibilidades de gerarem progênes de quinoa com alta qualidade de sementes.

Estudos da fenologia da planta, avaliações da qualidade fisiológica das sementes com metodologias adequadas para o teste de germinação e testes de vigor, como o envelhecimento acelerado, e estudos de maturidade fisiológica e de divergência genética são fundamentais para a estabilidade, sustentabilidade e produções satisfatórias de quinoa no Brasil. Baseado nessas premissas, este trabalho objetivou contribuir para a produção de quinoa com elevada qualidade fisiológica de sementes em ambiente tropical brasileiro.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 QUINOA

2.1.1 Origem e classificação botânica

A quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) é uma dicotiledônea anual da família Amaranthaceae, sub-família Chenopodioideae (WILSON, 1990). A nova revisão filogenética reuniu as famílias Amaranthaceae e Chenopodiaceae (ANGIOSPERM PHYLOGENY GROUP, 1998). A subfamília Chenopodioideae (MUJICA et al., 2001; YAZAR et al., 2014) inclui o gênero *Chenopodium*, com cerca de 150 espécies encontradas na América, Ásia e Europa (BAZILE; BALDRON, 2014), dentre as quais, além da quinoa, se destacam: *Chenopodium álbum* (ançarinha-branca), *Chenopodium ambosioides* (erva de santa maria) e *Chenopodium bonus-henricus* (ançarinha-bom-henrique).

Originária dos Andes, a quinoa tem sido produzida pelos habitantes nativos a mais de 5000 a.C. (ABUGOCH, 2009). A sua distribuição iniciava a partir de Narino na Colômbia indo até Salares no sul da Bolívia, abrangendo extensa área no Equador, Peru e Argentina (WILSON, 1990). Pela composição organo-mineral semelhante à dos cereais, a quinoa é referida como um “pseudocereal” (SPEHAR, 2002).

O cultivo da quinoa abrangeu a região andina, que, depois da conquista europeia, passou a ser cultivada com trigo e cevada. O cultivo da quinoa foi desencorajado pelos espanhóis, por seu uso em rituais religiosos na sociedade Inca, causando acentuado declínio. Contudo, a destruição das lavouras de cereais por secas prolongadas tornou a quinoa como opção por rusticidade e adaptabilidade às condições limitadas de solo e clima (CUSACK, 1984).

2.1.2 Composição nutricional e usos

O grão da quinoa é composto por, aproximadamente, 6,3% de lipídios, 16,5% de proteína, 3,8% de cinzas, 3,8% de fibra e 69% de carboidrato (KOZIOL, 1990). A *Food and Agriculture Organization* (FAO) afirma que dentre todos os outros grãos, a quinoa é a única que possui um equilíbrio ideal de aminoácidos, comparado à caseína, fração proteica do leite,

rica principalmente em lisina (5-8%) e metionina (2,4 - 5,1%), apresentando o maior conteúdo que a maioria dos cereais (SPEHAR; SOUZA, 1993; STIKIC et al., 2012).

Os grãos ainda são ricos em elementos minerais (K, Ca, P, Mn, Zn, Cu, Fe e Na), fibras dietéticas, vitamina C e E, e compostos fenólicos, preventivos de doenças, como alergia, inflamatórias e cardiovasculares (HAN; SHEN; LOU, 2007; DINI; TENORE; DINI, 2010). A quinoa foi selecionada pela *National Aeronautics and Space Administration* (NASA) para integrar a dieta dos astronautas em viagens espaciais (CAPERUTO; AMAYA-FARFAN; CAMARGO, 2001).

Devido a estes valores nutricionais, a quinoa é utilizada principalmente na alimentação de bebês, idosos e convalescentes, na forma de pães, massas, mingaus, através da farinha, e os grãos integrais podem ser cozidos e servidos como o arroz (KOZIOL, 1990). Vale ressaltar que a quinoa é livre de glúten, consistindo excelente alternativa para pacientes celíacos (SPEHAR; SANTOS, 2007).

A planta pode ser usada nas diversas fases do seu ciclo fenológico, tanto para o consumo animal quanto para o humano. No início do seu desenvolvimento, a parte superior pode ser colhida e consumida como espinafre. Quando inicia a diferenciação floral os botões podem ser cozidos e preparados de forma semelhante a brócolis. Com o avanço da fase reprodutiva, a planta pode ser triturada e usada como forragem aos animais domésticos; em variedades que apresentam ciclo tardio, o corte pode ser realizado antes da floração, para que haja rebrota e conseqüentemente produção de grãos (SPEHAR, 2007).

As folhas contêm uma grande quantidade de cinzas (3,3%), fibras (1,9%), nitratos (0,4%), vitaminas E e C, Na (289 mg 100⁻¹ g) e proteínas (27-30 g kg⁻¹) (BHARGAVA; SHUKLA; OHRI, 2006). Fitoquímicos presentes na folha de quinoa mostraram in vitro efeitos inibitórios sobre a proliferação de células de câncer de próstata (GAWLIK-DZIKI et al., 2013).

Em face aos inúmeros benefícios nutricionais, o ano de 2013 foi decretado pelas Nações Unidas como o Ano Internacional da Quinoa, que teve como principais objetivos a divulgação do seu potencial e de suas limitações para promover o seu cultivo e consumo, a fim de que esta se torne uma importante alternativa na segurança alimentar mundial, principalmente em países onde a população não tem acesso a fontes adequadas de proteínas (FAO, 2013a).

Na agricultura brasileira o cultivo da quinoa traz inúmeros benefícios: diversificação de cultivos, rompimento no ciclo de pragas e doenças associadas aos monocultivos, redução

no uso de insumos e cobertura dos solos no período de seca. Assim, a introdução da quinoa contribui para a sustentabilidade do sistema agrícola, com impacto favorável ao ambiente e à saúde humana (SPEHAR, 2006).

2.1.2.1 Saponinas

Um dos fatores que limitam a utilização direta dos grãos da quinoa é o sabor amargo encontrado em algumas variedades, causado pela presença de saponinas no pericarpo (RUALES; NAIR, 1993). As saponinas são fatores antinutricionais que podem causar o aumento da permeabilidade dos glóbulos vermelhos e, por conseguinte, perda da hemoglobina (TROISI et al., 2014).

Apesar de limitar o uso direto do grão, recentemente tem-se descoberto a utilização deste glicosídeo como anti-inflamatório, anticancerígeno, antibacteriano, antifúngicos e antivirais (TROISI et al., 2014). Na nutrição animal, em pequenas quantidades, previnem algumas doenças na articulação em cavalos e eliminam vermes e protozoários no trato digestivo de animais domésticos (CHEEKE, 2002). Em relação aos benefícios inerentes à própria planta, as saponinas podem atuar como inseticida e fungicida (QUIROGA et al., 2014).

As saponinas são solúveis em metanol e água, e produzem espumas estáveis em soluções aquosas (RUALES; NAIR, 1993). De acordo com a concentração, as variedades de quinoa são distinguidas em: doce, quando o conteúdo de saponina é menor que 0,11% ou amarga, com conteúdos maiores que este (KOZIOL, 1990). As saponinas influenciam na cor das sementes: as amargas são amarelas, enquanto que as doces são brancas (ROCHA, 2008).

Existem vários métodos para a remoção das saponinas, como o polimento dos grãos, lavagem com água, ou ainda por seleção de variedades de quinoa doce (JACOBSEN, 1997).

2.1.3 Adaptação e o cultivo no Brasil tropical

Na região Andina, a área de cultivo com quinoa se estende desde 2° latitude Norte na Colômbia até 40° latitude Sul no Chile, com a altitude variando do nível do mar até 4.000 metros (JACOBSEN; STOLEN, 1993). Os maiores produtores mundiais são o Peru e a Bolívia, com produções respectivas de 52.129 e 50.489 toneladas (FAOSTAT, 2014). Entretanto para atender a demanda cada vez mais crescente, a América do Norte, Europa,

Ásia, África e Austrália, iniciaram a produção, encorajados pela sua fácil adaptação em diferentes condições ambientais (FAO, 2013a).

A quinoa se desenvolve bem em uma ampla gama de ambientes, desde zonas frias e áridas até regiões tropicais úmidas (SPEHAR et al., 2014), apresentando elevada tolerância à seca, à salinidade dos solos e temperaturas baixas (JACOBSEN, 2003).

A resistência a ambientes estressantes se explica por uma série de modificações na planta: fisiológicas (fechamento rápido dos estômatos, alterações nas taxas fotossintéticas e respiratórias), morfológicas (redução no tamanho da planta), anatômicas (menor número e localização dos estômatos na face abaxial das folhas) e fenológica (floração reduzida) (MUJICA et al., 2010). Ademais, a presença natural de oxalato de cálcio nas folhas, contribui na retenção de umidade por mais tempo em épocas de seca (SPEHAR; SANTOS, 2002), neutralizando efeitos adversos.

Em ambientes tropicais, na ausência de geadas e com temperaturas favoráveis durante o ano, há possibilidade de semear quinoa em pelo menos três épocas, sendo vantajoso seu cultivo nos trópicos em relação às regiões de clima temperado. No Cerrado, por exemplo, a quinoa tem mais chances de se estabelecer, podendo ser cultivada em sucessão aos cultivos de verão, enquanto em climas temperados, competiria com cultivos na mesma época (SPEHAR, 2006).

No Brasil, a quinoa foi introduzida na década de 1990, como parte de projeto de pesquisa para diversificar os sistemas produtivos. As primeiras tentativas de adaptá-la ao cultivo se deram por seleção em populações híbridas, provenientes de Cambridge, Inglaterra, em 1988 (SPEHAR; SOUZA, 1993). Seleções de plantas individuais em campo foram embasadas na hipótese que os genótipos com ciclo tardio em latitudes elevadas (Cambridge, 52°12' N) seriam adaptáveis aos trópicos (Planaltina, DF, 15°36'S) (SPEHAR et al., 2014). A partir de então, graças aos esforços em pesquisas e programas de melhoramento desenvolvidos em parcerias pela Embrapa e Universidade de Brasília há mais de 20 anos, o cultivo da quinoa nos trópicos brasileiros tornou-se possível.

A obtenção de cultivares adaptadas com excelentes produtividades, como BRS Piabiru, com rendimento médio de grãos de aproximadamente 2,8t ha⁻¹ (SPEHAR; SANTOS, 2002; ROCHA, 2008) e a BRS Syetetuba, com 2,3 t ha¹ (SPEHAR et al., 2011), demonstra o potencial brasileiro para a produção deste pseudocereal. No entanto, pela considerável porosidade da camada externa (pericarpo) e conseqüente rápida germinação (PARSONS,

2012; MAKINEN; HAGER; ARENT, 2014), as sementes de quinoa podem em ambientes que forneçam alta umidade relativa apresentarem germinação em pré-colheita.

Nos Pampas úmidos da Argentina esse fenômeno é frequente (CECCATO, 2011) e já foi relatado como uma séria adversidade para o cultivo no Cerrado (SPEHAR, 2007). Os problemas são ainda mais sérios no Brasil comparado a Argentina, país de clima temperado, pois em nossas condições, a alta umidade é associada a elevadas temperaturas, fazendo com que as sementes deteriorarem-se rapidamente nos campos e nos armazéns, fator limitante para o cultivo comercial (SOUZA, 2013; SPEHAR et al., 2014). Desta forma, estudos relacionados à maturação fisiológica de sementes e a descrição de fases fenológicas do cultivo da quinoa em ambientes tropicais são fundamentais na solução desta adversidade, pois são por meio destes que se determina o momento ideal para práticas culturais, principalmente em relação à época ideal de colheita.

2.1.4 Características morfológicas da planta

A quinoa é espécie anual, com altura de plantas variando entre 0,2 a 3,0 metros (JACOBSEN; STOLEN, 1993). O caule é ereto e pode ou não ser ramificado, o que vai depender do genótipo, densidade de semeadura e das condições do meio de cultivo. Apresenta formato circular na zona próxima a raiz e angular na altura das ramificações e folhas (TAPIA, 1990; MUJICA, 1992; FAO, 2011). Sua coloração na maturação é variada, podendo ser branco, roxo, vermelho, rosado, amarelo, laranja, marrom, cinza, preto ou verde. Pode ou não apresentar estrias de cor verde, amarela, vermelha ou roxa (FAO, 2013b).

As folhas são alternadas e altamente polimórficas dentro de uma única planta. As basais são grandes e de formato romboidal, com borda inteira, dentada ou serrada (FAO, 2013b). As superiores são lanceoladas e localizadas próximas às panículas. Apresentam oxalato de cálcio, higroscópico que reduz a transpiração (JENSEN et al., 2000). O sistema radicular é formado por raiz pivotante, vigorosa e bastante ramificada. Em solos com baixa disponibilidade hídrica alcançam até 1,80 cm de profundidade (MUJICA et al., 2001).

A inflorescência (panícula) varia entre 15-70 cm de comprimento, onde há um eixo principal do qual surgem os ramos secundários e terciários (BHARGAVA; SHUKLA; OHRI, 2006). Existem dois tipos de inflorescência: amarantiforme e glomerulada. Nas amarantiformes os glomérulos se inserem diretamente nos eixos secundários e nas glomeruladas nos eixos terciários (BERTERO; MEDAN; HALL, 1996). Nas glomeruladas as

inflorescências formam grupos compactos e esféricos, com pedicelos curtos e muito juntos. Em ambos os tipos, as inflorescências podem ser laxas ou compactas, que é determinada pela distância entre os eixos secundários e pedicelos, sendo compacta quando ambos são curtos (ROJAS et al., 2014).

As flores que compõe as inflorescências são muito pequenas e densas e podem ser hermafroditas, femininas ou macho estéreis (BONIFÁCIO et al., 2014). A quinoa é uma espécie ginomonoica, ou seja, flores femininas e hemarofroditas estão presentes na mesma planta. As flores hermafroditas variam em tamanho entre 2 a 5 mm, e consistem de cinco lóbulos periantais, cinco anteras e um ovário súpero, com dois ou três estigmas (BHARGAVA; SHUKLA; OHRI, 2006). As flores femininas, que são de 1-3 mm, contêm somente um perigônio e um pistilo (JACOBSEN; STOLEN, 1993).

Os frutos são botanicamente classificados como aquênios, com uma única semente envolvida por um pericarpo seco e indeiscente (BURRIEZA; LOPEZ-FERNANDEZ; MALDONADO, 2014). Em quinoa o pericarpo é muito fino, sendo formado por duas camadas de células mortas. A camada externa é constituída por células grandes e papilosas, e a interna é descontínua, formada por células tangencialmente alongadas (PREGO; MALDONADO; OTEGUI, 1998). Quando maduros, os aquênios podem estar cobertos pelo perigônio, que são formados pelo fechamento das cinco sépalas das flores (HANCCO, 2003).

Neste trabalho os aquênios serão referidos como sinônimos de sementes, sendo funcionalmente análogos (FENNER, 1983).

2.1.5 Sementes

2.1.5.1 Estrutura

As sementes de quinoa podem ter a forma cilíndrica, cônica, elipsoidal ou lenticular (ROJAS et al., 2014), e são consideradas grandes quando possuem diâmetro maior que 2 mm, médias com diâmetro entre 1,8 e 1,9 e pequenas quando são menores que 1,7 mm (HANCCO, 2003). O peso de mil sementes varia de 1,9 a 4,3 g, em função do genótipo e condições ambientais (ALVAREZ; PAVÓN; RÜTTE, 1990). As cultivares BRS Piabiru e BRS Syetetuba possuem peso de 2,42 e 2,90 g 1000⁻¹, respectivamente (SPEHAR; SANTOS, 2002; SPEHAR et al., 2011).

As principais estruturas anatômicas que constituem as sementes de quinoa são o tegumento, o embrião, o endosperma e o perisperma (PREGO; MALDONADO; OTEGUI, 1998). A cor do pericarpo pode ser branca, creme, amarela, laranja, vermelha, rosa, roxo, marrom, cinza e preta. Entretanto, se o pericarpo se desprender do fruto a cor observada é a do tegumento, podendo ser branco, creme, vermelho, marrom, cinza ou preto. A intensidade da cor pode diminuir no processo de secagem dos grãos durante a maturação (FAO, 2016).

O tegumento é constituído pela testa, formada pela endo e exotesta, e pelo tegmen, com uma ou duas camadas. Durante o desenvolvimento da semente a endotesta e ambas as camadas do tegmen são quase que completamente consumidas. A exotesta amplia e desenvolve suas paredes tangenciais, permanecendo intacta até a germinação (BURRIEZA et al., 2014).

O embrião é curvo e periférico, e envolve todo o perisperma (BURRIEZA et al., 2014). É formado pelo eixo hipocótilo-radícula e por dois cotilédones, constituindo 30% do peso da semente, enquanto que nos cereais corresponde a apenas 1%. Este é o principal fator responsável pelo alto valor nutritivo das sementes, visto ser este o órgão que armazena lipídeos, proteínas e minerais (PREGO; MALDONADO; OTEGUI, 1998; HANCCO, 2003).

As sementes de quinoa são perispérmicas, com um endosperma envolvendo a região micropilar (MAKINEN; HAGER; ARENT, 2014). O endosperma é constituído de uma a duas camadas de tecido celular e armazena basicamente os mesmos nutrientes que o embrião, no entanto em quantidades bem menores que este (BURRIEZA; LOPEZ-FERNANDEZ; MALDONADO, 2014; PREGO; MALDONADO; OTEGUI, 1998). O perisperma ocupa todo centro da semente, consistindo no principal tecido de armazenamento, sendo formado por células grandes e mortas, de paredes finas, cheias de grãos de amido. É originário do restante do nucelo que persistiu após o desenvolvimento embrionário. Durante o desenvolvimento da semente, o perisperma aumenta cerca de cinco vezes o seu tamanho na antese (LÓPEZ-FERNANDEZ; MALDONADO, 2013).

2.1.5.2 Fisiologia

A considerável porosidade da camada externa das sementes de quinoa faz com que estas embebam rapidamente a água do meio (SPEHAR, 2007), e germinem em um curto período, apresentando protrusão radicular entre seis a dez horas após o contato com a água (MAKINEN; HAGER; ARENT, 2014). A rápida germinação, menos de 24 horas, é uma

característica encontrada nas sementes de habitat estressantes, sendo a maioria delas pertencentes à família Amaranthaceae. Essa é uma característica favorável para que estas plantas sobrevivam nestes locais (PARSONS, 2012).

A germinação em pré-colheita é um fenômeno frequente em diversas regiões do mundo e ocasiona perdas econômicas devido a reduções no rendimento e inviabiliza as sementes colhidas, podendo chegar a perdas totais (CECCATO et al., 2014).

Há milhares de anos, quando a quinoa deixou de ser uma espécie selvagem e se tornou domesticada, houve uma diminuição da espessura do tegumento, e conseqüentemente, as sementes perderam a dormência (TAPIA, 1997; PLANELLA; LOPÉZ; BRUNO, 2014). Entretanto, os acessos 2-Want e Chadmo (originários do Chile e da Bolívia, respectivamente) nas condições climáticas dos Pampas Argentinos, apresentaram níveis variáveis de dormência na colheita, mas o armazenamento em temperaturas elevadas (25 °C) e perfurações no tegumento ocasionam a sua perda (CECCATO, 2011).

Além de embeberem água rapidamente, as sementes são muito sensíveis a variações de temperatura, estando relacionada diretamente ao processo de deterioração. Souza et al. (2016) avaliando a germinação e o vigor de sementes de quinoa acondicionadas em embalagens impermeável, semipermeável e permeável, verificou que sementes armazenadas em ambiente natural perderam rapidamente sua qualidade fisiológica. Entretanto, a 4 °C, as sementes, em embalagem impermeável, continuaram vigorosas após o período de armazenagem. Bois et al. (2006), constataram que a 2 °C as sementes de quinoa germinaram em 65 horas, enquanto a 20 °C em apenas 10 horas de embebição. Portanto, em ambientes tropicais as sementes de quinoa podem deteriorar-se ou germinarem na panícula mais rápido do que ocorre em ambiente de clima temperado.

Assim, torna-se evidente a necessidade de estudos que demonstrem o momento em que as sementes atinjam a maturidade fisiológica em ambientes tropicais, para, associados a estudos sobre a fenologia da planta, haja a possibilidade do planejamento do cultivo para que a colheita ocorra em época adequada e desta forma evitar a deterioração das sementes no campo.

2.2 FENOLOGIA E ESCALA BBCH

A definição das fases de crescimento e desenvolvimento das plantas sempre teve significativo interesse na pesquisa. Em 750 d.C. os chineses registravam o período em que a

cerejeira iniciava seu florescimento, e, desde 1736, os dados fenológicos têm sido documentados por sucessivas gerações (LARCHER, 2000). Atualmente, o conhecimento fenológico de uma cultura é fundamental no planejamento de práticas culturais, como a época de colheita, aplicações de herbicidas e fertilizantes, manejo de pragas, doenças e irrigação (WISE et al., 2011).

A fenologia, do grego *phainein*, exibir, surgir ou tornar-se visível, estuda as mudanças externas visíveis das plantas durante o seu desenvolvimento vegetativo e reprodutivo (MUJICA et al., 1998). No estudo da fenologia são determinados os estádios fenológicos, transformações que ocorrem nos processos de crescimento e desenvolvimento das plantas, como a germinação, brotação, florescimento e maturação, e o conjunto desses estádios é definido como escala fenológica.

Escala fenológicas têm sido elaboradas para cultivos anuais como milho (HANWAY, 1966), soja (FEHR et al., 1971) e algodão (EISNER; SMITH; OWEN, 1979), dividindo o crescimento e o desenvolvimento das plantas em duas fases principais: vegetativa e reprodutiva, sendo codificadas por V e R, respectivamente. Dentro de cada fase são designadas subseções, com o objetivo de definir melhor cada fase, com a utilização de números ou letras para designar cada subseção.

A desvantagem desse tipo de escala, com combinações de letras e números, é a sua impropriedade na análise comparativa dos dados (MUNGER et al., 1998). Cada espécie possui codificações diferentes para os estádios fenológico, havendo dificuldades de interpretações. Buscou-se estabelecer um sistema numérico com padronização na descrição de estádios homólogos para culturas diferentes, com a utilização dos mesmos códigos (BERTO, 2009).

Em 1988 um grupo composto por cientistas do *German Federal Biological Research, Centre for Agriculture and Forestry (BBA)*, a *Federal Variety Authority - Budessortnamant (BSA)* e a *German National Association of Manufacturer of Agrochemical Products (IVA)*, desenvolveram um sistema de codificação unificada para descrever estádios fenológicos de mono e dicotiledôneas, denominado de escala BBCH (*Biologische Bundesanstalt, Bundessortenamt and Chemical Industry*) (MUNGER et al., 1998). Com abordagem precisa e simplificada permite a identificação de estádios fenológicos, onde o mesmo código é aplicado ao mesmo estágio, em plantas de diferentes espécies (FLEMMER; FRANCHINI; LINDSTROM, 2014).

A escala BBCH divide todo o ciclo de crescimento da planta em 10 fases de desenvolvimento principais, claramente distinguíveis, sendo codificados de 0-9 em ordem crescente. Cada fase principal é subdividida em fases secundárias que também são enumeradas de 0-9. Para a descrição de uma determinada fase secundária há várias definições, caso a formulação única de um texto não tenha sido possível, tendo em vista que, naturalmente, possam ocorrer diferenças no decorrer do desenvolvimento dos diversos grupos de culturas e ervas daninhas (BLEIHOLDER et al., 1991).

As fases principais são mais duradoras que as secundárias, no decorrer do desenvolvimento da planta. A combinação dos números do estágio principal e estágio secundário resultam em um código de dois dígitos (MEIER, 2001). Para algumas culturas houve a necessidade do acréscimo de mais um dígito, levando a subdivisão mais detalhada, denominando então “extended BBCH-scale” (FINN et al., 2007).

Segundo Hack (1992 *apud* Meier et al. 1992) alguns princípios básicos devem ser considerados na Escala BBCH:

- “A escala geral é a base para todas as espécies, elaborando-se escalas individuais a partir dela. A escala geral pode ser aplicada naquelas espécies para as quais não existe uma escala individual”.
- “O mesmo estágio fenológico de diferentes espécies deverá ter o mesmo código”.
- “Para cada código, a descrição é conhecida, e para alguns importantes estádios, se incluem desenhos”.
- “Para a descrição dos estádios fenológicos de desenvolvimento, se utilizam características externas claramente reconhecíveis”.
- “Como regra geral, só se leva em consideração o desenvolvimento da haste principal”.
- “A avaliação é feita individualmente com base em algumas plantas representativas do conjunto da espécie”.
- “Para indicar os tamanhos específicos das espécies e/ou variedades durante seu desenvolvimento, devem-se utilizar tamanhos relativos em relação ao tamanho final a se esperar”.
- “Os estádios secundários 0 a 9 correspondem o respectivo número ordinal ou valor percentual. Por exemplo, o estágio 3 pode representar: terceira folha verdadeira, terceiro broto, terceiro nó, 30% do tamanho final típico da espécie ou 30% das flores abertas”.
- “Tratamentos de pós-colheita ou armazenamento se incluem sob o código 99”.
- “Tratamentos das sementes anteriores à sementeira se incluem sob o código 00”. (HANCK, 1992 *apud* MEIER et al., 1992, p.6).

A utilização da escala BBCH para a descrição de estádios fenológicos tem sido amplamente aceita para diversas espécies entre as quais estão a soja (MUNGER et al., 1997), cereais, feijão e girassol (LANCASHIRE et al., 1991), beterraba (MEIER et al., 1993), videira (LORENZ et al., 1994), aspargo (FELLER et al., 2011), cártamo (FLEMMER; FRANCHINI; LINDSTRÖM, 2014), cerejeira (FADON; HERRERO; RODRIGO, 2015) e pera-nashi (MARTÍNEZ-NICOLÁS et al., 2016).

Em quinoa, Flores 1977 *apud* Bertero, 2014, definiu quatro estádios de desenvolvimento: emergência, surgimento do primeiro par de folhas verdadeiras, surgimento da inflorescência e antese. Mujica et al. (1998) descrevem 12 fases fenológicas: emergência, duas folhas verdadeiras, quatro folhas verdadeiras, seis folhas verdadeiras, ramificação, início da emissão da panícula, formação da panícula, floração, grão leitoso e grão pastoso. Jacobsen e Stolen (1993) propuseram uma escala de desenvolvimento da fase reprodutiva mais detalhada, incluindo 21 estádios, sendo os principais a formação do botão floral, antese, queda das flores (deiscência floral), produção de sementes e maturidade, descrevendo nos estádios intermediários o momento em que se alcança certo tamanho da inflorescência, porcentagem de florescimento e porcentagem de produção de sementes, atribuindo a cada fase uma numeração (0 a 21). Posteriormente, Bertero, King e Hall (1999) dividiram o intervalo entre a emergência e antese das plantas em fase vegetativa (da emergência ao início do florescimento, Vg) e fases reprodutivas (Rp), com três subfases: Rp1, iniciação floral até o fim da iniciação dos primórdios foliares na haste principal, quando o ápice torna-se um florescimento terminal; Rp2, a partir do fim de Rp1 até a diferenciação dos ramos estigmáticos no florescimento terminal do eixo principal (coincidindo com a conclusão da diferenciação de todos os órgãos em flores no florescimento terminal); e Rp3, do fim de Rp2 para antese.

Bertero (2014) afirma que a falta de precisão na descrição dos estádios de diferentes escalas dificulta estabelecer analogias, ou seja, não se pode afirmar que a aparição da inflorescência (FLORES, 1977 *apud* Bertero, 2014) e formação da panícula (JACOBSEN; STOLEN, 1993) correspondam ao mesmo evento. Por isso uma escala fenológica padrão estabelecida de acordo com os critérios adotados pela BBCH são cruciais para a elucidação deste problema, além de facilitar a adoção de práticas culturais em qualquer ambiente de cultivo.

2.3 QUALIDADE FISIOLÓGICA DE SEMENTES

Para o estabelecimento e sucesso de um cultivo o uso de sementes de qualidade é fundamental, visto que os avanços genéticos só chegam ao campo por meio dela, sendo a responsável pelo alcance do estande ideal e conseqüentemente da alta produtividade.

A qualidade de sementes consiste no conjunto de atributos genéticos, físicos, sanitários e fisiológicos que influenciam na capacidade de um lote originar um estande

uniforme, constituído de plantas vigorosas e representativas da cultivar. A qualidade fisiológica merece significativo destaque, pois é a responsável pela capacidade potencial da semente em originar uma plântula perfeita e vigorosa, sendo avaliada diretamente pela germinação e vigor (POPINIGIS, 1985).

2.3.1 Germinação

A germinação é uma sequência ordenada de eventos metabólicos, ocasionados pela reativação do crescimento do embrião, resultando na ruptura da cobertura da semente (tegumento) e na emergência da plântula (COPELAND; McDONALD, 1995). Do ponto de vista botânico a germinação de sementes é um fenômeno biológico que consiste na retomada do crescimento do eixo embrionário, culminado com o rompimento do tegumento pela radícula. Para os tecnologistas de sementes, germinação tem sido considerada quando as plântulas apresentam tamanho suficiente para avaliação da normalidade de suas partes e a sua possibilidade de sobrevivência (LABORIAU, 1983).

O processo de germinação é constituído por três fases. Na Fase I, denominada de embebição, a absorção de água pela semente é relativamente rápida, dirigido pelo gradiente de potencial hídrico entre a semente e o ambiente. Esta fase marca o início da transformação das substâncias de reserva mais simples, de modo a garantir energia e nutrientes necessários à retomada do crescimento do embrião. Na Fase II, ocorre a quebra de compostos de reservas maiores e transporte ativo do tecido de reserva para o tecido meristemático. Apesar de receber nutrientes, o eixo embrionário não cresce. Na Fase III ocorre a reorganização das substâncias para formar o citoplasma, o protoplasma e as paredes celulares, resultando em rápida absorção de água do meio e o crescimento radicular, a chamada germinação visível (BEWLEY; BLACK, 1994; MARCOS FILHO, 2015).

A germinação é o primeiro atributo da qualidade fisiológica a ser considerado em um lote de sementes. O teste de germinação representa a capacidade da semente em originar uma plântula normal em condições favoráveis (BRASIL, 1999). No Brasil, para a realização do teste, é necessário seguir procedimento padrão de acordo com as Regras para Análise de Sementes (RAS), do Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento (MAPA), normatizando a análise de sementes. A germinação deve seguir protocolos para cada espécie para permitir comparação de resultados de diferentes amostras. Para sementes de quinoa, entretanto, ainda não existem recomendações de metodologia para o teste.

A germinação das sementes é influenciada pelas diferentes temperaturas e substratos, que são componentes básicos do teste de germinação. Por isso, o conhecimento da influência desses componentes na germinação de cada espécie é de fundamental importância (MONDO et al., 2008).

A temperatura afeta a velocidade, a porcentagem e a uniformidade de germinação (CARVALHO; NAKAGAWA, 2012) e o seu efeito pode ser descrito por temperaturas cardinais (mínima, ótima e máxima). Na temperatura ótima a semente expressa seu potencial máximo de germinação no menor tempo possível, nas temperaturas mínima e máxima, respectivamente abaixo e acima, a germinação não ocorre (BEWLEY; BLACK, 1994; CARVALHO; NAKAGAWA, 2012). Existem espécies que possuem sementes que germinam melhor no regime de temperatura constante, enquanto outras requerem temperaturas alternadas para expressar o potencial máximo de germinação (CASTELLANI et al., 2009).

O substrato influencia o processo germinativo em função da capacidade de retenção de água, aeração, estrutura, propensão à infestação de patógenos e superfície de contato (NASCIMENTO et al., 2003). Desta forma, a escolha do substrato deve ser realizada de acordo com o tamanho da semente, sua exigência quanto ao suprimento de água e luminosidade e a facilidade que este oferece para o desenvolvimento, avaliação e contagem das plântulas (BRASIL, 2009).

O resultado do teste de germinação, realizado em condições ideais, nem sempre é preciso para prever o comportamento das sementes no armazenamento e em condições adversas de campo (McDONALD, 1993). Por isso, para análise confiável da qualidade fisiológica de sementes é necessário complementar as informações com testes de vigor.

2.3.2 Vigor

Vigor, definido pela *Association of Official Seed Analysts* (AOSA, 2009), reflete a manifestação de um conjunto de propriedades das sementes, determinando o seu potencial para emergência rápida e uniforme, com desenvolvimento de plântulas normais em amplas condições ambientais. Para a *International Seed Testing Association* (ISTA, 1995), vigor é a soma das propriedades que determinam o nível potencial de atividade e desempenho das sementes, durante a germinação e emergência de plântulas. O objetivo primordial dos testes de vigor é a identificação de diferenças importantes na qualidade fisiológica de lotes que apresentam poder germinativo semelhante (MARCOS-FILHO, 2015).

Para a determinação do vigor não existe um único teste padronizado, seja ele germinativo, fisiológico ou bioquímico, que seja apropriado para todas as espécies (HAMPTON; TEKRONY, 1995). Por isso, e por medirem diferentes aspectos das sementes, recomenda-se que o vigor seja avaliado por dois ou mais testes diferentes (MARCOS-FILHO, 2015).

Segundo Marcos-Filho (2011) existem disponíveis mais de 40 testes de vigor, e a preferência deve ser dada para os métodos acessíveis, que permitam obtenção rápida de resultados associados à emergência de plântulas em campo. Os testes de primeira contagem, índice de velocidade de emergência, comprimento de plântulas e envelhecimento acelerado atendem esses requisitos.

O teste de primeira contagem avalia indiretamente a velocidade do processo de germinação. Quanto mais vigoroso for um lote de sementes, menor tempo será necessário para que estas originem plântulas normais (NAKAGAWA, 1999). O índice de velocidade de germinação parte do mesmo princípio, com avaliações diárias e no mesmo horário. Sementes que germinam mais rapidamente são mais eficientes na competição de recursos do meio (NAKAGAWA, 1999).

O comprimento de plântulas associa sementes vigorosas com plântulas apresentando maior taxa de crescimento, por transformação e translocação das reservas dos tecidos de armazenamento para o crescimento do eixo embrionário (DAN et al., 1987). A ISTA e a AOSA sugerem o teste de comprimento de plântulas para incrementar informações de vigor, por apresentar vantagens de não serem caros, não necessitar de equipamentos especiais e por não demandar treinamento específico para a realização do teste (AOSA, 2009).

O teste de envelhecimento acelerado para se tornar reproduzível e apresentar resultados confiáveis, necessita adequação e padronização de metodologias para cada espécie. Considerando que não há metodologia para determinar o vigor em sementes de quinoa, torna-se necessário verificar os fatores que influenciariam os resultados (temperatura, solução e tempo de embebição), para tornar possível a sua utilização na avaliação da qualidade fisiológica.

2.3.2.1 Envelhecimento acelerado

Dentre os testes de vigor, o envelhecimento acelerado é um dos mais estudados e recomendados para sementes de espécies cultivadas (RODO; PANOBIANCO; MARCOS

FILHO, 2000). Inicialmente desenvolvido para avaliar o potencial de armazenamento das sementes (DELOUCHE; BASKIN, 1973), têm sido amplamente utilizado para verificar a eficiência na avaliação do potencial de emergência em campo em diversas culturas (FREITAS; NASCIMENTO, 2006).

O fundamento deste teste é que a taxa de deterioração das sementes aumenta consideravelmente quando submetidas a altas temperaturas e umidade relativa. Logo, sementes mais vigorosas resistem melhor a esses fatores estressantes e apresentam maior longevidade e emergência em campo (MARCOS-FILHO, 1999).

Apesar das vantagens, o teste de envelhecimento acelerado tem sido limitado ao uso em espécies que possuem sementes grandes. Para sementes pequenas e que apresentam rápida absorção, como as de quinoa, podem ocorrer diferenças no teor de água das amostras, afetando os resultados do teste (POWELL, 1995). A utilização de soluções saturadas de sais (NaCl-76%UR, KCl-87%UR ou NaBr-55%) pode ser alternativa, visando reduzir a umidade relativa do ar no interior das câmaras individuais e retardando a absorção de água pelas sementes. Esta metodologia, denominada de teste de envelhecimento acelerado com uso de soluções saturadas de sal (Saturated Salt Accelerated Aging – SSAA) foi proposto por Jianhua e McDonald (1996) que trabalhando com sementes de *Impatiens walleriana* Hook, verificaram eficiência da solução salina no controle da absorção de água pelas sementes e na avaliação do vigor (RODO; PANOBIANCO; MARCOS FILHO, 2000).

2.4 MATURIDADE FISIOLÓGICA DE SEMENTES

Para a produção de sementes de elevada qualidade, a completa maturação das sementes é um fator imprescindível (CONDÉ; GARCIA, 1988). Com o estudo da maturidade fisiológica é possível planejar e estabelecer a época de colheita, encurtando o tempo de permanência das sementes no campo e diminuindo sua exposição a variações climáticas, insetos e microrganismos (BARBEDO et al., 1994). Em quinoa, o estudo da maturidade traz benefícios não só na obtenção de sementes de melhor qualidade, como também no aproveitamento de áreas de plantio e em seleção de genótipos.

Logo após a fertilização iniciam-se modificações morfológicas, fisiológicas e bioquímicas, que culminam com a formação da semente madura (CARVALHO; NAKAGAWA, 2000). Na maturidade fisiológica a semente atinge os valores máximos de massa seca, poder germinativo e, normalmente, vigor e, decréscimo no teor de água,

apresentando alterações visíveis no aspecto externo de frutos e sementes (POPINIGIS, 1985; CARVALHO; NAKAGAWA, 2012; MARCOS-FILHO, 2015).

O acúmulo de massa seca tem sido relatado como índice de maturação e o seu valor máximo, geralmente, coincide com a máxima capacidade de germinação e, normalmente, vigor (POPINIGIS, 1985; CARVALHO; NAKAGAWA, 2012). Entretanto, estudos com milho (KAMESWARA et al., 1991), cevada (PIETA-FILHO; ELLIS 1991), arroz (ELLIS; HONG; JACKSON, 1993), milho doce (ARAÚJO et al., 2006), colza (GHASEMI-GOLEZANI et al., 2011) e tomate (BERRY; BEWLEY, 1991), demonstraram não haver coincidência entre acúmulo de massa seca e germinação e vigor.

O período de maturidade fisiológica pode variar em função da espécie, bem como de cultivar e variações do ambiente. Por isso, se faz necessário estabelecer parâmetros para definição da época de colheita, os índices de maturação (PIÑA-RODRIGUES; AGUIAR, 1993). Estes índices são determinados por marcação das flores na antese e coleta periódica de sementes. Anotam-se as modificações morfológicas e fisiológicas que ocorrem durante todo o processo, através da determinação da variação do tamanho, massa seca e do teor de água, além de avaliações da germinação e vigor (AGUIAR; PIÑA-RODRIGUES; FIGLIOLIA, 1993).

2.5 PARÂMETROS GENÉTICOS PARA QUALIDADE FISIOLÓGICA DAS SEMENTES

Germinação, emergência e vigor são produto de fatores genéticos, ambientais e suas interações (PRETE; GUERRA, 1999). Embora a influência do ambiente tenha sido extensivamente estudada (SINNIAH; ELLIS; JOHN, 1998), os componentes genéticos são menos compreendidos e documentados. No entanto, os relatos sobre os efeitos genéticos relacionados à qualidade fisiológica de sementes mostram que é possível obter ganhos genéticos, como os mostrados a seguir em diversas culturas.

Em cenouras longevidade e vigor estão condicionados por fatores genéticos, existindo diferenças entre genótipos (SILVA; VIEIRA; NASCIMENTO, 2011; MARTINS; SILVA; MACHADO, 2013).

Gairola et al. (2011) e Saeid (2008) encontraram herdabilidade significativa para vigor e emergência em campo em linhaça e germinação em pinhão-manso, respectivamente. Esses caracteres podem ser utilizados em melhoramento para qualidade de sementes. Efeito da

heterose na qualidade fisiológica foi relatado por Gomes et al. (2000) em sementes de milho e, Reis et al. (2011), em sementes de milho doce.

Alexandre et al. (2004) estudando seis genótipos de maracujá, verificaram que a porcentagem de germinação e o índice de velocidade de emergência foram influenciados pelos genótipo.

Para ambientes tropicais com altas temperaturas, testes de vigor foram eficientes como estratégias para obtenção de sementes com qualidade fisiológica, como o envelhecimento acelerado em soja (KRZYZANOWSKI, 1998) e nabo forrageiro (OLIVEIRA et al., 2014); e os de germinação e primeira contagem em cenoura (SILVA; VIEIRA; NASCIMENTO, 2011).

Munir et al. (2011) avaliaram 25 genótipos de quinoa, obtidos nos Estados Unidos, quanto a germinação e o vigor. Encontraram diferenças significativas, agrupando os genótipos em viáveis e vigorosos e os com desempenho insatisfatório. Maior variação genotípica e herdabilidade foram observadas para germinação e comprimento da radícula e hipocótilo, consistindo em caracteres estáveis para a seleção em germoplasma de quinoa. Baseado nessas premissas há a possibilidade de ganho genético para qualidade de sementes de quinoa.

2.6 DIVERGÊNCIA GENÉTICA COM BASE NA QUALIDADE FISIOLÓGICA DE SEMENTES

Na fase inicial do melhoramento genético, a divergência é um dos parâmetros mais utilizados na seleção. Permite identificar genitores que em cruzamentos futuros possam contribuir com alelos favoráveis, proporcionando maior segregação e recombinação (CRUZ; REGAZZI; CARNEIRO, 2004).

A divergência genética tem sido avaliada visando à predição de recombinantes desejáveis. Dentre as técnicas biométricas tem-se utilizado análises dialélicas. Nestas a contribuição de cada genitor é avaliada em todas as combinações possíveis, requerendo grande número de cruzamentos, tornando-se limitada pelo número de genitores. A predição dispensa obtenção de híbridos, ou seja, podem ser realizados antes de qualquer cruzamento, permitindo assim que os melhoristas se concentrem em cruzamentos promissores (CRUZ; REGAZZI; CARNEIRO, 2004).

Os métodos preditivos se baseiam em diferenças morfológicas, fisiológicas ou moleculares apresentadas pelos genitores na avaliação da divergência, sendo contrastadas por

dissimilaridade ou similaridade (SUNDRÉ et al., 2005). O método mais utilizado de análise multivariada é a distância generalizada de Mahalanobis (D^2). Esta considera as variâncias e covariâncias residuais existentes entre as características mensuradas, sendo realizada a partir de experimentos com repetições (CRUZ; REGAZZI; CARNEIRO, 2004; AMORIM et al., 2007).

O número de estimativas obtidas pelas medidas de dissimilaridade é muito elevado, sendo por isso impossível a análise visual de grupos homogêneos. Por essa razão utilizam-se métodos de agrupamentos (CRUZ; CARNEIRO, 2006).

Os métodos de agrupamentos procuram discriminar geneticamente os indivíduos, permitindo separá-los por um conjunto de caracteres inerentes a cada indivíduo classificando-os, de forma que exista homogeneidade dentro do grupo e heterogeneidade entre grupos (CRUZ, 1990). Os métodos de agrupamentos podem ser divididos em hierárquicos e de otimização.

Nos métodos hierárquicos, os indivíduos são agrupados em níveis até a obtenção de dendograma, sem definir número ótimo de grupos. Neste destaca-se o método denominado UPGMA (*Unweighted Pair-Group Method Using Arithmetic Average*), com agrupamento de indivíduos aos pares, utilizando médias aritméticas das medidas de dissimilaridade, evitando-se valores extremos entre os genótipos considerados (CRUZ; REGAZZI; CARNEIRO, 2004).

Nos métodos de otimização os grupos são estabelecidos por critério de agrupamento que difere dos métodos hierárquicos, pois os grupos formados são mutuamente exclusivos por minimização de uma medida pré-estabelecida (CRUZ; CARNEIRO, 2006). Um dos métodos mais utilizados na análise genética é o de Tocher. Este método pré-estabelece que as distâncias dentro de cada grupo devem ser menores que as distâncias médias entre grupos. A partir da matriz de dissimilaridade é identificado o par de progenitores mais similar, o qual formará o grupo inicial (CRUZ; REGAZZI; CARNEIRO, 2004).

A diversidade genética pode ser avaliada precocemente em programas de seleção através da qualidade fisiológica das sementes, com o uso de teste de vigor e viabilidade (DIAS; MARCOS-FILHO, 1995). Estudos em diferentes culturas vêm demonstrando que métodos preditivos têm sido eficientes no estudo da diversidade genética, com base na qualidade de sementes.

Em soja, Santos et al. (2012) utilizando a técnica de agrupamento de Tocher, fundamentada na distância generalizada de Mahalanobis, verificaram a variabilidade genética

entre 65 genótipos, sendo que a massa de 100 sementes, primeira contagem de emergência em campo e viabilidade das sementes contribuíram com 69% da divergência genética encontrada.

Em maracujá amarelo, Negreiros et al. (2008), identificaram divergência genética em 24 populações, utilizando o método de Tocher, com base na distância D^2 , e variáveis canônicas. Dentre as características avaliadas (porcentagem de germinação, índice de velocidade de emergência, porcentagem de sobrevivência de plântulas após a germinação, altura das plântulas, comprimento de raiz, número de folhas e a massa seca total das plântulas), as que mais contribuíram para a divergência foram a porcentagem de germinação, número de folhas e índice de velocidade de emergência.

Cardoso et al. (2009) utilizando D^2 , UPGMA e variáveis canônicas, constataram elevada divergência genética para atributos relacionados a qualidade de sementes ao analisar 30 acessos de mamoeiro, servindo como um subsídio à escolha de genitores para a obtenção de genótipos superiores em relação à qualidade de sementes.

3. REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICAS

ABUGOCH, L. E. Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.): Composition, chemistry, nutritional and functional properties. **Advances in Food and Nutrition Research**, v. 58, p. 1-31, 2009.

AGUIAR, I.B.; PIÑA-RODRIGUES, F.C.M.; FIGLIOLIA, M.B. **Sementes florestais tropicais**. Brasília: ABRATES, 1993. 350p.

ALEXANDRE, R.S.; WAGNER, A.J.; NEGREIROS, J.R.S.; PARIZZOTTO, A.; BRUCKNER, C.H. Germinação de sementes de genótipos de maracujazeiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.39, n.12, p.1239-1245, 2004.

ALVAREZ, M.; PAVÓN, J.; VON RÜTTE, S. Caracterización In: CH. WAHLI (Ed.). **Quinoa: hacia su cultivo comercial**. Quito: Latinreco S.A., p. 5-30, 1990.

ALVES, L. F.; ROCHA, M. S.; GOMES, C. C. F. Avaliação da qualidade proteica da Quinoa Real (*Chenopodium quinoa* Willd.) através de métodos biológicos. **e-scientia**, v.1, n.1, 2008.

AMORIM, E.P.; RAMOS, N.P.; UNGARO, M.R.G.; KIIH, T.A.M. Divergência genética em genótipos de girassol. **Ciência e Agrotecnologia**, v.31, n.6, p.1637-1644, 2007.

APG.ANGIOSPERM PHYLOGENY GROUP. An ordinal classification for the families of flowering plants. **Annals of the Missouri Botanical Garden**, v.85, p.531-553, 1998.

AOSA. ASSOCIATION OF OFFICIAL SEED ANALYSTS. **Seed vigor testing handbook**. (Contribution, 32). Lincoln: AOSA, 2009. 105p.

ARAÚJO, E.F.; ARAUJO, R.F.; SOFIATTI, V.; SILVA, R.F. Maturação de sementes de milho-doce-grupo super doce. **Revista Brasileira de Sementes**, v.28, n.2, p.69-76, 2006.

BARBEDO, A.S.C.; ZANIN, A.C.W.; BARBEDO, C.J.; NAKAGAWA, J. Efeitos da idade e do período de repouso pós-colheita dos frutos sobre a qualidade de sementes de berinjela. **Horticultura Brasileira**, v.12, p.14-18, 1994.

BAZILE, D.; BAUDRON, F. Dinámica de expansión mundial del cultivo de la quinua respecto a su alta biodiversidade. In: BAZILE, D. et al. (Eds.). **Estado de la arte de la quinua en el mundo en 2013**. FAO: Santiago, Chile e CIRAD: Montpellier, Francia, p. 49-64, 2014.

BERRY, T.; BEWLEY, D. Seeds of tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) which develop in a fully hydrated environment in the fruit switch from a developmental to a germinative mode without a requirement for desiccation. **Planta**, v.186, p. 27-34, 1991.

BERTERO, D.; MEDAN, D.; HALL, A.J. Changes in apical morphology during floral initiation and reproductive development in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). **Annals of Botany**, v.78, p.317-324, 1996.

BERTERO, H. D.; KING, R.W.; HALL, A.J. Modelling photoperiod and temperature responses in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). **Field Crops Research**, v. 63, p.19-34, 1999.

BERTERO, H.D. Control ambiental del desarrollo. In: BAZILE, D. et al. (Eds.). **Estado de la arte de la quinua en el mundo en 2013**. FAO: Santiago, Chile e CIRAD: Montpellier, Francia, p.138-152, 2014.

BERTO, R.M. **Caracterização fenológica, físico-química e fotoquímica de cultivares de marmeleiro**. 2009.70f. Tese (Doutorado em Ciências) – Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, RS. 2009.

BEWLEY, J.D.; BLACK, M. **Seeds: physiology of development and germination**. New York: Plenum Press, 1994. 445p.

BLEIHOLDER, H.; KIRFEL, H.; LANGERLÛDDEKE, P.; STAUSS, R. Codificação unificada dos estádios fenológicos de culturas e ervas daninhas. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.26, n.9, p.1423-1429, 1991.

BHARGAVA, A.; SHUKLA, S.; OHRI, D. *Chenopodium quinoa* - an Indian perspective. **Industrial Crops Products**, v. 23, p.73–87, 2006.

BOIS, J.F.; WINKEL, T.; LHOMME, J.P.; RAFFAILLAC, J.P.; ROCHETEAU, A. Response of some Andean cultivars of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) to temperature: effects on germination, phenology, growth and freezing. **European Journal of Agronomy**, v.25, p. 299-308, 2006.

BONIFÁCIO, A.; GOMEZ-PANDO, L.; WILFREDO, R. Mejoramiento genético de la quinoa y el desarrollo de variedades modernas. In: BAZILE, D. et al. (Eds.). **Estado de la arte de la quinoa en el mundo en 2013**. FAO: Santiago, Chile e CIRAD: Montpellier, Francia, p. 203-225, 2014.

BRASIL, **Regras para análises de sementes**. MAPA: Brasília, 2009. 398p.

BURRIEZA, H.P.; LOPEZ-FERNÁNDEZ, M.P.; MALDONADO, S. Analogous reserve distribution and tissue characteristics in quinoa and grass seeds suggest convergent evolution. **Plant Science**, v.5, p.1-11, 2014.

CAPERUTO, L.C.; AMAYA-FARFAN, J.; CAMARGO, C.R.O. Performance of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) flour in the manufacture of gluten-free spaghetti. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 81, n. 1, p. 95-101, 2001.

CARDOSO, D.L.; SILVA, R.F.; PEREIRA, M.G.; VIANA, A.P.; ARAÚJO, E.F. Diversidade genética e parâmetros genéticos relacionados à qualidade fisiológica de sementes em germoplasma de mamoneiro. **Revista Ceres**, v.56, n.5, p.572-579, 2009.

CARVALHO, N.M.; NAKAGAWA, J. **Sementes: ciência tecnologia e produção**. 5. ed., Campinas: Fundação Cargill, 2012. 590p.

CASTELLANI, E.D.; AGUIAR, I.B.; PAULA, R.C. Bases para a padronização do teste de germinação em três espécies de *Solaun* L. **Revista Brasileira de Sementes**, v.31, n.2, p.77-85, 2009.

CECCATO, D. **Efecto de las condiciones ambientales durante el desarrollo, maduración y almacenamiento sobre la dormición en semillas de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) con tolerancia potencial al brotado pre-cosecha.** 2011. 203f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Universidad de Buenos Aires, Argentina. 2011.

CECCATO, D.; HERRERA, J.D.; BURRIEZA, H.; BERTERO, D.; MARTÍNEZ, E.; DELFINO, I.; MONCADA, S.; BAZILE, D.; CASTELLIÓN, M. Fisiología de las semillas y respuesta a las condiciones de germinación In: BAZILE, D. et al. (Eds) **Estado de la arte de la quinua en el mundo en 2013.** FAO: Santiago, Chile e CIRAD: Montpellier, Francia, p. 153-166, 2014.

CHEEKE, P. R. Actual and potential applications of *Yucca schlidigera* and *Quillaja saponaria* saponins in human and animal nutrition. In: Simpósio sobre ingredientes na alimentação animal, 2. 2002, Uberlândia. **Anais...** Campinas, SP: Colégio Brasileiro de Nutrição Animal, 2002. p.127-131.

CONDÉ, A.R.; GARCIA, J. Determinação da maturação fisiológica das sementes do capim-colonião (*Panicum maximum* Jacq.). **Revista Brasileira de Sementes**, v.14, p.181-185, 1985.

COPELAND, L.O.; McDONALD, M.B. **Principles of seed science and technology.** 3.ed, New York: British Library, 1995. 409p.

CRUZ, C. D., REGAZZI, A. J., CARNEIRO, P. C. S. **Modelos biométricos aplicados ao melhoramento genético.** 3.ed. Viçosa: UFV, 2004.480p.v.1.

CRUZ, C.D.; CARNEIRO, P.C.S. **Modelos biométricos aplicados ao melhoramento genético.** 2. d. Viçosa: UFV, 2006. 585 p.

CRUZ, C.D. **Aplicações de algumas técnicas multivariadas no melhoramento de plantas.** 1990. 188f. Tese (Doutorado) – Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba - SP. 1990.

CUSACK, D. Quinoa: grain of the Incas. **Ecologist**, v. 14, n.1, p. 21-31, 1984.

DAN, E. L.; MELLO, V. D. C.; WETZEL, C. T.; POPINIGIS, F.; ZONTA, E. P. Transferência de matéria seca como método de avaliação do vigor de sementes de soja. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 9, n. 3, p. 45-55, 1987.

DELOUCHE, J.C.; BASKIN, C.C. Accelerated aging techniques for predicting the relative storability of seed lots. **Seed Science and Technology**, v.1, p.427-452, 1973.

DIAS, D.C.F.S.; MARCOS-FILHO, J. Testes de vigor baseados na permeabilidade das membranas celulares: I. Condutividade elétrica. **Informativo Abrates**, v.5, n.1, p.26-36, 1995.

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.

EISNER, J. E.; SMITH, C.W.; OWEN, D.F. Uniform stage descriptions in upland cotton. **Crop Science**, v.19, p.361-363, 1979.

ELLIS, R.H.; HONG, T.D; JACKSON, M.T. Seed production environment, time of harvest, and the potential longevity of seeds of three cultivars of rice (*Oryza sativa* L.). **Annals of Botany**, v.11, p.583-90, 1993.

ELLIS, R.H.; PIETA FILHO, C.H. Seed development and cereal seed longevity. **Seed Science Research**, v.3, p. 247-257, 1992.

FADÓN, E.; HERRERO, M.; RODRIGO, J. Flower development in sweet cherry framed in the BBCH scale. **Scientia Horticulturae**, v.192, p.141-147, 2015.

FAO - **La ONU declara al 2013 Año Internacional de la Quinoa**. Disponível em: http://www.fao.org/agronoticias/agronoticias/detalle/es/?dyna_fef%5Buid%5D=11928. Acesso em: 6 de Jan.2013a.

FAO – **Quinoa**: an ancient crop to contribute to world food security. Regional Office for Latin America and the Caribbean, La Paz: FAO, 2011. 63p.

FAO- **Descritores para quinua y sus parientes silvestres**. Biodiversity International, Roma: FAO, INIAF e FIDA, La Paz: PROINPA, 2013b. 64p.

FAO- **Guía de cultivo de la quinua**. Universidad Nacional Agraria La Molina. Programa de Investigación y Proyección Social de Cereales y Granos Nativos Facultad de Agronomía, Lima: FAO, 2016, 130p.

FAOSTAT- Disponível em:
<http://faostat.fao.org/site/567/DesktopDefault.aspx?PageID=567#ancor>. Acesso em: 27 Nov. de 2014.

FAYAD, J.A.; FONTES, P.C.R.; CARDOSO, A.A.; FINGER, L.F.; FERREIRA, F.A. Crescimento e produção do tomateiro cultivado sob condições de campo e de ambiente protegido. **Horticultura Brasileira**, v.19, n.3: 232-237, 2001.

FEHR, W. R.; CAVINESS, C.E.; BURMOOD, D.T.; PENNINGTON, J.S. Stage of Development Descriptions of Soybeans, *Glycine max* (L.) MERRILL. **Crop Science**, v.11, p. 929-931, 1971.

FENNER, M. Relationships between seed weight, ash content and seedling growth in twenty-four species of Compositae. **New Phytologist**, v.95, p. 697-706, 1983.

FINN G.A., STRASZEWSKI, A.E.; PETERSON, V. A general growth stage key for describing trees and woody plants. **Annals of Applied Biology**, v. 151, p. 127-131, 2007.

FLEMMER, A.C.; FRANCHINI, M.C.; LINDSTROM, L.I. Description of safflower (*Carthamus tinctorius*) phenological growth stages according to the extended BBCH scale. **Annals of Applied Biology**, v.166, p.331-339, 2015.

FREITAS, R.A.; NASCIMENTO, W.M. Teste de envelhecimento acelerado em sementes de lentilha. **Revista Brasileira de Sementes**, v.28, n.3, p.59-63, 2006.

GAIROLA, K.C.; NAUTIYAL, A.R.; SHARMA, G.; DWIVEDI, A.K. Variability in seed characteristics of *Jatropha curcas* Linn. from hill region of Uttarakhand. **Bulletin of Environment, Pharmacology e Life Sciences**, v.1, p.64-69, 2011.

GAWLIK-DZIKI, U.; S' WIECA, M.; SUŁKOWSKI, M.; DZIKI, D.; BARANIAK, B., CZYZ, J. Antioxidant and anticancer activities of *Chenopodium quinoa* leaves extracts – In vitro study. **Food and Chemical Toxicology**, v.57, p. 154–160, 2013.

GHASEMI-GOLEZANI, K.; SHEIKHZADEH-MOSADDEGH, M.; SHAKIBA, R.; MOHAMADI, A.; NASROLLAHZADEH, S. Development of seed physiological quality in winter oilseed rape (*Brassica napus* L.) cultivars. **Notulae Botanicae Horti Agrobotanici Cluj-Napoca**, v.39, n.1, p. 208-212, 2011.

GOMES, M.S.; PINHO, E.V.R.V.; PINHO, R.G.V.; VIEIRA, M.G.G.C. Efeito da heterose na qualidade fisiológica de sementes de milho. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 22, n.1, p.7-17, 2000.

HACK H.; BLEIHOLDER H.; BUHR L.; MEIER U.; SCHNOCK-FRICKE U., WEBER E.; WITZENBERGER A. Einheitliche Codierung der phänologischen Entwicklungsstadien mono- und dikotyler Pflanzen – Erweiterte BBCH-Skala, Allgemein. **Nachrichtenblatt des Deutschen Pflanzenschutzdienstes**, v. 44, 265–270, 1992.

HAMPTON, J.G.; TEKRONY, D.M. **Handbook of vigour test methods**. 3.ed. Zurich: ISTA, 1995. 117p.

HANCCO, J.M.L. **Cultivo de la quinua en Puno-Perú**: descripción, manejo y producción. Ciências Agrárias, Puno:UMA, p.63, 2003.

HAN, X.; SHEN, T.; LOU, H. Dietary polyphenols and their biological significance. **International Journal of Molecular Sciences**, v.8, p.950-988, 2007.

HANWAY, J.J. Growth stages of corn (*Zea mays* L.). **Agronomy Journal**, v.55, n.5, p.487-492, 1966.

ISTA - INTERNATIONAL SEED TESTING ASSOCIATION. **Handbook of vigour test methods**. 3.ed. Zurich: ISTA, 1995. 117p.

JACOBSEN, S.E. Adaptation of quinoa (*Chenopodium quinoa*) to Northern European agriculture: studies on developmental pattern. **Euphytica**, v. 96, p.41–48, 1997.

JACOBSEN, S.E. The worldwide potential of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). **Food reviews international**, v.19, n.12, p. 167–177, 2003.

JACOBSEN, S.E.; STOLEN, O. Quinoa—morphology, phenology and prospects for its production as a new crop in Europe. **European Journal of Agronomy**, v.2, n.1, p. 19–29, 1993.

JENSEN, C.R.; JACOBSEN, S.E.; ANDERSEN, M.N.; NÚÑEZ, N.; SD ANDERSEN, S.D.; RASMUSSEN, L MOGENSEN, V.O. Leaf gas exchange and water relation characteristics of field quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) during soil drying. **European Journal of Agronomy**, v. 13, p. 11-25, 2000.

JIANHUA, Z.; McDONALD, M.B. The saturated salt accelerated aging test for small-seeded crops. **Seed Science and Technology**, v.25, p.123-131, 1996.

KAMESWARA, R.; RAO, N.S.S.A.; MANGESHA, M.H.; ELLIS, R.H. Longevity of pearl millet (*Pennisetum glaucum*) seeds harvested at different stages of maturity. **Annals of Applied Biology**, v. 199, p. 97-103, 1991.

KOZIOL, M. J. Quinoa: a potential new oil crop. In: JANICK, F.; SIMON, J. (Eds.). **New crops**. New York: Wiley 1993. p.328-336.

KOZIOL, M.J. Composición química. In: WAHLI, C. **Quinoa hacia su cultivo comercial**. Quito: Latinreco, p. 137-159, 1990.

KRZYZANOWSKI, F.C. Relationship between seed technology research and federal plant breeding programs. **Scientia Agricola**, v.55, p.83-87, 1998.

LABORIAU, L.G. **A germinação das sementes**. Washington: Instituto Venezolano de Investigaciones Científicas, 1983. 174p.

LANCASHIRE, P.D.; BLEIHOLDER, H.; VAN DEN BOOM, T.; LANGELUDDEKE, P.; STAUSS, R.; WEBER, E.; WITZENBERGER, A. A uniform decimal code for growth stages of crops and weeds. **Annals Applied Biology**, v.119, p.561-601, 1991.

LATHAM, M.C. **Alimentación humana en el mundo en desarrollo**. Roma: FAO, 2002. 531 p.

LARCHER, W. **Ecofisiologia vegetal**. São Carlos: RiMa, 2000.531p.

LÓPEZ-FERNÁNDEZ, M.P., MALDONADO, S. Programmed cell death during quinoa perisperm development. **Journal Experimental Botany**, v. 57, p.3747–3753, 2013.

LORENZ, D.; K. W. EICHHORN, K.W.; BLEIHOLDER, H.; KLOSE, R.; U. MEIER, U.; WEBER, E. Phanologische Entwicklungsstadien der Weinrebe (*Vitis vinifera* L. ssp. *vinifera*). **Viticultural and Enological Sciences**, v. 49, p. 66-70, 1994.

MAKINEN, O.E.; HAGER, A.S.; ARENT, E. Localization and development of proteolytic activities in quinoa (*Chenopodium quinoa*) seeds during germination and early seedling growth. **Journal of Cereal Science**, v. 1, n.6, p.1-6, 2014.

MARCOS-FILHO, J. Teste de envelhecimento acelerado. In: KRZYŻANOWSKI, F.C.; VIEIRA, R.D.; FRANÇA-NETO, J.B. (Eds.). **Vigor de sementes: conceitos e testes**. Londrina: ABRATES, 1999. p.1-24.

MARCOS-FILHO, J. **Fisiologia de sementes de plantas cultivadas**. Brasil, Londrina, ABRATES, 2015. 659p.

MARCOS-FILHO, J. **Testes de vigor: dimensão e perspectivas**. 2011. Seed News. Disponível em: http://www.seednews.inf.br/_html/site/content/reportagem_capa/imprimir.php?id=92. Acesso em: 3 Dez. 2014.

MARTÍNEZ-NICOLÁS, J.J.; LEGUA, P.; MELGAREJO, P.; MARTÍNEZ, R.; HERNÁNDEZ, F. Phenological growth stages of nashi tree (*Pyrus pyrifolia*): codification and description according to the BBCH scale. **Annals of Applied Biology**, v. 168, p.255-263, 2016.

MARTINS, C.C.; SILVA, N.; MACHADO, C. Carrot seed size and progenies influence on seed physiological quality and plant productivity performance. **Journal of Food, Agriculture & Environment**, v.11, n.3, p.1143-1147, 2013.

MEIER, U. (Ed.). **Esádios de las plantas mono-y dicotyledóneas-BBCH Monografía**, Centro Federal de Investigaciones Biológicas para Agricultura y Silvicultura, 2001. 149 p. Disponível em: <http://www.ecofisiohort.com.ar/wp-content/uploads/2009/10/C%C3%B3digo-BBCH1.pdf> . Acesso em:17 de Jan. 2017.

MEIER, U.; BACHMANN,L.; BUHTZ, E.; HACK,H.; R. KLOSE,R.; B. MARLANDER,B.; WEBER, E. 1993: Phanologische Entwicklungsstadien der Beta-Ruben (*Beta vulgaris L. ssp.*). **Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd**, v. 45, p. 37-41, 1993.

McDONALD M.B. Standardization of seed vigour tests. In: CONGRESS OF THE INTERNATIONAL SEED TESTING ASSOCIATION, 24. **Proceedings...** Copenhagen: ISTA, p.88-97, 1995.

MONDO, V.H.V.; BRANCALION, P.H.; CICERO, S.M.; NOVEMBRE, A.D.L.; DOURADO NETO, D.D. Germinação de sementes de *Parapiptadenia rígida* (Benth.) Brenan (Fabaceae). **Revista Brasileira de Sementes**, v.30, n.2, p. 177-183, 2008.

MORAIS, H.; CARAMORI, P.H.; SEIKOGUISHI, M.; RIBEIRO, A.M.A. Escala fenológica detalhada da fase reprodutiva de *Coffea arabica*. **Bragantia**, v.6, n.1, p.257-260, 2008.

MUJICA, A.; CANAHUA, A.; SARAVIA, R. **Agronomía del Cultivo de la quinua**. 1997. Disponível em: <http://www.condesan.org/publicacion/Libro03/cap2.htm> Acesso em: 12 de Jul. 2016.

MUJICA, A.; CHURA, E.; RUIZ, E.; MARTINEZ, R. Mecanismos de resistencia a sequía de la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.). In: Primer congreso peruano de mejoramiento genético y biotecnología agrícola, Lima. **Anais...** Lima, Peru, 2010. 114p.

MUJICA, A. Granos y leguminosas andinas. In: J. HERNANDEZ, J.; BERMEJO, J.; LEON, Y. J. (Eds.). **Cultivos marginados:** otra perspectiva de FAO, Roma: FAO, 1992. p. 129-146.

MUJICA, A.; JACOBSEN, S.E.; IZQUIERDO, J.; MARATHEE, J. **Libro de campo prueba americana y europea de la quinua.** Red de Cooperación Técnica en Producción de Cultivos Alimenticios de la Oficina Regional de la FAO para América Latina y el Caribe. Puno: FAO, 1998. p.19,21.

MUJICA, A.; JACOBSEN, S.E.; IZQUIERDO, J.; MARATHEE, J.P. (Eds.). **Quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.):** ancestral cultivo Andino, alimento del presente y futuro. Santiago: FAO, 2001. 350p.

MUJICA, A.; JACOBSEN, S. E.; IZQUIERDO, J.; MARATHEE, J. P. **Quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.):** ancestral cultivo Andino, alimento del presente y futuro. Santiago: FAO, 2001. 350p.

MUJICA, A.; JACOBSEN, S. La quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) y sus parientes silvestres. In: MORAES, M.R.; ØLLGAARD, B.; KVIST, L.P., BORCHSENIUS, F.; BALSLEV, H. (Eds.). **Botánica Económica de los Andes Centrales.** Universidad Mayor de San Andrés: La Paz, 2006. p. 449-457.

MUNGER, P.; BLEIHOLDER, H.; HACK, H.; HESS, M.; STAUSS, R.; BOOM, T.; WEBER, E. Phenological growth stages of the cotton plant (*Gossypium hirsutum* L.): codification and description according to the BBCH scale. **Journal Agronomy & Crop Science**, v.180, p.143-149, 1998.

MUNGER, P.; BLEIHOLDER, H.; HACK, H.; HESS, M.; STAUSS, R.; BOOM, T.; WEBER, E. Phenological growth stages of the soybean plant (*Glycine max* L. MERR.):

codification and description according to the BBCH scale. **Journal Agronomy & Crop Science**, v.179, p.209-217, 1997.

MUNIR, H.; BASRA, S.M.A.; CHEEMA, M.A.; WAHID, A. Phenotypic flexibility in exotic quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) germoplasm for seedling vigor and viability. **Pakistan Journal Agriculture Science**, v.48, n.4, p. 255-261, 2011.

NASCIMENTO, W. M. O.; RAMOS, N. P.; CARPI, V. A. F.; SCARPARE FILHO, J. A.; CRUZ, E. D. Temperatura e substrato para germinação de sementes de *Parkia platycephala* Benth. (Leguminosae-Caesalpinoideae). **Revista de agricultura tropical**, v. 7, n. 1, p. 119-129, 2003.

NAKAGAWA, J. Testes de vigor baseados no desempenho das plântulas. In: KRZYŻANOWSKI, F. C.; VIEIRA, R. D.; FRANÇA-NETO, J. B. (Ed.). **Vigor de sementes: conceitos e testes**. Londrina: ABRATES, 1999. p. 4-1-4-26.

NEGREIROS, J.R.S.; ALEXANDRE, R.S.; ÁLVARES, V.S.; HORSTBRUCKNER, C.; CRUZ, C. Divergência genética entre progênies de maracujazeiro-amarelo com base em características de plântulas. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v.30, n.1, p. 197-201, 2008.

OLIVEIRA, S.S.C.; MARTINS, C.C.; CRUZ, S.J.S.; SILVA, C.J. Seleção de progênies de nabo-forageiro para germinação sob altas temperaturas. **Ciência Rural**, v.44, n.2, p.217-222, 2014.

PARSONS, R.F. Incidence and ecology of very fast germination. **Seed Science Research**, v.22, p.161-167, 2012.

PIETA-FILHO, C, ELLIS, R.H. The development of seed quality in spring barley in four environments. I. Germination and longevity. **Seed Science Research**, v.1, p.163-77, 1991.

PIÑA-RODRIGUES, F.C.M. AGUIAR, I.B. Maturação e dispersão de sementes. In: AGUIAR, I.B.; PIÑA-RODRIGUES, F.C.M. FIGLIOLIA, M.B. (ed.). **Sementes florestais tropicais**. Brasília: ABRATES, 1993. p.215-274.

PLANELLA, M.T.; LÓPEZ, M.L.; BRUNO, M.C. La domesticación y distribución prehistórica. In: BAZILE, D. et al. (Eds.). **Estado de la arte de la quinua en el mundo en 2013**. FAO: Santiago, Chile e CIRAD: Montpellier, Francia, 2014. p. 36-48.

POPINIGIS, F. **Fisiologia da semente**. 2.ed. Brasília: AGIPLAN, 1985. 289p.

POWELL, A.A. The controlled deterioration test. In: van de VENTER, H.A. (Ed.) **Seed vigour testing seminar**. Copenhagen: ISTA, 1995. p.73-87.

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.

PRETE, C.E.C.; GUERRA, E.P. Qualidade fisiológica das sementes. In: DESTRO, D.; MONTALVÁN, R. (Eds.). **Melhoramento genético de plantas**. Londrina: UEL, 1999. p. 661-676.

QUIROGA, C.; ESCALERA, R.; ARONI, G.; BONIFACIO, A.; ANTONIO, J.A.G.; VILLCA, M.; SARAVIA, R.; RUIZ, A. In: BAZILE, D. et al. (Eds.). **Estado de la arte de la quinua en el mundo en 2013**. FAO: Santiago, Chile e CIRAD: Montpellier, Francia, 2014. p. 258-296.

REIS, L.S.; PEREIRA, M.G.; SILVA, R.F.; MEIRELES, R.C. Efeito da heterose na qualidade de sementes de milho doce. **Revista Brasileira de Sementes**, v.33, n.2, p.310-315, 2011.

ROCHA, J.E.S. **Controle genético de caracteres agronômicos em quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.)**. 2011. 164f. Tese (Doutorado em Agronomia)-Universidade de Brasília, Brasília, DF. 2011.

ROCHA, J.E.S. **Seleção de genótipos de quinoa com características agronômicas e estabilidade de rendimento no planalto central**. 2008. 128 f. Dissertação (Mestrado Agronomia) - Universidade de Brasília, Brasília, DF. 2008.

ROJAS, W.; PINTO, M.; ALANOCA, C.; PANDO, L. G.; LEÓN-LOBOS, P.; ALERCIA, A.; DIULGHEROFF, S.; PADULOSI, S.; BAZILE, D. In In: BAZILE, D. et al. (Eds.). **Estado de la arte de la quinua en el mundo en 2013**. FAO: Santiago, Chile e CIRAD: Montpellier, Francia, 2014. p. 65-94.

RODO, A.B.; PANOBIANCO, M.; MARCOS FILHO, J. Metodologia alternativa do teste de envelhecimento acelerado para sementes de cenoura. **Scientia Agricola**, v.57, n.2, p.289-292, 2000.

RUALES, J., NAIR, B. M. Saponins, phytic acid, tannins and protease inhibitors in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) seeds. **Food Chemistry**, v.48, p. 137–143, 1993.

SAEIDI, G. Genetic variation and heritability for germination, seed vigour and field emergence in brown and yellow-seeded genotypes of flax. **International Journal of Plant Production**, v.2, n.1, p.15-21, 2008.

SANTOS, E.R.; BARROS, H.B.; CAPONE, A.; MELO, A.V.; CELLA, A.J.S.; SANTOS, W.R. Divergência genética entre genótipos de soja com base na qualidade de sementes. **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, v.7, n.2, p. 247-254, 2012.

SILVA, G.O.; VIERA, J.V.; NASCIMENTO, W.M. Estratégias de seleção para germinação de sementes de cenoura em altas temperaturas. **Semina: Ciências Agrárias**, v.32, n.3, p.849-854, 2011.

SINNIAH, U.R.; ELLIS, R.H.; JOHN, P. Irrigation and seed quality development in rapid-cycling Brassica: seed germination and longevity. **Annals of Botany**, v. 82, p. 309-314, 1998.

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

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

SPEHAR, C.R.; ROCHA, J.E.S.; RIBEIRO JUNIOR, W.Q.; SANTOS, R.L.B.; ASCHERI, J.L.R.; SOUZA, F.F.J. Avances y desafios de la producción y utilización de la quinua em Brasil. In: BAZILE, D. et al. (Eds.). **Estado de la arte de la quinua en el mundo en 2013**. FAO: Santiago, Chile e CIRAD: Montpellier, Francia, 2014. p. 681-708.

SPEHAR, C.R.; ROCHA, J.E.S.; SANTOS, R.L.B. Desempenho agrônômico e recomendações para cultivo de quinoa (BRS Syetetuba) no Cerrado. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 41, n. 1, p. 145-147, 2011.

SPEHAR, C.R.; SANTOS, R.B.L. Aproveitamento alimentar, In: SPEHAR, C.R.; **Quinoa: alternativa para a diversificação agrícola e alimentar**. Planaltina: Embrapa Cerrados, 2007. p. 71-79.

SPEHAR, C.R.; SANTOS, R.L.B. **Quinoa: alternativa na cobertura do solo e na produção de grãos**. Guia técnico do produtor rural, ano IV, 2.ed., n.34, 2001.

SPEHAR,C.R.; SANTOS,R.L.B.; NASSER,L.C.B. Diferenças entre *Chenopodium quinoa* e a planta daninha *Chenopodium álbum*. **Planta Daninha**, v.21, n.3,p.487-491, 2003.

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

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

SPEHAR, C.R. Utilização da quinoa para diversificar alimentos. In: Simpósio sobre ingredientes na alimentação animal, Uberlândia. **Anais...** Uberlândia, MG: Colégio Brasileiro de Nutrição Animal: UFU, 2002. 58p.

SOUZA, F.F.J.; DEVILLA, I.A.; SOUZA, R.T.G.; TEIXEIRA, I.R.; SPEHAR, C.R. Physiological quality of quinoa seeds submitted to different storage conditions. **African Journal of Agricultural Research**, v.11, n.15, p. 1299-1308, 2016.

STIKIC, R.; GLAMOCLIJ, D.; DEMIN, M.; VUCELIC-RADOVIC, B.; JOVANOVIC, Z.; MILOJKOVIC-OPSENICA, D.; JACOBSEN, S.E.; MILAVANOVIC, 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.

SUNDRÉ, C. P.; RODRIGUES, R.; RIVA, E.M.; KARASAWA, M.; AMARAL JÚNIOR, A.T. Divergência genética entre acessos de pimenta e pimentão utilizando técnicas multivariadas. **Horticultura Brasileira**, v. 23, n. 1, p. 22-27, 2005.

TAPIA, M. **Cultivos Andinos subexplotados y su aporte a la alimentación**. Instituto Nacional de Investigación Agraria y Agroindustrial INIAA – FAO, Oficina para América Latina y El Caribe, Santiago: INIA, 2ed., 1990.157p.

TROISI, J.; DI FIORE, R.; PULVENTO, C.; D'ADRIA, R.; VEJA-GÁLVEZ, A.; MIRANDA, M.; MARTINEZ, E.A.; LAVINI, A. Saponinas In: BAZILE, D. et al. (Eds.). **Estado de la arte de la quinua en el mundo en 2013**. FAO: Santiago, Chile e CIRAD: Montpellier, Francia, 2014. p. 317-330.

VALENTINI, N.; ME, G.; FERRERO, R.; SPANNA, F. Use of bioclimatic indexes to characterize phonological phases of apple varieties in Northern Italy. **International Journal of Biometeorology**, v. 45, p. 191-195, 2001.

WILSON, H.D. Quinoa and relatives (*Chenopodium* sect. *Chenopodium* subsect. *Cellulata*). **Economic Botany**, v. 44, p.92–110, 1990.

WISE, K.; JOHNSON, B.; MANSFIELD, C.W.; KRUPKE, C.H. (2011) **Managing wheat by growth stage**. Purdue Extension publications, 2011. Disponível em: <http://varietytesting.tamu.edu/wheat/docs/mime-5.pdf>. Acesso em: 01 de Ago. 2016.

YAZAR, A.; INCEKAYA, G.; SEZEN, M.S.; TEKIN, S. Experimentación y producción de quinua en Turquía. In: BAZILE, D. et al. (Eds.). **Estado de la arte de la quinua en el mundo en 2013**. FAO: Santiago, Chile e CIRAD: Montpellier, Francia, , 2014. p. 558-573.

CAPÍTULO 1

ESTÁDIOS FENOLÓGICOS DE QUINOA (*Chenopodium quinoa* Willd.) BASEADOS NA ESCALA BBCH

RESUMO

A quinoa é um pseudocereal andino com elevada qualidade nutricional e adaptabilidade a diversas condições ambientais. O cultivo desse pseudocereal cresceu no mundo e despertou o interesse na pesquisa. O pouco conhecimento da fisiologia da planta restringe seu cultivo comercial. Este trabalho teve como objetivo definir os estádios fenológicos em quinoa baseados na escala BBCH. Nove estádios principais foram descritos: germinação, desenvolvimento das folhas, formação de brotos laterais, desenvolvimento de partes vegetativas, primórdio da inflorescência, florescimento, formação do fruto (grão/semente), maturação do fruto (grão/semente) e senescência. Esses estádios foram divididos originando código de dois dígitos para cada fase de desenvolvimento. A fenologia da planta da quinoa descrita neste trabalho é pioneira e representa uma ferramenta útil e simples a produtores, agrônomos e pesquisadores, auxiliando no manejo eficiente e sustentável do cultivo de quinoa.

Palavras-chave: código decimal, fenologia, pseudocereal, estádios de crescimento.

ABSTRACT

Quinoa is an Andean pseudocereal with high nutritional quality and adaptability to diverse environmental conditions, having expanded its cultivation in the world while rising the interest in research. Little knowledge of plant physiology has been a restriction in its commercial cultivation. This work aimed to define the phenological phases in quinoa based on the BBCH scale. Nine major stages were described: germination, leaf development, formation of lateral shoots, development of collapsible vegetative parts, primordial inflorescence, flowering, fruit (grain / seed) formation, fruit (grain / seed) maturation and senescence. These phases were divided into two-digit code for each growth and development phase. The quinoa phenology described in this pioneer work represents a useful and simple tool for producers, agronomists and researchers, assisting in the efficient and sustainable management of quinoa cultivation.

Key words: decimal code, phenology, pseudocereal, stages of growth.

1.1 INTRODUÇÃO

A fenologia (do grego *phainein*, exibir, surgir ou tornar-se visível) é o estudo dos eventos periódicos da vida da planta em consequência da sua reação às condições ambientais, em correlação com sua morfologia (DOURADO NETO; FANCELLI, 2000). Esses eventos, ou estádios fenológicos, correspondem às transformações durante o crescimento e desenvolvimento das plantas, como por exemplo, germinação, florescimento, maturação e senescência. O objetivo principal do estudo da fenologia tem sido facilitar o detalhamento das etapas de crescimento das plantas com vistas ao seu manejo (HANWAY, 1963; FANCELLI, 1988).

O conhecimento da fenologia de espécies agrícolas permite planejar o cultivo dentro de épocas ideais, determinar o período adequado para a realização de práticas culturais, como a fertilização, controle de pragas, doenças e plantas daninhas, e ainda auxiliar na previsão de estimativas de safra e programas de melhoramento, sendo, portanto, imprescindível na obtenção de elevados rendimentos (FAYAD et al., 2001; VALENTINI et al., 2001; MORAIS et al., 2008).

Até o início da década de 1990 não havia uma codificação homogênea para descrever os estádios de desenvolvimento das culturas agrícolas (HERNÁNDEZ et al., 2015). Por não haver coincidência entre gêneros diferentes para a mesma fase de desenvolvimento, limitava a generalização e interpretação. Cada espécie gera codificações diferentes para cada estágio fenológico (geralmente letras e números), sendo imprópria para uso em processamento de dados eletrônicos (MUNGER et al., 1998).

Para suprir essa deficiência, buscou-se estabelecer um sistema numérico que permitisse padronizar a descrição de estádios fenológicos homólogos para espécies cultivadas, utilizando os mesmos códigos. O primeiro código decimal foi publicado por Zadoks et al. (1974) para cereais e posteriormente, obteve-se um incremento, com a escala BBCH (*Biologische Bundesanstalt, Bundessortenamt and Chemical Industry-BBCH*) (BLEIHOLDER et al., 1991; LANCASHIRE et al., 1991) que foi posteriormente estendida (*Extend BBCH*) (HACK et al., 1992; HESS et al., 1997). Em 2001, Meier publicou a *BBCH- Monograph*, representando a escala BBCH para 27 culturas e plantas daninhas (MEIER, 2001).

A escala BBCH apresenta codificação unificada que pode ser utilizada universalmente para descrever estádios fenológicos de plantas mono e dicotiledôneas. Esta escala descreve o

ciclo total de uma planta em 10 fases principais (0-9) facilmente reconhecíveis, que são divididas em 10 estádios de crescimento secundários (0-9) (HACK et al., 1992).

O objetivo principal da escala BBCH é facilitar a comunicação científica intra- e interdisciplinar, de forma simples e com facilidade de uso para culturas anuais, bienais e perenes, descrevendo os estádios vegetativos e reprodutivos das plantas (RAJAN et al., 2011). Nesta escala os estádios devem ser facilmente reconhecíveis não necessitando formação especializada ou equipamentos (JEFFERIES; LAWSON, 1991). Por esses fatores, a escala BBCH tem sido amplamente aceita para diversas culturas como cereais, colza, feijão e girassol (LANCASHIRE et al., 1991), soja (MUNGER et al., 1997), milho (LANCASHIRE et al., 1991), algodão (MUNGER et al., 1998), beterraba (MEIER et al., 1993), batata (JEFFERIES; LAWSON, 1991), plantas daninhas (HESS et al., 1997; MEIER, 2001), uva (LORENZ et al., 1994), pera nashi (MARTÍNEZ-NICOLÁS et al., 2016), aspargo (FELLER et al., 2011), entre outros. Entretanto, apesar da escala BBCH já ser proposta para diversas espécies, ainda não há uma descrição desta escala para quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.).

A quinoa é uma dicotiledônea anual originária dos Andes, que vem ganhando cada vez mais destaque no cenário agrícola mundial devido à alta qualidade nutricional e adaptabilidade a diferentes condições climáticas (FAO, 2013). Com a capacidade de elevar a segurança alimentar e a busca cada vez maior por alimentos saudáveis, pesquisas voltadas para adaptação do seu cultivo em diversas partes do mundo vem sendo impulsionada. Por isso, o estudo sobre sua fenologia baseada na escala BBCH é importante, pois auxilia na obtenção de produções sustentáveis e facilita a comunicação sobre os avanços obtidos. Portanto, este trabalho objetivou descrever os estádios fenológicos de quinoa utilizando a escala BBCH.

1.2. MATERIAL E MÉTODOS

1.2.1 Material vegetal

A cultivar de quinoa utilizada no experimento foi a BRS Syetetyba. As plântulas da BRS Syetetuba possuem hipocótilo rosa claro, e suas plantas apresentam caule ereto, altura média de 1,8 m e coloração verde ou verde estriado, ocorrendo plantas com caule roxo. As folhas apresentam polimorfismo e deposição de oxalato de cálcio. A inflorescência é diferenciada e terminal, amarantiforme e laxa, e mede cerca de 0-0,7m. Quando atingem a

maturidade fisiológica apresentam coloração amarela. As sementes (aquênio) são cilíndricas e achatadas e apresentam peso de mil de 2,9 g. Possuem pericarpo branco e são cobertas pelo perigônio, que se abre na maturação (SPEHAR; ROCHA; SANTOS, 2011).

1.2.2 Cultivo e observações de campo

As observações de campo foram realizadas em área experimental na Fazenda Água Limpa, da Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária da Universidade de Brasília, localizada nas coordenadas 15°56' S e 47°55' W a uma altitude de 1.100m. A região apresenta clima do tipo AW, segundo a classificação de Köppen, com um verão chuvoso, de outubro a abril, e inverno seco, de maio a setembro (KOTTEK et al., 2006). A temperatura média anual durante a execução do experimento foi de 19,0° C e 20,5° C, temperatura máxima média de 27,2° C e 29,2° C, temperatura mínima média de 12,1° C e 13,5° C, umidade relativa média de 77% e 74% e precipitação média de 1,7 mm e 2,3 mm, em 2015 e 2016, respectivamente.

As observações das plantas foram realizadas duas vezes por semana durante dois ciclos de cultivo, em dois anos diferentes, sendo o primeiro em 2015, no período de 25 de março a 05 de agosto e o segundo em 2016, de 15 de fevereiro a 27 de junho. A fim de identificar a fase de desenvolvimento de uma cultura, é necessário determinar o estágio de desenvolvimento de uma amostra de plantas tomadas aleatoriamente dentro dessa cultura (JEFFERIES; LAWSON, 19991). Cada observação foi baseada em valores médios de oito plantas, representativas da cultivar.

A área experimental para observação foi a mesma nos dois anos de cultivo, consistindo de um total de 300 m² (15 x 20 m). A semeadura foi realizada manualmente a uma profundidade aproximada de 0,02 m, em sulcos espaçados de 0,5 m, com uma densidade de 50 sementes m⁻¹. Aos 20 dias foi realizado o desbaste para que a densidade final fosse de 30 plantas m⁻¹.

As adubações de plantio e cobertura, em cada ano de cultivo, foram realizadas de acordo com as análises do solo (Tabela 1) e seguindo as recomendações de Spehar (2007).

Tabela 1: Resultado da análise de solo da área experimental nos dois períodos avaliados (25/03 a 05/08 de 2015 e 15/02 a 27/06 de 2016). Profundidade de 0-20 cm. UNB, Brasília-DF.

Ano	pH (CaCl ₂)	H+Al	Al ³⁺	Ca ²⁺	Mg ²⁺	K ⁺	P (Mehlich)	Sat. Bases
	-----cmol _c dm ⁻³ -----						mg dm ⁻³	%
2015	5,50	3,50	0,0	3,20	1,30	0,46	22,2	58,6
2016	5,20	3,80	0,0	1,80	0,80	0,20	4,0	42,5

Durante os dois anos de cultivo foram realizadas arações e gradagens, seguidas por duas capinas manuais entre 15 dias após a emergência e o início da emissão de panícula. A irrigação foi feita por meio de microaspersores logo após a semeadura, com turnos de rega até o momento de início da maturidade fisiológica. A umidade foi mantida por meio de tensiômetro, utilizando-se a tensão de 40 kPa para início do turno de rega. Esta metodologia foi adaptada da cultura do trigo (GUERRA, 1995).

1.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

1.3.1 Definição de escala BBCH específica para quinoa

Uma escala fenológica BBCH com dois dígitos específica para quinoa foi proposta a partir do trabalho de Meier (2001). O ciclo completo da quinoa foi subdividido em nove fases de crescimento principais, facilmente reconhecíveis, sendo elas:

- Estádio principal 0: Germinação
- Estádio principal 1: Desenvolvimento das folhas (caule principal)
- Estádio principal 2: Formação de brotos laterais
- Estádio principal 4: Desenvolvimento de partes vegetativas colhíveis
- Estádio principal 5: Primórdio da inflorescência (caule principal)
- Estádio principal 6: Florescimento (caule principal)
- Estádio principal 7: Formação dos frutos (grãos/sementes)
- Estádio principal 8: Maturação dos frutos (grãos/sementes)
- Estádio principal 9: Senescência

O estágio de crescimento do caule (estádio 3) não foi aplicado à quinoa. O estágio 3 não foi utilizado porque ocorre simultaneamente com o estágio 1, e mesmo sendo mais

avanzado, optou-se por utilizar o estádio de desenvolvimento das folhas, visto ser mais fácil de identificar, uma vez que independe do tamanho final da planta.

Os nove estádios principais foram subdivididos em secundários, que podem representar um número ordinal, cardinal ou uma porcentagem (1=1º ou 10% , 2=2º ou 20%). Esses estádios secundários descrevem intervalos curtos de desenvolvimento dentro de cada estágio principal, e são utilizados juntamente com estes, originando número de dois dígitos, conforme a escala básica BBCH. Se duas ou mais etapas ocorrerem paralelamente, utiliza-se um traço diagonal para indicar os estádios, como por exemplo 22/50, ou o código do estágio mais avançado (MEIER, 2001).

Tabela 2. Descrição dos estádios fenológicos de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) segundo a escala BBCH.UNB, Brasília-DF.

Escala BBCH	
Código BBCH	Descrição
Estádio principal 0: germinação	
00	Semente seca (aquênio)
01	Início da embebição da semente
03	Embebição completa da semente
05	Emissão da radícula
06	Elongação da radícula, formação dos pelos radiculares
07	Rompimento do tegumento pelo hipocótilo e cotilédones
08	Hipocótilo forma uma alça hipocotiledonar e cresce à superfície do solo
09	Emergência: cotilédones acima da superfície do solo
Estádio principal 1: desenvolvimento das folhas (caule principal)	
10	Folhas cotiledonares completamente desdobradas horizontalmente
12	2 folhas desdobradas (1º par de folhas simples e opostas)
14	4 folhas desdobradas (2º par de folhas simples e opostas)
16	6 folhas desdobradas (3º par de folhas simples e opostas). Queda das folhas cotiledonares.
18	8 folhas desdobradas (4º par de folhas simples e opostas).
1.	Os estádios continuam até...
19	Nove ou mais folhas desdobradas (folhas simples e alternadas)

Continua...

Continuação Tabela 2.

Escala BBCH	
Código BBCH	Descrição
Estádio principal 2: formação dos brotos laterais	
21	1º broto lateral visível
22	2º broto lateral visível
23	3º broto lateral visível
-	Os estádios continuam até...
29	9 ou mais brotos laterais visíveis
Estádio principal 3: crescimento do caule principal	
O crescimento do caule principal em quinoa ocorre juntamente com o estágio principal 1: desenvolvimento de folhas. Por esse motivo, não é codificado o estágio principal 3.	
Estádio principal 4: desenvolvimento de partes vegetativas colhíveis	
49	As partes vegetativas colhíveis atingiram seu tamanho final (depende da finalidade do cultivo. Corte da planta para alimentação humana ou animal)
Estádio principal 5: primórdio da inflorescência (caule principal)	
50	Início da formação da inflorescência, entretanto é coberta por folhas.
51	Inflorescência não mais coberta por folhas. Visível de cima.
52	Inflorescência visível ao mesmo nível das folhas jovens superiores.
53	Inflorescência ultrapassa as folhas mais jovens superiores.
55	Botões florais individuais na inflorescência visíveis, entretanto fechados.
Estádio principal 6: florescimento (caule principal)	
60	Primeiras flores abertas.
61	Começo da floração: 10% das flores da inflorescência abertas
63	Aproximadamente 30% das flores da inflorescência abertas
65	Floração plena: 50% das flores da inflorescência abertas
Estádio principal 7: formação do fruto (grão/semente)	
71	Grão aquoso
73	Grão leitoso primário
75	Grão leitoso médio: grãos atingem tamanho final
77	Grão leitoso tardio
Estádio principal 8: maturação do fruto (grão/semente)	
83	Grão pastoso primário
85	Grão pastoso macio: impressão da unha não se mantém
87	Grão pastoso duro: impressão da unha se mantém
89	Maturação completa. Grão duro. É difícil dividir o grão com a unha
Estádio principal 9: senescência	
92	Sobre-maturidade: Grãos muitos duros, não podem ser divididos com a unha
97	Planta morta e seca
99	Produto colhido

1.3.1.1 Estádio principal 0: germinação

O estágio principal germinação-emergência em quinoa se inicia com a semente seca (Figura 1, 00) e finaliza com a emergência do hipocótilo e cotilédones (Figura 1,09), que ocorre geralmente aos 4 - 5 dias após a sementeira, dependendo da temperatura, umidade do solo e profundidade. Quanto menor a temperatura, maior o tempo necessário para germinação (BOIS et al., 2006; SOUZA et al., 2016). Em quinoa, o órgão responsável pela dispersão é um fruto, botanicamente classificado como aquênio, que consiste em uma única semente envolta por um pericarpo seco e indeiscente (BURRIEZA; LOPEZ-FERNÁNDEZ; MALDONADO, 2014). Entretanto, assim como verificado em outros trabalhos que descrevem a escala BBCH (LANCASHIRE et al., 1991; ARCHONTOULIS et al., 2010), o fruto aquênio é referido também como semente ou grão.

As sementes de quinoa podem ter a forma cilíndrica, cônica, elipsoidal ou lenticular (ROJAS et al., 2014) com o tamanho variando entre 1,36 mm a 2,66 mm (ROJAS, 2003). A coloração das sementes na maturidade é bem variada, podendo ser branca, creme, amarela, laranja, vermelha, roxo, marrom, cinza e preta (FAO, 2016). As sementes utilizadas neste trabalho possuem coloração creme. Na maturidade, os aquênios podem ser cobertos pelo perigônio, que são formados pelo fechamento das cinco sépalas das flores, podendo ser de cor variada a depender do genótipo (HANCCO, 2003). Na variedade utilizada neste trabalho, o perigônio é verde, tornando-se amarelo na maturidade.



Figura 1. Estádios fenológicos secundários da quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) incluídos no estágio principal 0: germinação, segundo a escala BBCH. 00: Semente seca (aquênio); 06: Elongação da radícula, formação dos pelos radiculares; 08: Hipocótilo forma uma alça hipocotiledonar e cresce à superfície do solo e 09: Emergência: cotilédones acima da superfície do solo. Fonte: Flívia Fernandes de Jesus Souza, 2017.

1.3.1.2 Estádio principal 1: desenvolvimento das folhas (caule principal)

Em plantas de quinoa, assim como verificado em plantas de girassol (LANCASHIRE et al., 1991), as primeiras folhas formadas no caule principal se desenvolvem em pares, ou seja, são folhas opostas. Em quinoa, as folhas são opostas até o estágio 18 (Figura 2, 18). Desse estágio em diante, a planta deixa de ser assimétrica e as folhas se desenvolvem de forma alternada (Figura 2,19). Devido a esses fatores, para evitar a identificação incorreta do estágio de desenvolvimento, a contagem das folhas deve ser realizada de maneira individual desde o início da formação de folhas verdadeiras.

Outro fator que deve ser levado em consideração durante a identificação dos estágios secundários de desenvolvimento das folhas, é que durante a formação das folhas superiores há a queda das inferiores, o que poderia ocasionar erros de contagem. Por isso, onde há a queda das folhas, essas devem ser contadas através dos nós formados no caule, considerando o primeiro nó posicionado acima do nó cotiledonar (MUNGER et al., 1998).

As folhas de quinoa são simples e pecioladas sendo polimórficas em uma mesma planta (FAO, 2016). As basais são grandes e podem ter formato romboidal ou triangular, podendo sua borda ser inteira, dentada ou serrada (FAO, 2014). O número de serrilhas ou dentes da folha podem variar de 0 a 20 (GANDARILLAS, 1968). As superiores são lanceoladas e localizadas próximas às inflorescências (FAO, 2011). Nas folhas, principalmente nas mais jovens, há a presença de cristais de oxalato de cálcio (Figura 2, 14), que são responsáveis por reter a umidade por mais tempo, diminuindo a transpiração. Essa é uma das características que fazem com que planta de quinoa resista por mais tempo em épocas de seca (SPEHAR; SANTOS, 2002).

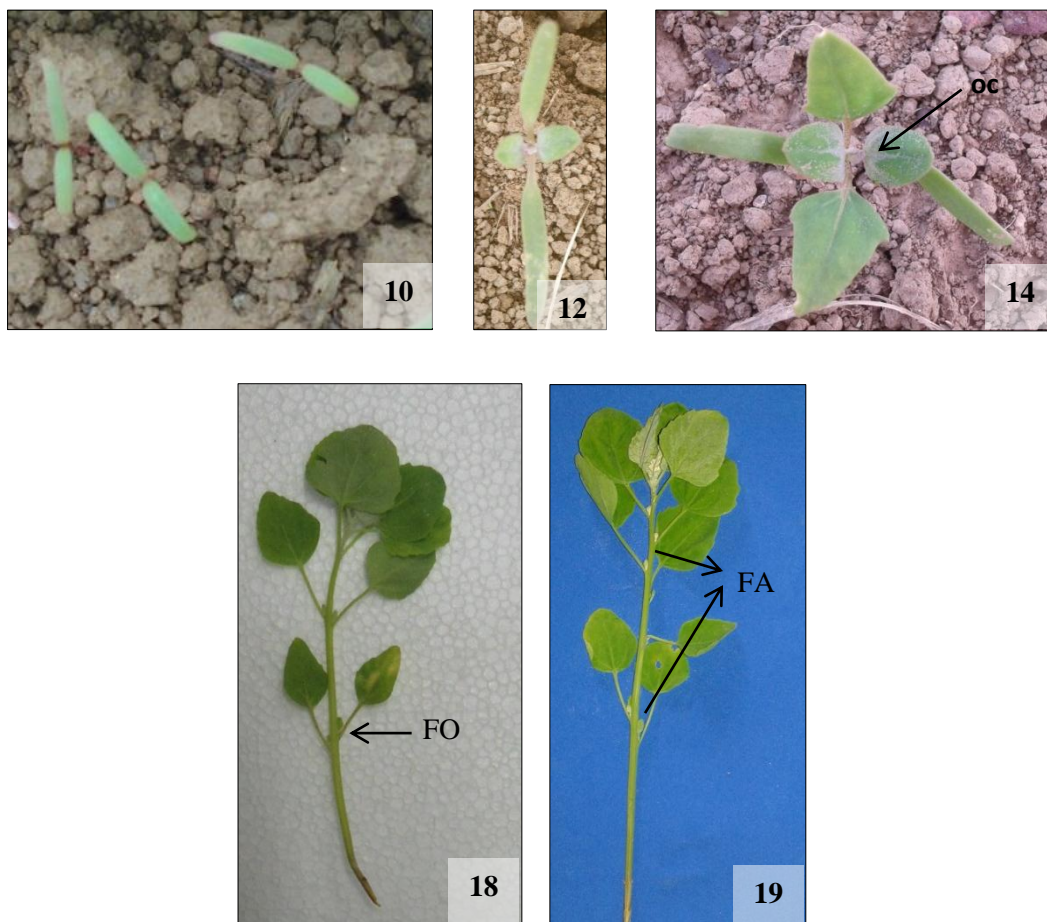


Figura 2. Estádios fenológicos secundários da quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) incluídos no estágio principal 1: desenvolvimento das folhas (caule principal), segundo a escala BBCH. 10: Folhas cotiledonares completamente desdobradas horizontalmente 12: 2 folhas desdobradas (1º par de folhas simples e opostas); 14: 4 folhas desdobradas (2º par de folhas simples e opostas); 18: 8 folhas desdobradas (4º par de folhas simples e opostas) e 19: Nove ou mais folhas desdobradas (folhas simples e alternadas). OC: oxalato de cálcio; FO: folhas opostas e FA: folhas alternadas. Fonte: Flívia Fernandes de Jesus Souza, 2017.

1.3.1.3 Estádio principal 2: formação dos brotos laterais

O estágio principal 2 se inicia sem a formação de broto lateral visível (20) e se finda com nove ou mais brotos laterais visíveis (29). Em quinoa, a formação dos brotos laterais ocorre nas axilas das folhas do caule principal. O comprimento dos ramos vai depender do genótipo, sendo influenciado pela densidade de sementeira, nutrientes e condições ambientais. Em baixas densidades, mesmo genótipos com reduzida ramificação, as plantas podem

apresentar ramos. Entretanto, em plantios comerciais, as densidades utilizadas não permitem que os brotos laterais formem ramos, por ser indesejável à produção de grãos, principalmente nos cultivos que utilizam colheitas mecanizadas, devido à excessiva produção de folhas (JACOBSEN; STOLEN, 1993; FAO, 2016).

Os brotos foram considerados visíveis quando começaram a alongar-se, ou seja, quando apresentavam duas folhas expandidas, maiores que dois centímetros (Figura 3, detalhe). Brotos laterais não alongados são desconsiderados (MARTINELLI; GALASSO, 2011). Em quinoa, a formação de brotos laterais ocorre simultaneamente com o estágio principal 5: primórdio do órgão floral no caule principal, sendo mais avançado do que o estágio 2 podendo este ser omitido. Entretanto, se a formação de brotos é característica de interesse, a mesma pode ser incluída. Assim, a codificação da fase principal 2 deve ser feita em conjunto com a fase principal 5, com a utilização de uma barra lateral (MARTINELLI; GALASSO, 2010) (exemplo, 22/50 Figura 3).

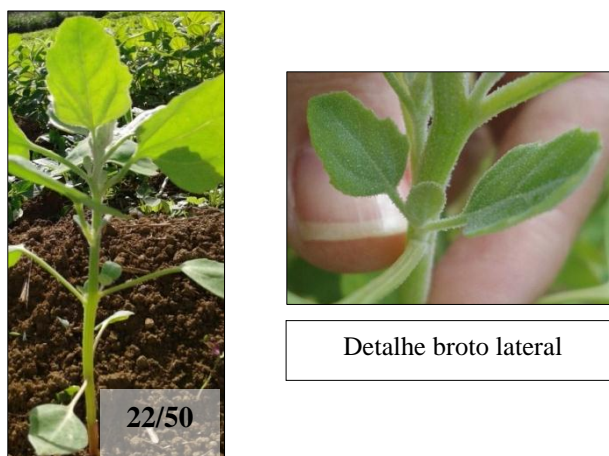


Figura 3. Estádio fenológico secundário da quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) incluído no estágio principal 2: formação dos brotos laterais, segundo a escala BBCH. 22/50: 2º broto lateral visível/ início da formação da inflorescência, entretanto é coberta por folhas. Detalhe de um broto lateral visível. Fonte: Flívia Fernandes de Jesus Souza, 2017.

1.3.1.4 Estádio principal 4: desenvolvimento de partes vegetativas (partes colhíveis)

O principal produto da quinoa é o grão. Entretanto, a planta pode ser utilizada na alimentação humana e animal, podendo ser colhida em diferentes estádios, o que vai depender da finalidade.

Para o consumo humano, as folhas, no início do desenvolvimento (estádios 14 a 18), podem ser preparadas como o espinafre, e as inflorescências em formação (estádios 53 a 55) podem ser colhidas e consumidas como o brócolis. Na alimentação animal a planta inteira pode ser utilizada (CALISSAYA, 2014). Depois da colheita dos grãos, a planta é empregada como forragem. Em variedades tardias, o corte pode ser realizado antes do estágio 50 (primórdio da inflorescência), pois a planta pode rebrotar e ainda produzir grãos (SPEHAR, 2007).

Quando o objetivo da produção de quinoa é para qualquer um destes fins, o estágio fenológico utilizado deve ser o código 49.

1.3.1.5 Estádio principal 5: primórdio da inflorescência (caule principal)

O primórdio da inflorescência no caule principal ocorre no ápice da planta, e o estágio principal 5 demonstra o seu desenvolvimento desde o seu surgimento, sendo coberta por folhas (Figura 4, 50) até a ocorrência de botões florais fechados (Figura 4, 55). Quando as inflorescências estão no estágio 53 apresentam formato piramidal (Figura 4, 53) ou cônica, o que vai depender do genótipo. No estágio 55 há o surgimento de folhas lanceoladas típicas da inflorescência (Figura 4, 55). Durante as fases iniciais de desenvolvimento da inflorescência há a presença de oxalato de cálcio, que também ocorre sobre a superfície das folhas. Os cristais de oxalato de cálcio podem ter coloração branca, rosada ou púrpura (FAO, 2016).

A inflorescência da quinoa é formada por um eixo principal do qual surgem os eixos secundários e terciários, sendo por isso denominada como panícula (BHARGAVA; SHUKLA; OHRI, 2006; FAO, 2011). Dependendo da forma e da posição dos glomérulos classificam-se em: amarantiforme, quando os glomérulos se inserem diretamente nos eixos secundários, e têm a forma semelhante aos dedos da mão; e glomerulada, quando os glomérulos se inserem nos eixos terciários e formam grupos compactos e esféricos, com pedicelos curtos e muito juntos (BERTERO; MEDAN; HALL, 1996). Nos dois tipos, as inflorescências podem ser laxas ou compactas, que é determinada pela distância entre os eixos

secundários e pedicelos, sendo compacta quando ambos são curtos (ROJAS et al., 2014). Neste trabalho, a cultivar BRS Syetetuba apresentou inflorescência amarantiforme com variações entre laxas e compactas.

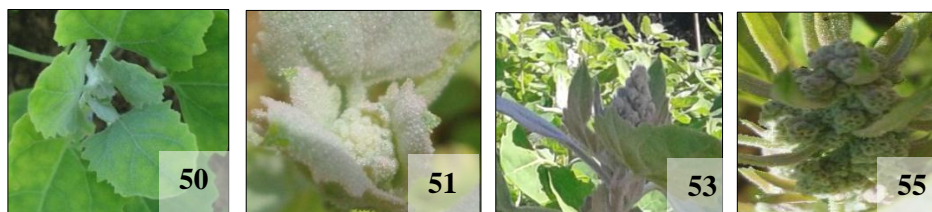


Figura 4. Estádios fenológicos secundários da quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) incluídos no estágio principal 5: primórdio da inflorescência (caule principal), segundo a escala BBCH. 50: início da formação da inflorescência, entretanto é coberta por folhas; 51: Inflorescência não mais coberta por folhas. Visível de cima.; 53: Inflorescência ultrapassa as folhas mais jovens superiores e 55: Botões florais individuais na inflorescência visíveis, entretanto fechados. Fonte: Flívia Fernandes de Jesus Souza, 2017.

1.3.1.6 Estádio principal 6: Florescimento (caule principal)

As flores em quinoa são incompletas, ou seja, não possuem pétalas e podem ser femininas, hermafroditas ou macho estéreis. Por apresentarem, em uma mesma planta, flores femininas e hermafroditas, é classificada como uma planta ginomonoica (GANDARILLAS, 1979 *apud* BONIFÁCIO et al., 2014). As flores hermafroditas possuem diâmetro de 2 a 5 mm e são compostas por cinco lóbulos periantais, cinco anteras e um ovário súpero, com dois ou três estigmas (Figura 5, detalhe flor hermafrodita) (BRARGAVA; SHUKLA; ONRI, 2006). As femininas contêm somente um perigônio e um pistilo, e o seu tamanho varia entre 1 a 3 mm (JACOBSEN; STOLEN, 1993).

O estágio principal de crescimento 6 é iniciado com a abertura das primeiras flores (antese) (Figura 5, 60) e prossegue sucessivamente até que se alcance a floração plena, com aproximadamente 50% das flores abertas, que se forem hermafroditas apresentam estames de coloração amarela (Figura 5, 63), e então o florescimento termina com o fechamento do perigônio, para assim dar início à formação do fruto. Em uma mesma inflorescência podem ser encontradas flores abertas, fechadas e frutos em início de formação. Por isso, para

determinar o correto estágio de desenvolvimento, deve-se adotar o estágio mais avançado e em maior proporção.

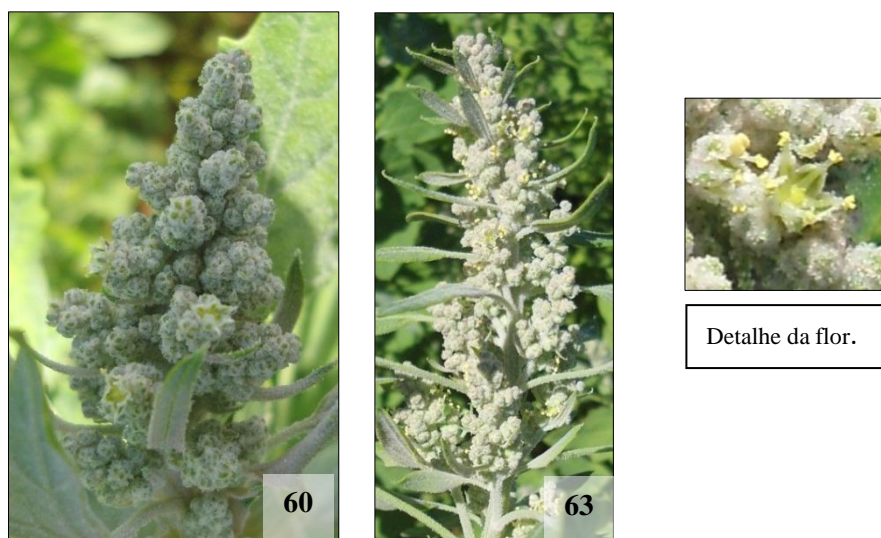


Figura 5. Estádios fenológicos secundários da quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) incluídos no estágio principal 6: florescimento (caule principal), segundo a escala BBCH. 60: Primeiras flores abertas; 63: Aproximadamente 30% das flores da inflorescência abertas. Detalhe de uma flor hermafrodita. Fonte: Flívia Fernandes de Jesus Souza, 2017.

1.3.1.7 Estádio principal 7: Formação do fruto (grão/semente)

A quinoa é classificada como um pseudocereal, pois mesmo sendo uma dicotiledônea e pertencer a uma família distinta (*Amaranthaceae*) à dos cereais, possui características em composição do fruto semelhantes a estes (SPEHAR; SANTOS, 2002), sendo sua principal substância de armazenamento o amido (de 51 a 61% do conteúdo total) (LINDEBOOM, 2005). Por esse fator, os estádios principais 7 e 8 foram baseados na escala BBCH para cereais (MEIER, 2001).

A partir de 14 dias após a antese os frutos estão formadas, são extremamente pequenos e verdes, não visíveis, sendo cobertos totalmente pelo perigônio e o seu conteúdo é um fluido quase totalmente aquoso. Quando 50% dos frutos da inflorescência possuem essa característica são classificados no estágio 71 (Figura 6, 71). Quando o fluido deixa de ser aquoso e começa a apresentar coloração leitosa é classificado no estágio 73, e quando adquire uma textura mais consistente com o fruto em seu tamanho final, ainda com coloração verde, a planta é classificada no estágio 75 (Figura 6, 75). No próximo estágio grão leitoso tardio 77 (Figura 6, 77), o fluido é totalmente leitoso e o fruto possui coloração esbranquiçada. Nesta

fase de desenvolvimento, se a planta apresentar deiscência do perigônio, os frutos começam a serem expostos.

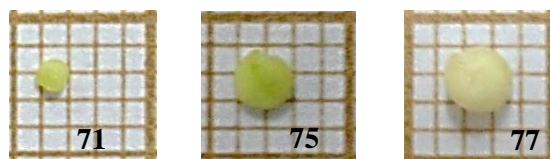


Figura 6: Estádios fenológicos secundários da quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) incluídos no estágio principal 7: formação do fruto (grão/sememente), segundo a escala BBCH. 71: Grão aquoso; 75: Grão leitoso médio: grãos atingem tamanho final e 77: Grão leitoso tardio. Fonte: Flívia Fernandes de Jesus Souza, 2017.

1.3.1.8 Estádio principal 8: Maturação do fruto (grão/sememente)

Nesse estágio principal de desenvolvimento há um intenso acúmulo de reservas no fruto. O seu conteúdo deixa a fase leitosa, adquirindo consistência pastosa, estágio 83, com teor de água em torno de 50%. No estágio 85 (Figura 7, 85) o fruto é macio, porém o seu conteúdo é mais seco. Quando se faz uma marca com a unha esta não se mantém, sendo possível dividi-lo em duas partes. No estágio 87 pastoso duro, é possível dividir o fruto em duas partes, porém com maior dificuldade que o estágio anterior, permanecendo a marca de unha. Quando o fruto atinge o estágio 89 (Figura 7, 89), ele se apresenta duro, sendo difícil sua divisão em duas partes. Nesta fase os frutos atingem a maturidade fisiológica e se soltam da inflorescência com o friccionar dos dedos, atingindo teor de água aproximado de 30%.

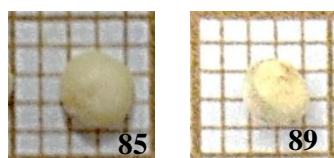


Figura 7: Estádios fenológicos secundários da quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) incluídos no estágio principal 8: Maturação do fruto (grão/sememente), segundo a escala BBCH. 85: Grão pastoso macio: impressão da unha não se mantém e 89: Maturação completa. Grão duro. É difícil dividir o grão com a unha. Fonte: Flívia Fernandes de Jesus Souza, 2017.

1.3.1.9 Estádio principal 9: Senescência

Em quinoa, as folhas do terço médio e inferior começam a amarelar e cair quando a planta ainda se encontra em estádios primários de desenvolvimento. Por exemplo, a queda das duas primeiras folhas ocorre quando a planta está com nove ou dez folhas, estágio 19. Como o estágio principal 9 se refere à fase em que a planta se encontra após os frutos terem atingido a maturidade fisiológica, o primeiro estágio secundário 93 se refere ao estágio pós-maturidade, quando os frutos estão secos e não se pode mais dividi-los. As plantas estão sem folhas e o caule apresenta com pouca quantidade de água com coloração amarelada (Figura 8, 93). Esta fase é muito dependente das condições ambientais, pois depois que os frutos atingem a maturidade fisiológica o seu teor de água será dependente das condições ambientais do meio de cultivo. Nas condições em que foram avaliadas as plantas neste trabalho, o teor de água nesta fase foi em torno de 17%. No próximo, estágio 97 (Figura 8, 97), a planta está morta e totalmente seca, há completa descoloração do caule. Na variedade avaliada a coloração é marrom claro. Os tratamentos de armazenamento e pós colheita são considerados no estágio BBCH 99.



Figura 8: Estádios fenológicos secundários da quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) incluídos no estágio principal 9: senescência, segundo a escala BBCH. 92: Pós-maturidade: Grãos muitos duros, não podem ser divididos com a unha. 97: Planta morta e seca. Fonte: Flívia Fernandes de Jesus Souza, 2017.

1.4 CONCLUSÃO

A escala fenológica estabelecida para quinoa com a utilização da escala BBCH descrita neste trabalho contém nove estádios principais de desenvolvimento. Os estágios observados foram: germinação, desenvolvimento das folhas, formação de brotos laterais, desenvolvimento de partes vegetativas colhíveis, primórdio da inflorescência, florescimento, formação do fruto (grão/semente), maturação do fruto (grão/semente) e senescência.

A fenologia da quinoa descrita neste trabalho é pioneira e representa uma ferramenta útil e simples para universalização de informação utilizável na pesquisa e na gestão eficiente e sustentável de manejo da planta.

1.5 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ARCHONTOLIS, S.V.; STRUIK, P.C.; VOS, J.; DANALATOS. Phenological growth stages of *Cynara cardunculus*: codification and description according to the BBCH scale. **Annals of Applied Biology**, p.253-270, 2010.

BERTERO, D.; MEDAN, D.; HALL, A.J. Changes in apical morphology during floral initiation and reproductive development in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). **Annals of Botany**, v.78, p.317-324, 1996.

BHARGAVA, A.; SHUKLA, S.; OHRI, D. *Chenopodium quinoa*-an Indian perspective. **Industrial Crops Products**, v. 23, p.73–87, 2006.

BLEIHOLDER H.; KIRFEL H.; LANGELÜDDEKE P.; STAUSS R. Codificação unificada dos estádios fenológicos de culturas e ervas daninhas. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.21, n.9, p.1423–1429, 1991.

BOIS, J.F.; WINKEL, T.; LHOMME, J.P.; RAFFAILLAC, J.P.; ROCHETEAU, A. Response of some Andean cultivars of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) to temperature: effects on germination, phenology, growth and freezing. **European Journal of Agronomy**, v.25, p. 299-308, 2006.

BONIFÁCIO, A.; GOMEZ-PANDO, L.; WILFREDO, R. Mejoramiento genético de la quinoa y el desarrollo de variedades modernas. In: BAZILE, D. et al. (Eds.). **Estado de la arte de la quinua en el mundo en 2013**. FAO: Santiago, Chile e CIRAD: Montpellier, Francia, p. 203-225, 2014.

BURRIEZA, H.P.; LOPEZ-FERNÁNDEZ, M.P.; MALDONADO, S. Analogous reserve distribution and tissue characteristics in quinoa and grass seeds suggest convergente evolution. **Plant Science**, v.5, p.1-11, 2014.

CALISAYA, J.A. Forraje y alimentación animal. In: BAZILE, D. et al. (Eds.). **Estado de la arte de la quinua en el mundo en 2013**. FAO: Santiago, Chile e CIRAD: Montpellier, Francia, p. 297-316, 2014.

DOURADO NETO, D.; FANCELLI A. L. Ecofisiologia e Fenologia. In: DOURADO NETO, D.; FANCELLI A. L. (Eds.). **Produção de Feijão**. Guaíba: Livraria e Editora Agropecuária, p.23-48, 2000.

FANCELLI, A.L. **Fenologia do milho**. Piracicaba: Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiros – Universidade de São Paulo, 1988.

FAO- **Guía de cultivo de la quinua**. Universidad Nacional Agraria la Molina, Lima-Peru, 2016. 130p.

FAO - **La ONU declara al 2013 Año Internacional de la Quinoa**. Disponível em: http://www.fao.org/agronoticias/agronoticias/detalle/es/?dyna_fef%5Buid%5D=11928. Acesso em: 6 de janeiro de 2013.

FAO – **Quinoa: an ancient crop to contribute to world food security**. Regional Office for Latin America and the Caribbean, 2011. 63p.

FAYAD, J.A.; FONTES, P.C.R.; CARDOSO, A.A.; FINGER, L.F.; FERREIRA, F.A. Crescimento e produção do tomateiro cultivado sob condições de campo e de ambiente protegido. **Horticultura Brasileira**, v.19, 3: 232-237, 2001.

FEHR, W. R.; CAVINESS, C.E.; BURMOOD, D.T.; PENNINGTON, J.S. Stage of development descriptions of soybeans, *Glycine max* (L.) MERR. **Crop Science**, v.11, p.929-931, 1971.

FELLER, C.; RICHTER, E.; SMOLDERS, T.; WICHURA, A. Phenological growth stages of edible asparagus (*Asparagus officinalis*): codification and description according to the BBCH scale. **Annals of Applied Biology**, v. 160, p.174-180, 2012.

GANDARILLAS, H. **Razas de Quinoa**. Ministerio de Agricultura. División de Investigaciones Agrícolas. La Paz: Instituto Boliviano de Cultivos Andinos. 53p.

GUERRA, A.F. Manejo de irrigação do trigo para obtenção de máxima produtividade na região dos cerrados. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.30, n.4, p.515-521, 1995.

HACK H.; BLEIHOLDER H.; BUHR L.; MEIER U.; SCHNOCK-FRICKE U., WEBER E.; WITZENBERGER A. Einheitliche Codierung der phänologischen Entwicklungsstadien mono- und dikotyler Pflanzen – Erweiterte BBCH-Skala, Allgemein. **Nachrichtenblatt des Deutschen Pflanzenschutzdienstes**, v. 44, 265–270, 1992.

HANCCO, J.M.L. **Cultivo de la quinua en Puno-Perú**: descripción, manejo y producción. Uma Puno: Ciências Agrárias, 2003. 63p.

HANWAY, J.J. Growth stages of corn (*Zea mays* L.). **Agronomy Journal**, v.55, n.5, p.487-491, 1963.

HERNÁNDEZ, F.; LEGUA, P.; MELGAREJO, P.; MARTÍNEZ, R.; MARTÍNEZ, J.J. Phenological growth stages of jujube tree (*Ziziphus jujube*): codification and description according to the BBCH scale. **Annals of Applied Biology**, v.166, p. 136-142, 2015.

HESS M.; BARRALIS G.; BLEIHOLDER H.; BUHR L.; EGGERS T.; HACK H.; STAUSS R. Use of the extended BBCH scale—general for the description of the growth stages of mono- and dicotyledonous weed species. **Weed Research**, v. 37, p.433–441, 1997.

Investigaciones Agrícolas. Instituto Boliviano de Cultivos Andinos. La Paz- p.929-931, 1971.

JACOBSEN, S.E.; STOLEN, O. Quinoa—morphology, phenology and prospects for its production as a new crop in Europe. **European Journal of Agronomy**, v.2, n.1, p. 19–29, 1993.

JEFFERIES, B.A.; LAWSON, M. A key the stages of development of potato (*Solanum tuberosum*). **Annals of Applied Biology**, v. 119, p. 387-389, 1991.

KOTTEK, M.; GRIESER, J.; BECK, C.; RUDOLPH, B.; RUBEL, F. World Map of the Köppen-Geiger climate classification updated. **Meteorologische Zeitschrift**, v. 15, p. 259-263, 2006.

LANCASHIRE P.D.; BLEIHOLDER H.; VAN DEN BOOM T.; LANGELÜDDEKE P.; STAUSS R.; WEBER E.; WITZENBERGER A. A uniform decimal code for growth stages of crops and weeds. **Annals of Applied Biology**, v. 119, p.561–601, 1991.

LINDEBOOM, N. **Studies on the characterization, biosynthesis and isolation of starch and protein from quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.)**, 2005. 152f. (Doutorado), University of Saskatchewan, Saskatoon. 2005.

LORENZ, D. H.; EICHHORN, K. W.; BLEI-HOLDER, H.; KLOSE, R.; MEIER, U.; WEBER, E. Phänologische Entwicklungsstadien der Weinrebe (*Vitis vinifera* L. ssp. *vinifera*). *Vitic. Enol. Sci.*, v. 49, p. 66-70, 1994. In: MEIER, U. (Ed.). **Esádios de las plantas mono-y dicotiledóneas-BBCH Monografía**, Centro Federal de Investigaciones Biológicas para Agricultura y Silvicultura, p. 86-88, 2001. Disponível em: <http://www.ecofisiohort.com.ar/wp-content/uploads/2009/10/C%C3%B3digo-BBCH1.pdf> . Acesso em: 17 de janeiro de 2017.

MARTINELLI, T.; GALASSO, I. Phenological growth stages of *Comelina sativa* according to extend BBCH scale. **Annals of Applied Biology**, v. 158, p. 87-94, 2010.

MARTÍNEZ-NICOLÁS, J.J.; LEGUA, P.; MELGAREJO, P.; MARTÍNEZ, R.; HERNÁNDEZ, F. Phenological growth stages of nashi tree (*Pyrus pyrifolia*): codification and description according to the BBCH scale. **Annals of Applied Biology**, v. 168, p.255-263, 2016.

MEIER, U. (Ed.). **Esádios de las plantas mono-y dicotiledóneas-BBCH Monografía**, Centro Federal de Investigaciones Biológicas para Agricultura y Silvicultura, 2001. 149 p. Disponível em: <http://www.ecofisiohort.com.ar/wp-content/uploads/2009/10/C%C3%B3digo-BBCH1.pdf> . Acesso em: 17 de janeiro de 2017.

MEIER, U.; BACHMANN, L.; BUHTZ, H.; HACK, H.; , R. KLOSE, R.;MÄRLÄNDER, B.; WEBER, E., 1993: Phänologische Entwicklungsstadien der Beta-Rüben (*Beta vulgaris* L. ssp.). Codierung und Beschreibung nach der erweiterten BBCH-Skala (mit Abbildungen). Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. v. 45, p.37-41, 1993. In: MEIER, U. (Ed.). **Esádios de las plantas mono-y dicotyledóneas-BBCH Monografia**, Centro Federal de Investigaciones Biológicas para Agricultura y Silvicultura, p. 40-42, 2001. Disponível em: <http://www.ecofisiohort.com.ar/wp-content/uploads/2009/10/C%C3%B3digo-BBCH1.pdf> . Acesso em:17 de janeiro de 2017.

MORAIS, H.; CARAMORI, P.H.; SEIKOGUISHI, M.; RIBEIRO, A.M.A. Escala fenológica detalhada da fase reprodutiva de *Coffea arábica*. **Bragantia**, v.6, n.1, p.257-260, 2008.

MUNGER, P.; BLEIHOLDER, H.; HACK, H.; HESS, M.; STAUSS, R.; BOOM, T.; WEBER, E. Phenological growth stages of the cotton plant (*Gossypium hirsutum* L.): codification and description according to the BBCH scale. **Journal Agronomy & Crop Science**, v.180, p.143-149, 1998.

MUNGER, P.; BLEIHOLDER, H.; HACK, H.; HESS, M.; STAUSS, R.; BOOM, T.; WEBER, E. Phenological growth stages of the soybean plant (*Glycine max* L. MERR.): codification and description according to the BBCH Scale. **Journal Agronomy & Crop Science**, v.179, p.209-217, 1997.

RAJAN, S.; TIWARI, D.; SINGH, V.K.; SAXENA, P.; SINGH, S.; REDDY, Y.T.N.; UPRETI, K.K.; BURONDKAR, M.M.; BRAGWAN, A.; KENNEDY, R. Application of extend BBCH scale for phonological studies in mango (*Mangifera indica* L.). **Journal of Applied Horticulture**, v.13, n.2, p. 108-114, 2011.

ROJAS, W. Multivariate analysis of genetic diversity of Bolivian quinoa germplasm. **Food Reviews International**. v. 19, n.1-2, p. 9-23, 2003.

ROJAS, W.; PINTO, M.; ALANOCA, C.; PANDO, L. G.; LEÓN-LOBOS, P.; ALERCIA, A.; DIULGHEROFF, S.; PADULOSI, S.; BAZILE, D. In: BAZILE, D. et al. (Eds.). **Estado**

de la arte de la quinua en el mundo en 2013. FAO: Santiago, Chile e CIRAD: Montpellier, Francia, p. 65-94, 2014.

SOUZA, F.F.J.; SOUZA, J.E.A.; SOUZA, N.O.S.; SPEHAR, C.R.S.; JESUS, T.F. Standardizing germination tests for quinoa seeds. **African Journal of Agricultural Research**, v.11, n.15, p. 1299-1308, 2016.

SPEHAR, C.R.; SANTOS, R.B.L. Aproveitamento alimentar, In: SPEHAR, C.R.; **Quinoa: alternativa para a diversificação agrícola e alimentar.** Planaltina: Embrapa Cerrados, p. 71-79. 2007.

SPEHAR, C.R.; SANTOS, R.L.B. Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) BRS Piabiru: alternativa para diversificar os sistemas de produção de grãos. **Pesquisa agropecuária brasileira**, v.37, n.6, p.889-893, 2002.

SPEHAR, C.R.; ROCHA, J.E.S.; SANTOS, R.L.B. Desempenho agrônômico e recomendações para cultivo de quinoa (BRS Syetetuba) no Cerrado. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 41, n. 1, p. 145-147, 2011.

VALENTINI, N.; ME, G.; FERRERO, R.; SPANNA, F. Use of bioclimatic indexes to characterize phonological phases of apple varieties in Northern Italy. **International Journal of Biometeorology**, v. 45, p. 191-195, 2001.

ZADOKS J.C.; CHANG T.T.; KONZAK C.F. A decimal code for the growth stages of cereals. **Weed Research**, v.14, p. 415–421, 1974

CAPÍTULO 2

PADRONIZAÇÃO DO TESTE DE GERMINAÇÃO PARA SEMENTES DE QUINOA

SOUZA, F.F.J.; SOUZA, J.E.A.; SOUZA, N.O.S.; SPEHAR, C.R.; JESUS, T.F.

(Trabalho publicado na revista *African Journal of Agricultural Research* em 19 de janeiro de 2017)

RESUMO

O teste padrão de germinação tem sido comumente utilizado em culturas comerciais de grãos, como soja, feijão, arroz e milho. No entanto, não existem testes padronizados para novas culturas potenciais, sendo a quinoa uma delas. Este trabalho teve como objetivo avaliar o efeito do substrato, temperatura e tempo de contagem na germinação de sementes de quinoa. Foram utilizados os seguintes tratamentos: sobre papel, entre papel, sobre areia e entre areia, todos previamente embebidos em água destilada, combinados às temperaturas de 15, 20, 25, 30 °C e temperatura alternada de 20-30 ° C. O experimento foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado em esquema fatorial de 5 × 4 (temperaturas × substratos), com quatro repetições. Plântulas normais, anormais e sementes mortas foram avaliadas até a estabilização. O índice de velocidade de germinação e o tempo médio de germinação foram calculados. A partir dos resultados, conclui-se que o teste de germinação para sementes de quinoa deve ser conduzido em temperatura alternada de 20-30 °C, sobre ou entre papel, com contagem inicial aos dois dias e final aos quatro dias.

Palavras-chave: *Chenopodium quinoa* Willd., substrato, temperatura, tempo de contagem, viabilidade.

ABSTRACT

The standard germination tests have been commonly used on commercial grain crops, such as soybean, field beans, rice and maize. However, there are no standard tests for potential new crops; quinoa being one of them. This work is aimed at evaluating the effect of substrate, temperature and counting time in seed germination of quinoa. The following treatments were used in tests with seeds: on blotter paper, between blotter paper, on sand and within sand, all previously soaked with distilled water. These substrates were combined to the temperatures of 15, 20, 25, 30°C, and alternated between 20 to 30°C. The experiment was conducted on an entirely randomized factorial design 5×4 (temperature \times substrate) with 4 repetitions. Normal seedlings, abnormal seedlings and dead seeds were counted until stabilized. The germination velocity index and mean time for germination were calculated. From the results, it was concluded that germination test of quinoa seeds should be conducted at 20 to 30°C alternate temperatures, on or between blotter paper, with initial count at 2 days and final count at 4 days.

Key words: *Chenopodium quinoa* willd., substrate temperature, counting time, seed viability.

2.1 INTRODUÇÃO

Chenopodium quinoa Willd. pertence à família Amaranaceae e ao gênero *Chenopodium*, sendo composto por cerca de 150 espécies presentes na América, Ásia e Europa (BAZILE; BAUDRON, 2014). É uma dicotiledônea com ampla variabilidade de germoplasma, incluindo ecótipos halófilos, que toleram alta salinidade no solo e ecótipos xerófilos, os quais podem crescer e se reproduzir em condições de pouca umidade (JELLEN, 2014).

Originária da região aos redores do Lago Titicaca, na Cordilheira dos Andes da Bolívia e do Peru, este pseudocereal foi largamente consumido pela população indígena da Bolívia, Peru, Equador, Chile, Argentina e Colômbia. Durante séculos, foi um dos principais componentes da dieta diária desses povos. Seu cultivo teve um decréscimo durante a era colonial, quando os conquistadores introduziram as culturas de trigo e cevada. Porém, atualmente, sua popularidade vem aumentando na Europa, América do Norte e na própria região andina; devido a fatores como a necessidade nutricional de adeptos de dietas vegetarianas e de pessoas intolerantes ao glúten e lactose (JELLEN, 2014).

Dentre todos os outros grãos, a quinoa é o único que apresenta um equilíbrio ideal de aminoácidos em sua proteína. Sua alta qualidade é expressa pelo conteúdo de histidina, isoleucina, leucina, fenilalanina, treonina, triptofano, valina e principalmente lisina e metionina, os aminoácidos essenciais (STIKIC et al., 2012). Os grãos ainda são ricos em minerais (K, Ca, P, Mn, Zn, Cu, Fe e Na), fibras dietéticas e vitaminas C e E (DINI; TERONE; DINI, 2010). Além de se destacar por possuir características nutricionais excepcionais, ainda se mostra uma cultura de alta adaptabilidade a diversas regiões do mundo, sendo uma opção mundial para aumentar a segurança alimentar (FAO, 2011).

Pesquisas têm sido intensificadas no Brasil com o objetivo de inserir a cultura da quinoa em sistemas de produção. No entanto, esta apresenta problemas intrínsecos relacionados à qualidade de sementes, levando a falhas de emergência em campo (SIGSTAD; PRADO, 1999; SIGSTAD; GARCIA, 2001). A estrutura de sementes de quinoa e sua fisiologia podem influenciar o armazenamento e a germinação em temperaturas mais altas do que as que prevalecem nas altas montanhas de sua origem (SOUZA et al., 2016).

A semente é o componente mais importante no estabelecimento da cultura, com impacto direto no desempenho e produtividade (AZEVEDO, 2003) e pesquisas relacionadas a esse fator em quinoa ainda são incipientes (SIGSTAD; GARCIA, 2001). No Brasil, onde a

cultura tem pouca história, as primeiras cultivares recomendadas mostraram problemas de qualidade de sementes e, não há teste padrão de germinação específico para avaliação da qualidade fisiológica (BRASIL, 2009).

O teste de germinação determina a taxa de semeadura, compara lotes diferentes, e permite a obtenção de resultados que podem ser comparados entre si (BRASIL, 2009). A germinação depende das características intrínsecas das sementes e dos fatores externos, tais como temperatura, umidade e substrato. Estes últimos podem ser manipulados a fim de otimizar a porcentagem, velocidade e uniformidade de germinação. As sementes de quinoa, na verdade frutos do tipo aquênio, possuem uma estrutura peculiar em relação aos cereais, especialmente em referência ao pericarpo, que é constituído por células mortas que rodeiam externamente as sementes (BURRIEZA et al., 2014), o que pode interferir na germinação de suas sementes.

A temperatura afeta a velocidade de embebição e as reações bioquímicas que ocorrem durante o processo de germinação, influenciando a uniformidade e a taxa de germinação total (CARVALHO; NAKAGAWA, 2012). As sementes de diferentes espécies apresentam comportamento variável quanto à temperatura, sendo considerada ótima a temperatura na qual a semente expressa seu potencial máximo de germinação em menor intervalo de tempo (POPINIGIS, 1985; BORGES; RENA, 1993). Determinadas espécies germinam melhor quando expostas a alternância de temperaturas, enquanto que outras têm sua germinação favorecida quando são submetidas a temperaturas constantes (ALVEZ; GODOY; CORRÊA, 2011).

O substrato constitui o suporte físico no qual a semente é colocada e influencia a taxa de germinação das sementes em função de sua estrutura, aeração, capacidade de retenção de água, propensão à infestação por microrganismos, dentre outros. Sua função é manter as condições ideais para a germinação e desenvolvimento das plântulas (FIGLIOLIA; OLIVEIRA; PIÑA-RODRIGUES, 1993). A escolha do substrato deve ser realizada de acordo com as características da semente a ser analisada, tais como tamanho, necessidade de água e luz, facilidade de contagem e avaliação das plântulas (POPINIGIS, 1985). Como cada espécie apresenta peculiaridades em relação aos fatores que influenciam o teste de germinação, o objetivo deste trabalho foi desenvolver metodologia para avaliar a germinação e estabelecer um padrão de rotina na avaliação da qualidade fisiológica de sementes de quinoa.

2.2 MATERIAL E MÉTODOS

O trabalho foi desenvolvido no Laboratório de Tecnologia de Sementes da Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, FAV, Universidade de Brasília, Brasil.

As sementes de quinoa utilizadas neste trabalho foram da cultivar BRS Syetetuba, cultivadas em área experimental da FAV entre março e agosto de 2015. A colheita foi realizada manualmente, quando as sementes atingiram em torno de 20-30% de teor de água. Após a colheita, as plantas foram secas sob condições de baixa umidade do ar, durante a estação seca, e então foram trilhadas. As sementes com teor de água aproximado de 12% b.u. foram limpas e armazenadas em câmara fria a uma temperatura de 10 °C. Antes de iniciar os testes, as sementes foram imersas em hipoclorito de sódio a 2% durante 10 minutos e enxaguadas posteriormente com água destilada para evitar a infecção fúngica.

Os tratamentos consistiram da combinação de cinco temperaturas: 15; 20; 25 e 30°C constantes e 20-30°C alternada, e de quatro tipos de substratos: sobre papel (SP), entre papel (EP), sobre areia (SA) e entre areia (EA). Para o substrato entre papel, as sementes foram distribuídas sobre duas folhas de papel mata-borrão, umedecidas com quantidade de água equivalente a 2,5 vezes a massa do papel não hidratado, coberto com uma terceira folha, dentro de caixas de plástico do tipo gerbox (11 x 11 x 3 cm). Para o substrato sobre papel, as sementes foram colocadas em caixas plásticas do tipo gerbox sobre duas folhas de papel mata-borrão, umedecidas com água destilada na mesma proporção utilizada em EP.

A germinação em areia foi conduzida em caixas plásticas do tipo gerbox para que o espaçamento entre as sementes fossem aproximadas aos dos testes com papel. No substrato entre areia, as sementes foram colocadas a uma profundidade de um centímetro, e nas caixas utilizando o substrato sobre areia, apenas depositadas sobre o referido substrato, sendo que o umedecimento foi feito com água destilada até atingir 60% da capacidade de campo (BRASIL, 2009).

O efeito das temperaturas e substratos sobre o desempenho das sementes foi avaliado pelo teste de germinação, sendo contadas diariamente as plântulas que apresentavam emissão da radícula maior que dois centímetros de comprimento, e o período de duração do teste foi determinado como sendo o número de dias a partir do qual houve estabilização da germinação. O resultado foi expresso em porcentagem de plântulas germinadas.

Conjuntamente com o teste de germinação foram estabelecidos o índice de velocidade de germinação (IVG) e tempo médio de germinação (TMG). As contagens das plântulas

normais foram realizadas diariamente após a instalação do teste, e o índice de velocidade de germinação e o tempo médio de germinação foram calculados empregando-se as fórmulas de Maguire (1962) e Labouriau (1983), respectivamente:

$$IVG = G_1/N_1 + G_2/N_2 + \dots + G_n/N_n ; \text{ onde:}$$

IVG = Índice de velocidade de germinação;

G_1, G_2, G_n = número de plântulas normais computadas na primeira contagem, na segunda contagem e na última contagem;

N_1, N_2, N_n = número de dias de semeadura à primeira, segunda e última contagens.

TMG: $\sum(n_i t_i) / \sum n_i$, em que:

TMG: tempo médio de germinação (dias);

n_i : número de sementes germinadas no intervalo entre cada contagem;

t_i : tempo decorrido entre o início da germinação e a i -ésima contagem.

O delineamento experimental utilizado foi o inteiramente casualizado, em esquema fatorial de 5 x 4 (cinco temperaturas e quatro substratos), com quatro repetições. Os dados do teste de germinação foram previamente transformados em $\text{arc sen } \sqrt{\frac{x}{100}}$, com as tabelas usando os valores originais. A comparação das médias foi realizada pelo teste de Tukey a 5 % de probabilidade. Os dados obtidos foram analisados com o auxílio do Software SISVAR 5.3 (FERREIRA, 2011).

2.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Houve interação significativa ($p < 0,05$) para todas as variáveis estudadas, inclusive para a interação temperatura x substrato. Em relação à porcentagem de germinação (Tabela 1), nota-se, que nos substratos entre papel e sobre papel, a germinação foi maior quando as sementes foram expostas à temperatura alternada. Entretanto, esses resultados não diferiram estatisticamente das temperaturas de 20, 25 e 30 °C, no substrato entre papel, e da temperatura de 15 °C e 30 °C, no sobre papel. Entre areia, as sementes apresentaram melhor taxa de germinação a 15°C e 25°C e, quando se utilizou o substrato sobre areia, não houve diferença significativa quanto às temperaturas.

Com exceção de 15 e 25°C, onde não houve diferença estatística entre os substratos, nas outras três temperaturas os maiores valores encontrados foram quando as sementes foram testadas entre papel. No entanto, na temperatura de 30°C não houve diferença significativa em relação ao substrato entre areia e na temperatura alternada, não diferenciou do substrato sobre papel. Resultados semelhantes, onde sementes apresentaram melhor desempenho quando semeadas entre papel, foram encontrados para sementes de bertalha (*Basella alba*, Basellaceae) (LOPES et al., 2005).

Tabela 1. Médias da germinação (%) e índice de velocidade de germinação de sementes de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) submetidas ao teste padrão de germinação em diferentes substratos e temperaturas. UNB, Brasília-DF, 2017.

Substratos	Temperaturas				
	15°C	20°C	25°C	30°C	20-30°C
----- Germinação (%) -----					
EP	71,5 Ba	82,0 ABa	77,0 ABa	79,0 ABa	86,5 Aa
SP	71,5 ABCa	65,5 Cc	68,5 BCa	78,0 ABa	81,5 Aab
EA	73,5 Aa	68,7 ABbc	73,5 Aa	60,0 Bb	70,0 ABc
SA	78,5 Aa	78,5 Aab	75,5 Aa	78,5 Aa	77,5 Abc
----- Índice de Velocidade de Germinação -----					
EP	17,3 Ca	26,5 Bb	35,9 Aa	37,1 Aa	35,9 Aa
SP	17,1 Ca	16,2 Cc	28,3 Bb	37,7 Aa	30,7 Ba
EA	7,9 Bb	11,3 ABc	16,8 Ac	14,5 Ab	15,8 Ab
SA	18,8 Ba	36,9 Aa	35,2 Aa	38,1 Aa	34,2 Aa

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. EP: entre papel, SP: sobre papel, EA: entre areia e SA: sobre areia.

A temperatura alternada 20-30°C foi a que proporcionou as maiores porcentagens de germinação, onde os maiores valores encontrados foram para ambos os tratamentos com papel. Esses resultados podem ser explicados pela associação com as flutuações nas temperaturas que ocorrem no ambiente de origem das espécies vegetais (BORGES; RENA, 1993). Quinoa é originária das montanhas andinas, onde baixas temperaturas à noite alternam-se com temperaturas altas durante o dia, em ambientes de baixa umidade relativa. As

variações de temperatura podem causar a ativação de enzimas relacionadas à germinação (VÁZQUEZ-YANEZ, 1984). Além disso, a alta germinação poderia ser o efeito da temperatura alternada sobre o tegumento das sementes. As sementes tornam-se mais permeáveis à água e oxigênio, influenciando o equilíbrio entre as substâncias promotoras e inibidoras da germinação (ALVES; SILVA; CÂNDIDO, 2015).

No teste índice de velocidade de germinação (Tabela 1) não houve diferenças significativas entre as temperaturas de 25, 30 e alternada de 20-30°C, para as sementes colocadas nos substratos entre papel, entre areia e sobre areia. Para sementes colocadas sobre papel, o maior valor encontrando foi na temperatura de 30°C, seguidas pelas de 25°C e alternada de 20-30°C. Esses resultados mostram claramente a influência da temperatura na velocidade de germinação de sementes de quinoa, variando entre baixa a 15°C e alta a 30°C. Baixas temperaturas podem reduzir as atividades enzimáticas envolvidas no metabolismo da semente, diminuindo a taxa e retardando a germinação (CALDEIRA et al., 2015).

Tanto para o índice de velocidade de germinação (IVG) como para o tempo médio de germinação, em todas as temperaturas, resultados inferiores foram encontrados quando se empregou o substrato entre areia (Tabela 1 e Figura 1). Neste, houve uma redução de mais de 50% no IVG e maior tempo foi necessário para que ocorresse a germinação, cinco dias, em comparação com os outros substratos. Esses resultados podem ser explicados pelo excesso de água no substrato entre areia bloqueando o oxigênio em torno das sementes, reduzindo a respiração e atrasando ou paralisando a germinação (BORGES; RENA, 1993; CARVALHO; NAKAGAWA, 2012). Portanto, o substrato entre areia foi ineficiente para avaliar a germinação e o vigor de sementes de quinoa. Resultados semelhantes foram obtidos com sementes de Kino, *Cucumis metuliferus* (ALVES et al., 2014).

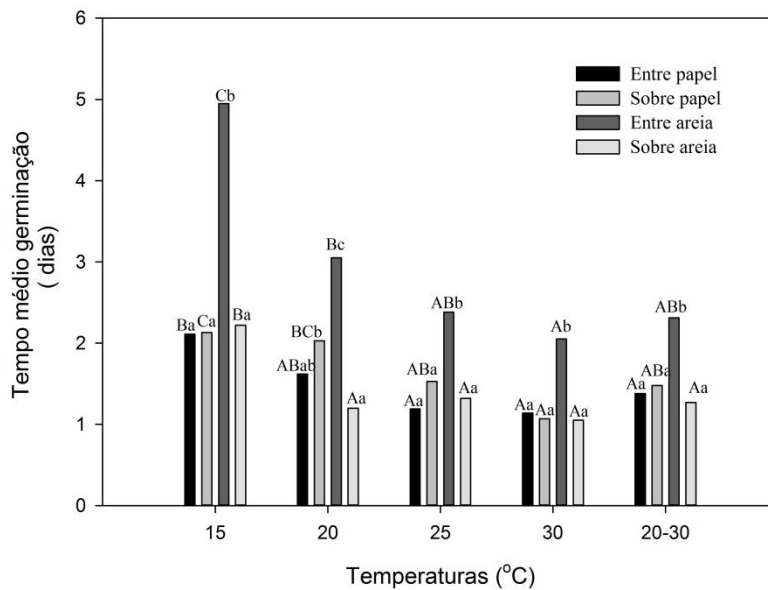


Figura 1. Tempo médio de germinação de sementes de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) submetidas ao teste padrão de germinação em diferentes substratos e temperaturas. Letras minúsculas comparam substratos em cada temperatura, letras maiúsculas comparam a temperatura em cada substrato.

Independentemente do substrato, sementes de quinoa germinaram em menor tempo quando foram expostas às temperaturas de 25, 30 e 20-30°C, com a maioria dos resultados diferindo estatisticamente das temperaturas de 15 e 20°C (Figura 1). Enquanto que, no substrato entre papel a 15°C foram necessários 2,1 dias para a germinação das sementes, nas temperaturas de 25, 30 e 20-30 °C, a germinação ocorreu em média em 1,5 dias. Sobre papel e sobre areia na temperatura de 30°C a germinação ocorreu no primeiro dia. Em 15 e 20°C foram requeridos em média dois dias para o substrato sobre papel. Colocadas sobre areia a 15°C, as sementes germinaram em 2,2 dias.

A velocidade de geminação pode ser influenciada pela temperatura. Quando as sementes são expostas a baixas temperaturas, geralmente, há uma diminuição das atividades metabólicas, causando redução no percentual de germinação. Ao contrário, nas altas temperaturas as sementes germinam mais rapidamente, resultado da desnaturação de proteínas provenientes do aumento das atividades metabólicas (NASCIMENTO et al., 2011).

O monitoramento diário da germinação das sementes de quinoa permitiu gerar uma curva de evolução definida para cada um dos tratamentos (Figura 2). Foram observadas altas taxas de germinação quando as sementes foram colocadas entre e sobre papel na temperatura alternada de 20 a 30°C.

De maneira geral, a germinação foi observada a partir do primeiro dia do teste e no segundo dia as porcentagens obtidas foram superiores a 50%. Do quarto dia em diante houve a estabilização da germinação. A partir desses resultados, infere-se que a data ideal para a primeira contagem seja aos dois dias e para a segunda, aos quatro dias após a semeadura. Critérios semelhantes para a determinação de datas para a avaliação do teste padrão de germinação foram utilizados por Alves et al., 2014, 2015; Caldeira et al., 2015; Oliveira et al., 2014.

Em soja e milho, a primeira e segunda contagem ocorre aos 5-8 e 4-7 dias, respectivamente. Em beterraba, da mesma família botânica que a quinoa, a primeira contagem é feita no 4º dia e a segunda no 10º dia (BRASIL, 2009). A germinação mais rápida em quinoa pode estar relacionada à alta capacidade de embebição de suas sementes, fazendo com que a protrusão da radícula ocorra entre 6 a 10 horas após serem expostas à água (MAKINEN; HAGER; ARENT, 2014; SOUZA et al., 2016;). O pericarpo é constituído por uma camada de células mortas que envolvem as sementes sendo altamente permeável, enquanto que no tegumento a endotesta é quase que completamente consumida durante a formação da semente, permanecendo apenas a exotesta (BURRIEZA; LOPEZ-FERNÁNDEZ; MALDONADO, 2014). À permeabilidade externa acrescenta-se a capacidade de absorção de água do perisperma formado por células grandes e de paredes finas, contendo grânulos de amido hidrofílicos (LÓPEZ-FERNÁNDEZ; MALDONADO, 2013). Estes mecanismos que aceleram a germinação das sementes podem ser resultados dos condicionantes ambientais. Ao redor do Lago Titicaca nos altos Andes da Bolívia e Peru, provável centro de origem da quinoa, a umidade é reduzida. Portanto, a espécie desenvolveu um uso eficiente da água durante o ciclo da planta, começando com uma rápida germinação.

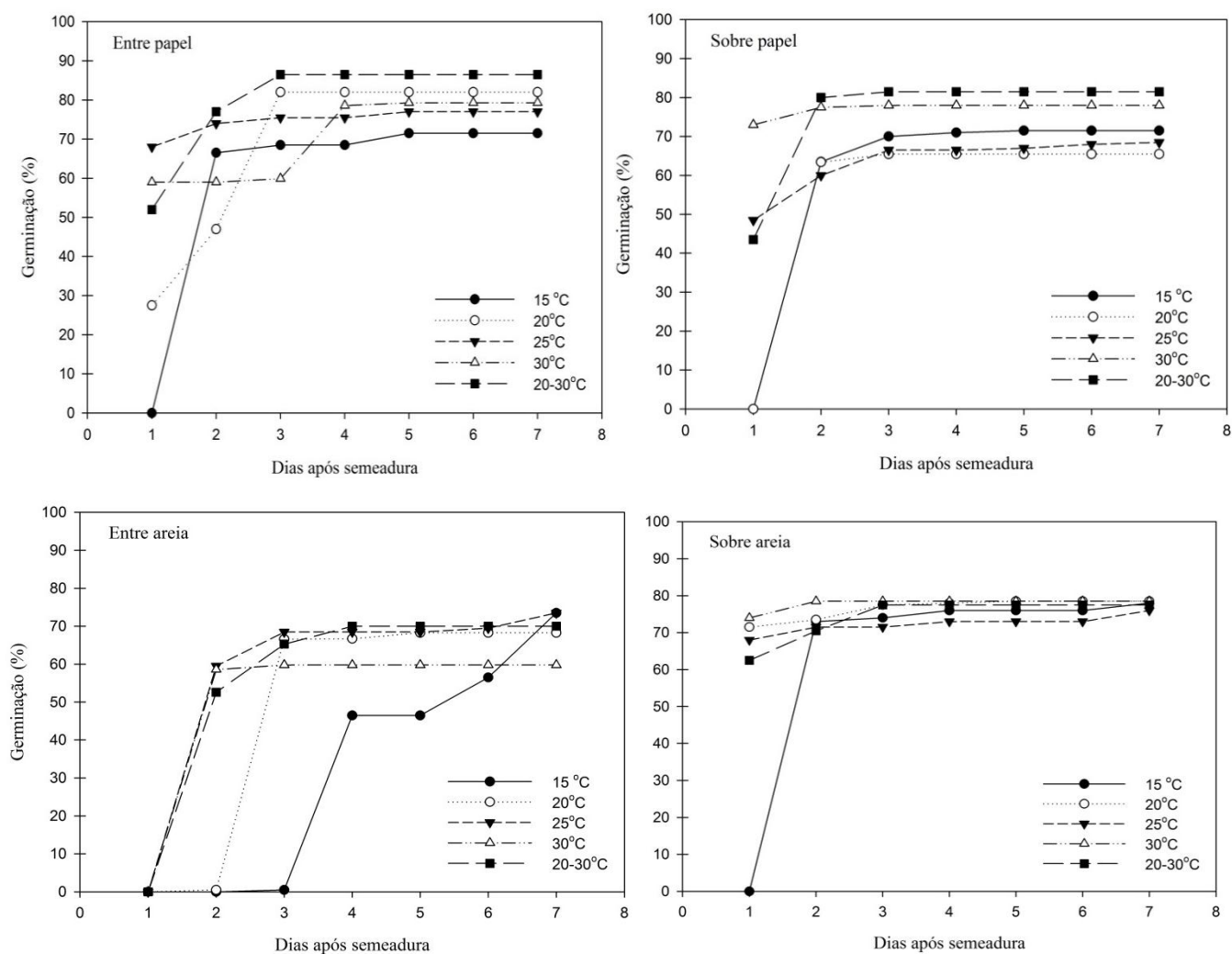


Figura 2. Evolução da germinação de sementes de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) submetidas ao teste padrão de germinação em diferentes substratos e temperaturas.

2.4 CONCLUSÃO

O teste de germinação para sementes de quinoa, utilizando temperatura alternada 20 -30°C, é otimizado quando as sementes são colocadas entre ou sobre papel, com contagem inicial aos dois dias e contagem final em quatro dias, a partir do início do teste.

2.5 REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICAS

ALVES, C.Z.; CANDIDO, A.C.S.; OLIVEIRA, N.C.; LOURENÇO, F.M.S. Teste de germinação em sementes de *Cucumis metuliferus* E. Mey. **Ciência Rural**, v. 44, n. 2, p.228-234, 2014.

ALVES, C.Z.; GODOY, A.R.; CORRÊA, L.S. Adequação da metodologia para o teste de germinação de sementes de pitaiá vermelha. **Ciência Rural**, v.41, n.5, p.779-784, 2011.

ALVES, C.Z.; SILVA, J.B.; CÂNDIDO, A.C.S. Metodologia para a condução do teste de germinação em sementes de goiaba. **Revista Ciência Agronômica**, v. 46, n.3, p. 615-621, 2015.

AZEVEDO, M.R.Q.A.; GOUVEIA, J.P.G.; TROVÃO, D.M.M. Influência das embalagens e condições de armazenamento no vigor de sementes de gergelim. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 7, n.3, p.519-524, 2003.

BAZILE, D.; BAUDRON, F. (2014). Dinámica de expansión mundial del cultivo de La quinua respecto a su alta biodiversidade. In: BAZILE D, BERTERO D, NIETO C (Eds). **State of the art reporto in quinoa around the Word in 2013**. Oficina Regional de la FAO para América Latina y el Caribe: Santiago, Chile pp. 49-64, 2014.

BORGES, E.E.L.; RENA, A.B. Germinação de sementes. In: AGUIAR, I.B.; PIÑA-RODRIGUES, F.C.M.; FIGLIOLIA, M.B. (Eds.). **Sementes florestais tropicais**. Brasília: ABRATES pp. 83-136, 1993.

BRASIL, **Regras para análises de sementes**. MAPA: Brasília, 2009. 398p

BURRIEZA, H.P.; LOPEZ-FERNÁNDEZ, M.P.; MALDONADO, S. Analogous reserve distribution and tissue characteristics in quinoa and grass seeds suggest convergent evolution. **Plant Science**, v.5, p.1-11, 2014.

CALDEIRA, T.L.; BESKOW, S.; MELLO, C.R.; FARIA, L.C.; SOUZA, M.R.; GUEDES, H.A.S. Modelagem probabilística de eventos de precipitação extrema no estado do Rio Grande do Sul. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v.19, n.3, p.197-20, 2015.

CARVALHO, N.M.; NAKAGAWA, J. **Sementes: ciência tecnologia e produção**. 5. ed., Campinas: Fundação Cargill, 2012. 590p.

DINI, I.; TENORE, G.C.; DINI, A. Antioxidant compound contents and antioxidant activity before and after cooking in sweet and bitter *Chenopodium quinoa* seeds. **Food Science and Technology**, v. 43, n.3, p.447-451, 2010.

FAO (2011). Oficina Regional para América Latina y el Caribe. La quinua: cultivo milenário para contribuir a la seguridad alimentaria mundial, Bolívia.

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

FIGLIOLIA, M.B.; OLIVEIRA, E.C.; PINÃ-RODRIGUES, F.C.M. Análise de sementes. In: AGUIAR, I.B.; PINÃ-RODRIGUES, F.C.M.; FIGLIOLIA M.B. (Eds.). **Sementes florestais tropicais**. ABRATES: Brasilia, p.137-174, 1993.

JELLEN, E.N.; MAUGHAN, P.J.; FUENTES, F.; KOLANO, B.A. Botánica, Domesticación y Circulación de Recursos Genéticos In: BAZILE, D.; BERTERO, D.; NIETO, C. (Eds). **State of the art report on quinoa around the World in 2013**. FAO: Santiago, Chile e CIRAD: Montpellier, França, p. 11-35, 2014.

LABOURIAU, L.G. **A germinação das sementes: programa regional de desenvolvimento científico e tecnológico**. Washington: Secretaria Geral da Organização dos Estados Americanos. 1983. 174p.

LOPES, J.C.; CAPUCHO, M.T.; MARTINS FILHO, S.; REPOSSI, P. A Influência de temperatura, substrato e luz na germinação de sementes de beralha. **Revista Brasileira de Sementes**, v.27, n.2, p.18-24, 2005.

LÓPEZ-FERNANDEZ, M.P.; MALDONADO, S. Programmed cell death during quinoa perisperm development. **Journal Experimental Botany**, v.57, p. 3747-3753, 2013.

MARCOS-FILHO, J. **Fisiologia de Sementes de Plantas Cultivadas**. Londrina: ABRATES, 2015. 659 p.

MAGUIRE, J.D. Speed of germination aid in selection and evaluation for seeding emergence and vigor. **Crop Science**, v.2, n.2, p. 76-177, 1962.

MAKINEN, O.E.; HAGER, A.S.; ARENT, E. Localization and development of proteolytic activities in quinoa (*Chenopodium quinoa*) seeds during germination and early seedling growth. **Journal Cereal Science**, v.1, n.6, p.1-6, 2014.

OLIVEIRA, I.V.M.; CAVALCANTE, I.H.L.; BECKMANN MZ, MARTINS ABG Temperatura na germinação de sementes de sapota-preta. **Revista de Biologia e Ciência da Terra**, v.5, n.2, p.1-7, 2005.

POPINIGIS, F. **Fisiologia da semente**. 2. ed. Brasília: AGIPLAN, 1985. 289 p.

SIGSTAD, E.E.; GARCIA, C.L. A microcalorimetric analysis of quinoa seeds with different initial water content during germination at 25°C. **Thermochemica Acta**, v.366, n.2, p.149-155, 2001.

SIGSTAD, E.E.; PRADO, F.E.A. (1998). Microcalorimetric study of *Chenopodium quinoa* Willd. seed germination. **Thermochemica Acta**, v.326, n.1-2, p.159-164, 1998.

STIKIC, R.; GLAMOCLJIA, D.; DEMIN, M.; VUCELIC-RADOVIC, D.M.O.; JACOBSEN, S.E.; MILAVONIC, M. Agronomical and nutritional evaluation of quinoa seeds

(*Chenopodium quinoa* Willd.) as an ingredient in bread formulations. **Journal Cereal Science**, v.55, n.2, p.132-138, 2012.

SOUZA, F.F.J.; DEVILLA, I.A.; SOUZA, R.T.G.; SPEHAR, C.R. Physiological quality of quinoa seeds submitted to different storage conditions. **African Journal of Agricultural Research**, v.11, n.15, p.1299-1308, 2016.

VÁZQUEZ-YANEZ, C.; OROZCO-SEGOVIA, A. Fisiología ecológica de las semillas de árboles de la selva tropical: um reflejo de su ambiente. **Ciência**, n.35, p. 191-201, 1984.

CAPÍTULO 3

TESTE DE ENVELHECIMENTO ACELERADO PARA AVALIAÇÃO DO VIGOR EM SEMENTES DE QUINOA

SOUZA, F.F.J.; SPEHAR, C.R.; SOUZA, N.O.S.; FAGIOLI, M.; SOUZA, R.T.G.

**(Trabalho publicado na revista *Seed Science & Technology* em 02 de fevereiro de
2017)**

RESUMO

A manutenção da qualidade das sementes de quinoa tem sido uma grande dificuldade para o seu cultivo em ambientes tropicais. As sementes de quinoa, aquênio *stricto sensu*, são bastante pequenas, sugerindo que as avaliações de germinação e vigor devem ser semelhantes ao de outras espécies que apresentam sementes pequenas. Este trabalho teve como objetivo adequar metodologias do teste de envelhecimento acelerado para a avaliação do vigor de sementes de quinoa, utilizando sementes de cinco lotes diferentes. Três soluções foram utilizadas: água destilada, com 100% de umidade relativa (UR), solução saturada de NaCl, com 94% de UR e solução supersaturada de NaCl, com 76% de UR. As sementes foram colocadas sobre as soluções a 41 e 45°C durante 12, 24 e 48 horas. O teor de água das sementes foi determinado antes e após o envelhecimento. Ao contrário da maioria das espécies de sementes pequenas, o teste de envelhecimento acelerado tradicional (100% de UR) mostrou resultados mais consistentes para avaliar o vigor de sementes de quinoa, em comparação com as soluções contendo NaCl. Portanto, de todos os tratamentos, o teste de envelhecimento acelerado tradicional a 41°C durante 48 horas mostrou-se eficaz, com correlação alta e positiva ($r = 0,93$, $P < 0,05$) com a emergência de plântulas em campo.

Palavras-chave: *Chenopodium quinoa* Willd; solução salina saturada, germinação, potencial fisiológico.

ABSTRACT

Maintenance of seed quality in quinoa has been a major setback for its cropping in tropical environments. Quinoa seeds, achenes sensu stricto, are rather small, suggesting germination and vigour evaluations should be similar to other small seeded species. This work aimed to develop an accelerated ageing test for the evaluation of quinoa seed vigour, using seeds from five different lots. Three solutions were used: distilled water, 100% relative humidity (RH), saturated NaCl with 94% RH and super-saturated NaCl with 76% RH. Seeds were placed over the solutions at 41 and 45°C for 12, 24 and 48 hours. Seed water content was determined before and after ageing. Contrary to most small seeded species, the 100% RH ageing test showed more consistent results, in comparison with the solutions containing NaCl, to evaluate quinoa seed vigour. Therefore, of all the treatments, a traditional accelerated ageing test at 41°C for 48 hours was found to be effective, with high and positive correlation ($r = 0.93$, $P < 0.05$) with field seedling emergence.

Key words: *Chenopodium quinoa* Willd., saturated salt solution, germination, physiological potential.

3.1 INTRODUÇÃO

Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.), pertencente à família Amaranthaceae, subfamília Chenopodioideae, é originária do Altiplano Andino, onde foi domesticada e produzida desde os 5 000 a.C. (ABUGOCH, 2009). Seus grãos são ricos em aminoácidos essenciais, especialmente lisina, metionina e treonina, dos quais os cereais são deficientes (Iqbal, 2015). Uma fonte importante de ferro e cálcio, os grãos de quinoa são também sem glúten e, portanto, são uma alternativa saudável ao trigo para pacientes celíacos (SPEHAR; SANTOS, 2007; STIKIC et al., 2012). Os extraordinários fatores nutricionais e a adaptabilidade a condições climáticas diversas, com resistência à seca e outros fatores abióticos, tornaram a quinoa uma opção agrícola mundial (SPEHAR et al., 2014), tornando-se promissora para aumentar a segurança alimentar (IQBAL, 2015).

A produção de sementes de qualidade, no entanto, tem sido um grande desafio e fator chave na limitação da expansão da quinoa para a produção agrícola moderna, porque suas sementes apresentam problemas de germinação (SIGSTAD; PRADO, 1999). Estudos dirigidos às sementes de quinoa são urgentemente necessários.

A germinação de sementes tem sido avaliada por meio do teste padrão de germinação que, em geral, não reproduzem as condições de campo mais frequentes e adversas (ILLBI; ESER, 2006, VENTURA et al., 2012). Portanto, as avaliações devem ser o mais abrangentes possível incluindo testes de vigor de sementes (TOLEDO et al., 2011). O vigor das sementes reflete em um conjunto de características das sementes que determinam o seu potencial em apresentar uma emergência rápida e uniforme, resultando em plântulas normais e estande adequado, mesmo em condições ambientais variáveis (AOSA, 2009). O vigor das sementes é avaliado por vários testes, sendo o envelhecimento acelerado um dos mais utilizados (SANCHES et al., 2014).

Inicialmente direcionado para avaliar o potencial de armazenamento das sementes (DELOUCHE; BASKIN, 1973), o teste de envelhecimento acelerado têm sido amplamente utilizado para avaliar eficazmente a qualidade das sementes de várias culturas (FREITAS; NASCIMENTO, 2006). O teste se baseia na deterioração das sementes, que aumenta consideravelmente quando submetidas a altas temperaturas e umidade relativa. No entanto, embora vantajoso, o teste de envelhecimento acelerado tem sido limitado para espécies que possuem sementes grandes. Para sementes pequenas, como as de quinoa, diferenças no teor de água final das amostras podem afetar a consistência dos resultados (POWELL, 1995).

Na quinoa, particularmente, os frutos do tipo aquênio, tratados como sementes, têm um pericarpo seco e indeiscente, que é totalmente aderido à semente (PREGO; MALDONADO; OTEGUI, 1998; BURRIEZA; LOPEZ-FERNÁNDEZ; MALDONADO, 2014). O tegumento da semente é formado pela testa (endo- e exotesta) e tegmen. A exotesta permanece intacta até a germinação, entretanto a endotesta e tegmen são quase que completamente consumidos durante a formação das sementes (BURRIEZA; LOPEZ-FERNÁNDEZ; MALDONADO, 2014). Essas características contribuem para aumentar a permeabilidade, causando rápida embebição das sementes. Como consequência, a protrusão da radícula pode ocorrer em seis a dez horas após a exposição à água (MAKINEN; HANGER; ARENT, 2014). Outro fator que contribui para a absorção de água é em relação ao seu principal tecido de armazenamento, o perisperma, que é constituído por células mortas, de paredes finas, cheias de grânulos de amido (LÓPEZ-FERNANDEZ; MALDONADO, 2013), que são substâncias hidrofílicas. Estes fatores podem afetar ainda mais o teor de água e, por conseguinte, influenciar os resultados obtidos pelo teste de envelhecimento acelerado.

Uma solução possível para o problema é usar soluções saturadas de sais com a finalidade de reduzir a umidade relativa dentro das câmaras individuais. Envelhecimento acelerado com solução salina saturada (EASS) foi proposto por Jianhua e McDonald (1996) em trabalho com sementes de *Impatiens walleriana* Hook.f.. A eficiência da solução salina foi verificada no controle da absorção de água pelas pequenas sementes de *I. walleriana*, o que contribuiu para uma avaliação eficiente do vigor. Testes utilizando solução salina também foram utilizados para avaliar o vigor de sementes de cenoura, erva doce, rúcula, alface, almeirão, cebola, jiló e niger (RODO; PANOBIANCO; MARCOS-FILHO, 2000; RAMOS et al., 2004; TORRES, 2004; SANTOS et al., 2011; TUNES et al., 2011; LOPES; BARBOSA; VIEIRA, 2012; GORDIN; SCALON; MASETTO, 2015). Excepcionalmente, para sementes pequenas de crambe, o teste tradicional de envelhecimento acelerado foi mais eficiente (LIMA et al., 2015).

Este trabalho teve como objetivo verificar a eficiência do teste de envelhecimento acelerado, com solução saturada e supersaturada de NaCl, em várias temperaturas e diferentes períodos de exposição, para a determinação do vigor de sementes de quinoa.

3.2 MATERIAL E MÉTODOS

O experimento foi conduzido no Laboratório de Análises de Sementes e na Fazenda Água Limpa, pertencentes à Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária (FAV), Universidade de Brasília. As sementes de quinoa foram provenientes de cinco lotes da cultivar BRS Syetetuba (SPEHAR; ROCHA; SANTOS, 2011), cultivados entre Janeiro e abril de 2014. Logo após a semeadura, a irrigação foi realizada em dias alternados até a emergência das plântulas. A partir desse momento, foi planejado manter o solo com umidade a 80% de capacidade de campo. Após a maturação fisiológica das sementes, por fricção manual (90% de sementes desprendidas) e determinação do teor de umidade (30-40%), as plantas foram colhidas e posteriormente secas até que as sementes tivessem 12% de teor de água. Então as plantas foram trilhadas, e as sementes foram limpas e armazenadas em câmara fria a 10 ± 2 °C.

Qualidade fisiológica das sementes

Para cada lote, foram retiradas amostras de sementes e a qualidade fisiológica foi determinada pelos seguintes testes:

Germinação: Quatro repetições de 50 sementes para cada lote foram colocadas em papel mata-borrão (duas folhas de papel mata-borra sob e uma sobre as sementes), dentro de caixas plásticas transparentes (110 × 110 × 30 mm). Antes da semeadura, as folhas de papel foram embebidas com água destilada na proporção de 2,5 vezes o seu peso. As caixas foram colocadas em uma câmara B.O.D. (demanda bioquímica de oxigênio) à temperatura de 25°C. A avaliação das plântulas (plântulas normais) foi conduzida no quinto dia, seguindo o procedimento recomendado pela Regra de Análises de Sementes (BRASIL, 2009).

Índice de velocidade de germinação (IVG): contagens diárias do número de plântulas germinadas foram realizadas até o quinto dia e o IVG foi calculado de acordo com a fórmula descrita por Maguire (1962).

Emergência de plântulas em areia: para cada lote, quatro repetições de 50 sementes foram semeadas a 10 mm de profundidade em areia autoclavada e esterilizada no interior de caixas plásticas (255 x 150 x 60 mm). O substrato areia foi umedecido até 60% de retenção da capacidade de campo (BRASIL, 2009). As caixas foram mantidas em bancadas de laboratório

a temperatura ambiente (25°C) e a emergência de plântulas (cotilédone acima do solo) foram computadas no quinto dia.

Emergência em campo: para cada lote, quatro repetições de 50 sementes foram semeadas a uma profundidade de 20 mm em sulcos espaçados a 100 mm, com irrigação suplementar quando necessário. As avaliações foram realizadas no quinto dia.

Comprimento do hipocótilo e radícula: realizado com quatro repetições de 10 sementes para cada lote. Dentro de caixas de plásticas transparentes (110 × 110 × 30 mm), as sementes foram distribuídas longitudinalmente em papel germitest, em uma linha traçada em seu terço superior. Estas caixas foram mantidas a uma inclinação de 75° dentro de uma câmara B.O.D. a 25 ° C (NAKAGAWA, 1999). No quinto dia, o hipocótilo e a radícula foram medidos usando uma régua graduada em milímetros.

Teor de água

Três repetições de dois gramas de sementes foram colocadas em estufa a $105 \pm 3^\circ\text{C}$ por 24 horas, seguindo as recomendações das Regras para Análises de Sementes (BRASIL, 2009). Os resultados foram expressos em porcentagem base úmida (% b.u.).

Teste de envelhecimento acelerado tradicional (EAT)

Para cada lote, 5,0 g de sementes foram uniformemente distribuídas em malha de arame colocada dentro de caixas plásticas (110 × 110 × 30 m). Estas caixas, contendo 40 mL de água destilada no fundo (100% de humidade relativa), foram tampadas e mantidas nas temperaturas de 41°C e 45°C, durante os períodos de envelhecimento de 12, 24 ou 48 horas. Cada tratamento foi realizado individualmente para evitar possíveis interferências causadas pela abertura da câmara. No final do respectivo período, 200 amostras de sementes foram coletadas e divididas em quatro subamostras para o teste de germinação, seguindo a metodologia descrita acima. Após o teste de envelhecimento, o teor de água foi determinado para assegurar a uniformidade das condições do teste.

Teste de envelhecimento acelerado com solução saturada e super-saturada de NaCl

Similar ao EAT, exceto que as sementes foram colocados sobre soluções saturadas (11 g de NaCl 100 mL⁻¹) ou supersaturadas (40 g de NaCl 100 mL⁻¹) (94 e 76% de HR, respectivamente) (JIANHUA; McDONALD, 1996).

Delineamento experimental e análise estatística

O delineamento experimental utilizado foi o inteiramente casualizado com quatro repetições, e as análises foram realizadas separadamente para cada teste. Os dados de germinação, emergência de plântulas em areia e no campo e os dos testes de envelhecimento acelerado foram transformados em $\arcsin(x/100)^{0,5}$. Médias foram comparadas pelo teste de Tukey ($P < 0,05$). O coeficiente de correlação de Pearson (r) foi calculado entre os resultados dos testes de envelhecimento acelerado e a emergência de plântulas em campo; significância foi determinada pelo teste t . Todas as análises estatísticas foram realizadas utilizando o programa SISVAR 5.3 (FERREIRA, 2011).

3.3. RESULTADOS

Germinação de sementes, velocidade de germinação, emergência de plântulas em areia e comprimento da radícula e hipocótilo foram avaliadas antes da exposição aos diferentes métodos de envelhecimento acelerado e não apresentaram diferença significativa ($P < 0,05$) entre os lotes (Tabela 1). Entretanto, a emergência em campo (EC) apresentou diferença significativa entre os lotes ($P < 0,05$) e, portanto, foi possível classifica-los em relação ao vigor: o lote de sementes 31 foi o mais vigoroso (EC >70%), seguido dos lotes 98, 25 e 88 com vigor intermediário e 78 como o menos vigoroso (31% de EC).

Tabela 1. Germinação (G), índice de velocidade de germinação (IVG), emergência de plântulas em areia (EA), comprimento da radícula (CR), comprimento do hipocótilo (CH) e emergência em campo (EC) para sementes dos lotes de quinoa. UNB, Brasília-DF, 2017.

Lotes	G (%)	IVG	EA (%)	CR (mm)	CH (mm)	EC (%)
88	90 a	22,6 a	96,0 a	66,9 a	32,6 a	51 b
78	91 a	22,7 a	89,0 a	56,9 a	34,5 a	31 c
98	94 a	24,0 a	95,0 a	66,5 a	33,9 a	53 b
31	97 a	23,7 a	95,0 a	71,2 a	32,2 a	70 a
25	89 a	21,9 a	96,5a	60,5a	30,3 a	52 b
C.V.%	9,72	6,12	8,58	11,21	11,06	5,54

* Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%.

O teor inicial de água das sementes (antes dos testes de envelhecimento) variou entre 10 e 12%. Após o teste de envelhecimento acelerado, o aumento no teor de água foi inversamente proporcional ao nível de saturação de NaCl. Para o teste tradicional com água destilada, o teor de água variou entre 24,5 - 34,7% a 41°C e 26,5 - 34,4% a 45°C, dependendo do período de envelhecimento. Para sementes envelhecidas em solução saturada de NaCl, o teor de umidade variou entre 20,1 - 22,0% e 18,9 - 22,0%, a 41 e 45°C, respectivamente. O teor de água das sementes envelhecidas em solução supersaturada de NaCl foi o mais baixo, variando entre 13,0 - 15,8% a 41°C e entre 12,9 - 14,4% a 45°C.

As sementes envelhecidas a 45°C tiveram perda de germinação considerável, mostrando os menores valores entre os tratamentos (Tabela 2). Quando as sementes foram expostas a 41°C, durante 24 horas em solução saturada de NaCl, não houve diferenças significativas entre os lotes em relação ao vigor. Em todos os outros tratamentos, o teste de envelhecimento acelerado foi capaz de estratificar os lotes em diferentes níveis de vigor. Os lotes 31 e 25 foram mais vigorosos, seguidos do lote 98. Os lotes 78 e 88 foram os menos vigorosos. Os lotes com vigor intermediário (98, 25 e 88) apresentaram resultados discrepantes em todos os tratamentos.

Tabela 2. Vigor das sementes (% germinação) obtido pelo teste de envelhecimento acelerado usando água destilada (tradicional), 11 g NaCl 100 mL⁻¹ (solução saturada) e 40 g NaCl 100 mL⁻¹ (solução supersaturada), a 41 e 45°C por 12, 24 e 48 horas de lotes de sementes de quinoa e correlação de Pearson (*r*) entre os testes de envelhecimento acelerado e emergência em campo. UNB, Brasília-DF, 2017.

41°C									
Lotes	Tradicional (água destilada)			Solução saturada de NaCl			Solução supersaturada de NaCl		
	12 horas	24 horas	48 horas	12 horas	24 horas	48 horas	12 horas	24 horas	48 horas
88	72,0bc	76,4c	77,0bc	80,5a	70,5a	51,5c	68,7b	56,0b	94,0 a
78	73,5bc	84,0bc	71,0c	33,0b	80,0a	72,0bc	77,0b	86,5a	65,0 c
98	91,0a	86,1abc	82,0bc	82,8a	81,5a	79,5b	71,0b	91,5a	88,7ab
31	66,3c	91,7ab	99,0a	71,0a	93,5a	95,5a	94,0a	94,0a	90,0 a
25	89,5ab	95,8a	82,5b	83,0a	89,5a	89,0ab	93,5a	89,0a	78,7bc
C.V.%	9,48	7,56	5,35	12,7	13,19	10,49	10,03	9,71	5,53
<i>r</i>	-0,16 ^{ns}	0,37 ^{ns}	0,93*	0,67 ^{ns}	0,53 ^{ns}	0,49 ^{ns}	0,47 ^{ns}	0,18 ^{ns}	0,78 ^{ns}
45°C									
Lotes	Tradicional (água destilada)			Solução saturada de NaCl			Solução supersaturada de NaCl		
	12 horas	24 horas	48 horas	12 horas	24 horas	48 horas	12 horas	24 horas	48 horas
88	77,0c	50,0b	7,0c	63,0b	52,5c	26,0c	73,0c	71,0c	31,8c
78	81,5bc	58,0b	7,0c	75,0ab	62,0bc	42,0c	75,5c	73,0bc	51,7bc
98	83,0ab	63,5b	19,5b	89,5a	72,0b	60,0b	81,3bc	81,0abc	82,9a
31	87,0ab	79,3b	27,5b	69,5b	87,0a	30,0c	96,0a	93,0a	77,3ab
25	92,0a	82,0a	53,5a	69,5b	91,0a	76,5a	93,5ab	90,5ab	93,6a
C.V.%	5,62	16,27	15,62	10,27	5,38	10,80	9,21	10,15	13,41
<i>r</i>	0,35 ^{ns}	0,54 ^{ns}	0,40 ^{ns}	-0,15 ^{ns}	0,55 ^{ns}	-0,15 ^{ns}	0,69 ^{ns}	0,72 ^{ns}	0,39 ^{ns}

* Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%; C.V.: coeficiente de variação; * Significativo pelo teste t ($P \leq 0.05$); ^{ns} não significativo.

A 45°C, com exceção do período de 12 horas com solução saturada de NaCl, em todos os outros períodos e soluções, o lote 25 foi o mais vigoroso e o lote 88 o que apresentou o menor vigor (Tabela 2).

O tratamento a 41°C por 48 horas, no método tradicional e com solução supersaturada de NaCl, resultou em elevados coeficientes de correlação com emergência de campo (Tabela 2). Foram também encontrados valores elevados no tratamento com solução saturada a 41°C durante 12 horas. No entanto, correlação positiva e significativa foi encontrada apenas no envelhecimento acelerado tradicional a 41°C durante 48 horas ($r = 0,93$, $P < 0,05$).

3.4 DISCUSSÃO

A alta germinação ($\geq 89\%$, Tabela 1) nos lotes de sementes de quinoa era esperada, pois as sementes foram colhidas na maturidade fisiológica, durante a estação seca. As plantas maduras não foram expostas a elevada umidade no campo, condição em que as sementes deterioram-se rapidamente (SPEHAR et al., 2014). Ao avaliar o vigor de sementes com diferentes metodologias, o objetivo é verificar diferenças na qualidade fisiológica não detectada pelo teste de germinação (MARCOS-FILHO, 1999). Entretanto, os presentes testes, velocidade de germinação, emergência de plântulas em areia, comprimento da radícula e hipocótilo não foram sensíveis em identificar diferenças no vigor dos lotes avaliados. Os testes laboratoriais nem sempre expressam a qualidade fisiológica, uma vez que avaliam amostras após um determinado período, não identificando diferenças não acentuadas entre amostras de sementes de alta qualidade (MENEZES et al., 2007). Por sua vez, a emergência de plântulas em campo foi influenciada pelas condições ambientais, estabelecendo assim estresse nas sementes, permitindo a classificação em diferentes níveis de vigor. Resultados semelhantes, onde apenas a emergência em campo foi eficaz na diferenciação de amostras em relação ao nível de vigor, foram apresentados por Freitas e Nascimento (2006), estudando o envelhecimento acelerado para sementes de lentilha.

O teor inicial de água pode influenciar os resultados apresentados pelo teste de envelhecimento acelerado. Tendo em conta este fato, as diferenças entre as amostras avaliadas não devem superar dois pontos percentuais (MARCOS-FILHO, 1999). No presente estudo, a variação no teor de água foi aceitável e não influenciou os resultados (Santos et al., 2011).

Os altos valores de teor de água encontrados para as sementes de quinoa depois do envelhecimento acelerado utilizando apenas água destilada foram semelhantes aos apresentados para as sementes de crambe (LIMA et al., 2015) e rabanete (ÁVILA et al., 2006). Nas sementes de quinoa que foram submetidos ao NaCl houve diminuição na absorção de água em relação àquelas submetidas ao método tradicional. Este comportamento foi semelhante ao encontrado em sementes de *Impatiens waleriana* (JIANHUA; McDONALD, 1996), pepino (TORRES, 2005), berinjela (TORRES; NEGREIROS, 2008), alface e almeirão (SANTOS et al., 2011), guandu (SANCHES et al., 2014), niger (GORDIN; SCALON; MASETTO, 2015) e coentro (RADKE et al., 2015).

Um benefício adicional da solução saturada de NaCl foi a diminuição no desenvolvimento dos fungos durante o ensaio, devido à menor umidade relativa dentro das

caixas. Observações semelhantes foram encontradas em sementes de *I. walleriana* (JINHUA; McDONALD, 1996), couve, brócolis e repolho (COSTA; TRZECIAK; VILLELA, 2008), rúcula (RAMOS et al., 2004) e coentro (RADKE et al., 2015).

A maioria dos tratamentos classificou os mesmos lotes como tendo maior e menor vigor. No entanto, os lotes que apresentaram vigor intermediário tiveram classificações discrepantes entre os tratamentos. De acordo com Pereira e Martins Filho (2010), a identificação das diferenças entre amostras de vigor intermediário pode variar de acordo com a metodologia adotada. Isto foi particularmente evidente quando as amostras apresentaram alta germinação inicial (SANTOS et al., 2011). Resultados semelhantes foram encontrados para sementes de rabanete (ÁVILA et al., 2006), berinjela (TORRES; NEGREIROS, 2008) e *Solanum sessiliflorum* Dunal (PEREIRA; MARTINS-FILHO, 2010).

A correlação alta e positiva verificada entre o teste de envelhecimento acelerado tradicional a 41°C por 48 horas e a emergência em campo é interessante, uma vez que a informação sobre a relação entre resultados dos testes de vigor realizados em condições laboratoriais e de emergência de plântulas em campo são fundamentais para a tomada de decisões pelos produtores de sementes (SCHUAB et al., 2007). Como as sementes de quinoa apresentam baixa germinação e emergência em campo (SIGSTAD; GARCIA, 2001), o teste de envelhecimento acelerado tradicional a 41°C durante 48 horas torna-se uma ferramenta importante na seleção de lotes que possam apresentar melhor desenvolvimento em condições adversas de campo. Correlação positiva e significativa entre o teste de envelhecimento acelerado tradicional e a emergência em campo foi verificado em sementes de soja, canola e girassol (TEKRONY; EGLI, 1977; ANFINRUD; SCHNEIDER, 1984; ÁVILA et al., 2005).

Ao contrário do que foi observado em muitas espécies de sementes pequenas (JIAHUA; MCDONALD, 1996; PANOBIANCO; MARCOS-FILHO, 1998; RODO et al., 2000; RODO; MARCOS-FILHO, 2003), o teste de envelhecimento acelerado tradicional mostrou ser eficaz na classificação do vigor em sementes de quinoa. Pode-se acrescentar que a estrutura única dos frutos de quinoa pode, em parte, explicar os resultados obtidos aqui (BURRIEZA; LOPEZ-FERNÁNDEZ; MALDONADO, 2014). Portanto, estudos adicionais sobre a quinoa devem ser realizados para elucidar diferenças morfológicas e fisiológicas que as diferem de outras espécies que apresentam sementes pequenas.

3.5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AOSA (2009). **Seed Vigor Testing Handbook**, Association of Official Seed Analysts, Lincoln, USA, 2009.

ABUGOCH, L. E. Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.): Composition, chemistry, nutritional and functional properties. **Advances in Food and Nutrition Research**, v. 58, p. 1-31, 2009.

ANFINRUD, M.N.; SCHENEITER, A.A. Relationship of sunflower germination and vigor tests to field performance. **Crop Science**, v.24, 341-344, 1984.

ÁVILA, M.R.; BRACCINI, A.L.; SCAPIM, C.A.; MARTORELLI, D.T.; ALBRECHT, L.P. Testes de laboratório em sementes de canola e a correlação com a emergência das plântulas em campo. **Revista Brasileira de Sementes**, v.27, 62-76, 2005.

ÁVILA, P.F.V.; VILLELA, F.A.; ÁVILA, M.S.V. Teste de envelhecimento acelerado para avaliação do potencial fisiológico de sementes de rabanete. **Revista Brasileira de Sementes**, v.28, n.3, p.52-58, 2006.

BRASIL, **Regras para análises de sementes**. MAPA: Brasília, 2009. 398p.

BURRIEZA, H.P.; LOPEZ-FERNÁNDEZ, M.P.; MALDONADO, S. Analogous reserve distribution and tissue characteristics in quinoa and grass seeds suggest convergent evolution. **Plant Science**, v.5, p.1-11, 2014.

COSTA, C.J.; TRZECIAK, M.B.; VILLELA, F.A. Potencial fisiológico de sementes de brassicas com ênfase no teste de envelhecimento acelerado. **Horticultura Brasileira**, v.26, p.144-148, 2008.

DELOUCHE, J.C.; BASKIN, C.C. Accelerated aging techniques for predicting the relative storability of seed lots. **Seed Science and Technology**, v.1, p.427-452, 1973.

FERREIRA, D.F. (2011). Sisvar: a computer statistical analysis system. **Ciência e Agrotecnologia**, v.35, p.1039-1042, 2011.

FREITAS, R.A.; NASCIMENTO, W.M. Teste de envelhecimento acelerado em sementes de lentilha. **Revista Brasileira de Sementes**, v.28, p.59-63, 2006.

GORDIN, C.R.; SCALON, S.P.Q.; MASETTO, T.E. Accelerated aging test in niger seeds. **Journal of Seed Science**, v.37., n.3, p.234-240, 2015.

ILLBI, H.B., ESER, B. The potential of vigour tests to identify differences in the extent of ageing in onion seeds. **Seed science and technology**, v.34, n.3, p.713-718, 2006.

IQDAL, M.A. An Assessment of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) potential as a grain crop on marginal lands in Pakistan. **American-Eurasian Journal Agric. & Environ. Sci**, v.15, n.1, p. 16-23, 2015.

JIANHUA, Z.; McDONALD, M.B. The saturated salt accelerated aging test for small-seeded crops. **Seed Science and Technology**, v.25, p.123-131, 1996.

LIMA, J.J.P.; FREITAS, M.N.; GUIMARÃES, R.M.; VIEIRA, A.R.; ÁVILA, M.A.B. Accelerated aging and electrical conductivity tests in crambe seeds. **Ciência Agrotecnológica**, v.39, n.1, p.7-14, 2015.

LOPES, M.M.; BARBOSA, R.M.; VIEIRA, R.D. Methods for evaluating the physiological potential of scarlet eggplant (*Solanum aethiopicum*) seeds. **Seed Science and Technology**, v.40, n.1, p.86-94, 2012.

LÓPEZ-FERNÁNDEZ, M.P.; MALDONADO, S. Programmed cell death during quinoa perisperm development. **Journal Experimental Botany**, v. 57, 2013.

MAGUIRE, J.D. Speed of germination-aid in selection and evaluation for seedling emergence and vigor. **Crop Science**, v.2, n.1, p.176-177, 1962.

MAKINEN, O.E.; HAGER, A.S.; ARENT, E. Localization and development of proteolytic activities in quinoa (*Chenopodium quinoa*) seeds during germination and early seedling growth. **Journal of Cereal Science**, v.1, p.1-6, 2014.

MARCOS-FILHO, J. Fisiologia de Sementes de Plantas Cultivadas. In: F.C. KRZYZANOWSKI, F.C.; VIEIRA, R.D.; FRANÇA NETO, J.B. (Eds.). **Vigor de Sementes: Conceitos e Testes**, ABRATES: Londrina, p.1–24, 2015.

MENEZES, N.L.; GARCIA, D.C.; BAHRY, C.A., MATTIONI, N.M. Teste de condutividade elétrica em sementes de aveia preta. **Revista Brasileira de Sementes**, v.29, p.138-142, 2007.

NAKAGAWA, J. Testes de vigor baseados no desempenho das plântulas. In: KRZYZANOWSKI, F. C.; VIEIRA, R. D.; FRANÇA NETO, J. B. (Ed.). **Vigor de sementes: conceitos e testes**. Londrina: ABRATES. p. 4-1–4-26. 1999.

PEREIRA, M.D.; MARTINS FILHO, S. Envelhecimento acelerado em sementes de cubiu (*Solanum sessiflorum* Dunal). **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v.40, n.3. p.251-256, 2010.

PANOBIANCO, M.; MARCOS-FILHO, J. Comparação entre métodos para avaliação da qualidade fisiológica de sementes de pimentão. **Revista Brasileira de Sementes**, v.20, p.68-72, 1998.

POWELL, A.A. The controlled deterioration test. In: van de VENTER, H.A. (Ed.) **Seed vigour testing seminar**. Copenhagen: ISTA, p.73-87, 1995.

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

RADKE, A.K.; REIS, B.B.; GEHR, E.; ALMEIDA, A.S.; TUNES, L.M.; VILLELA, F.A. Alternativas metodológicas do teste de envelhecimento acelerado em sementes de coentro. **Ciência Rural**, v.46, p.95-99, 2015.

RAMOS, N.P.; FLOR, E.P.O.; MENDONÇA, E.A.F.; MINAMI, K. Envelhecimento acelerado em sementes de rúcula (*Eruca sativa* L.). **Revista Brasileira de Sementes**, v. 26, n.1., p.98-103, 2004.

RODO, A.B.; PANOBIANCO, M.; MARCOS-FILHO, J. Metodologia alternativa do teste de envelhecimento acelerado para sementes de cenoura. **Scientia Agricola**, v.57, n.2, p.289-292, 2000.

SANCHES, M.F.G.; SANTOS, J.F.; MARTINS, C.C.; SOUZA, F.H.D.; VIEIRA, R.D. Accelerated ageing test for vigour assessment of pigeon pea *Cajanus cajan* (L.) Millsp. seeds. **Australian Journal of Crop Science**, v.8, n.9, p.1298-1303, 2014.

SANTOS, F.; TRANI, P.E.; MEDINA, P.F.; PARISI, J.J.D. Teste de envelhecimento acelerado para avaliação da qualidade de sementes de alface e almeirão. **Revista Brasileira de Sementes**, v.33, n.2, p.322-330, 2011.

SCHUAB, S.R.P.; SCAPIM, C.; BRACCINI, A.L.; ÁVILA, M. Germination test under water stress to evaluate soybean seed vigour. **Seed Science and Technology**, v.35, p.187-199, 2007.

SIGSTAD, E.E. AND GARCIA, C.L.A microcalorimetric analysis of quinoa seeds with different initial water content during germination at 25°C. **Thermochimica Acta**, v.366, p.149-155, 2001.

SIGSTAD, E.E.; PRADO, F.E. A microcalorimetric study of *Chenopodium quinoa* Willd. seed germination. **Thermochimica Acta**, v.326, p.159-164, 1998.

SPEHAR, C.R.; SANTOS, R.B.L. Aproveitamento alimentar In: SPEHAR, C.R. (Ed.). **Quinoa: Alternativa Para a Diversificação Agrícola e Alimentar**, Embrapa Cerrados: Planaltina, p. 71–79, 2007.

SPEHAR, C.R.; ROCHA, J.E.S.; SANTOS, R.L.B. Desempenho agrônômico e recomendações para cultivo de quinoa (BRS Syetetuba) no Cerrado. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v.41, p.145-147, 2011.

SPEHAR, C.R.; ROCHA, J.E.S.; RIBEIRO JUNIOR, W.Q.; SANTOS, R.L.B.; ASCHERI, J.L.R.; SOUZA, F.F.J. Avances y desafíos de la producción y utilización de la quinua em Brasil. In: BAZILE, D. et al. (Eds) **Estado de la arte de la quinua en el mundo en 2013**. FAO: Santiago, Chile e CIRAD: Montpellier, Francia, p. 681-708, 2014.

STIKIC, R.; GLAMOCLIIJA, D.; DEMIN, M.; VUCELIC-RADOVIC, B.; JOVANOVIC, Z.; MILOJKOVIC-OPSENICA, D.; JACOBSEN, S.E.; MILAVANOVIC, 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.

TEKRONY, D.M.; EGLI, D.B. Relationship between laboratory índices of soybean seed vigor and field emergence. **Crop Science**, v.17, p.573-577, 1977.

TOLEDO, M.Z.; TEIXEIRA, R.N.; FERRARI, T.B.; FERREIRA, G.; CAVARIANI, C.; CATANEO, A.C. Physiological quality and enzymatic activity of crambe seeds after the accelerated aging test. **Acta Scientiarum Agronomy**, v.33, n.4, p, 687-694, 2011.

TOMES, L.J., TEKRONY, D.M. AND EGLI, D.B. (1988). Factors influencing the tray accelerated aging test for soybean seed. **Journal of Seed Technology**, v.12, p.24–36, 1988.

TORRES, S.B. Envelhecimento acelerado em sementes de pepino com e sem solução salina saturada. **Horticultura Brasileira**, v.23, n.2, p.303-306, 2005.

TORRES, S.B.; NEGREIROS, M.Z. Envelhecimento acelerado em sementes de berinjela. **Revista Brasileira de Sementes**, v.30, n.2, p.209-213, 2008.

TORRES SB. Teste de envelhecimento acelerado em sementes de erva-doce. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 26, p. 20-24, 2004.

TUNES, L.M.; TAVARES, L.C.; RUFINO, C.A.; VIEIRA, J.F., ACUNHA, T.S.; BARROS, A.C.S.A.; MUNIZ, M.F.B. Accelerated aging of onion seeds (*Allium cepa* L.) submitted to saturated salt solution. **Revista Colombiana de Ciências Hortícolas**, v.5, n.2, p.244-250, 2011.

VENTURA, L.; DONÀ, M.; MACOVEL, A.; CARBONERA, D.; BUTTAFAVA, A.; MONDONI, A.; ROSSI, G.; BALESTRAZZI, A. Understanding the molecular pathways associated with seed vigor. **Plant Physiology and Biochemistry**, v.60, p. 196-206, 2012.

CAPÍTULO 4

MATURAÇÃO DE SEMENTES DE QUINOA

RESUMO

Este trabalho teve como objetivo estudar o processo de maturação de sementes de quinoa cultivar BRS Syetetuba visando determinar a maturidade fisiológica e o momento ideal de colheita. Os experimentos foram conduzidos em dois períodos de cultivo: março a agosto de 2015 e fevereiro a junho de 2016. Em cada período, inflorescências foram marcadas quando 50% das suas flores se apresentavam em antese. A primeira colheita foi realizada aos 14 dias após a antese (DAA), e as demais em intervalos de sete dias, até os 84 DAA, totalizando 11 épocas de colheita. Após cada colheita, foi realizada a debulha manual das sementes para a determinação do teor de água e massa seca e avaliada a coloração das inflorescências com o auxílio de colorímetro digital. Nesta avaliação foram obtidos os parâmetros a^* (variação entre verde e vermelho), b^* (variação entre azul e amarelo), L^* (luminosidade) e h° (ângulo de Hue). As inflorescências foram mantidas em ambiente de laboratório para secagem natural antes da debulha. Depois de debulhadas, as sementes permaneceram no laboratório até atingirem teor de água em torno de 12%, quando foram avaliadas por peso de mil sementes, germinação, índice de velocidade de germinação, massa seca de plântulas, emergência de plântulas em areia, índice de velocidade de emergência, comprimento do hipocótilo e radícula e emergência de plântulas em campo. O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado, em esquema fatorial 2 x 11 (período de cultivo x época de colheita). Os dados foram submetidos às análises de variância, de regressão polinomial e correlação de Pearson entre os parâmetros de cor e qualidade das sementes. As sementes de quinoa atingiram a maturidade fisiológica dos 42 aos 49 DAA, com o momento de colheita mecanizada aos 56 DAA. As cores das inflorescências estão diretamente relacionadas à maturidade fisiológica, e o melhor padrão de coloração para a previsão da maturidade é b^* , que atinge valores de 19, 22 e 25 aos 42, 49 e 56 dias após a antese, respectivamente.

Palavras-chave: *Chenopodium quinoa* Willd., maturidade fisiológica, época de colheita, germinação, vigor.

ABSTRACT

This work aimed at studying the development of BRS Syetetuba quinoa seeds to determine physiological maturity and harvest time. The experiments were conducted in two growing seasons: March to August 2015 and February to June 2016. In each period, inflorescences were marked when 50% of their flowers were at anthesis. The first harvest was carried out at 14 days after anthesis (DAA), while the others at seven days intervals, until 84 DAA, totaling 11 harvests. After each harvest the seeds were manually removed to determine water content and dry mass, while the inflorescence color was performed with the aid of a digital colorimeter. In this evaluation the parameters a^* (variation between green and red), b^* (variation between blue and yellow), L^* (luminosity) and h° (Hue angle) were obtained. The inflorescences were kept in a laboratory for natural drying and threshing. The threshed seeds, remained in laboratory until reaching a water content of 12%, when they were evaluated by 1,000 seed weight, germination, germination speed index, dry mass of seedlings, emergence in sand, emergence speed index, hypocotyl length, radicle length and emergence in the field. The experimental design was completely randomized, in a 2 x 11 factorial scheme (sowing time x harvesting period). The data were submitted to analyses of variance, polynomial regression and Pearson correlation between color parameters and seed quality. Quinoa seeds reached physiological maturity from 42 to 49 DAA, being ready for mechanical harvest at 56 DAA. The colors of the inflorescences are directly related to the physiological maturity, and the best staining pattern for the prediction of maturity is b^* , which reaches values of 19, 22 and 25 at 42, 49 and 56 days after anthesis, respectively.

Key words: *Chenopodium quinoa* Willd., physiological maturity, harvesting period, germination, vigor.

4.1 INTRODUÇÃO

Uma séria limitação ao estabelecimento do cultivo em quinoa é a baixa qualidade das sementes, principalmente em ambientes com elevada umidade relativa e temperatura (SPEHAR et al., 2014; SOUZA et al., 2016), podendo apresentar problemas significativos em relação à germinação em pré-colheita, comprometendo a produção (MUJICA et al., 2010; SPEHAR et al., 2014; CECCATO; BERTERO; GALATI, 2015). A germinação em pré-colheita geralmente ocorre quando as sementes estão entre a maturidade fisiológica e a colheita (CECCATO et al., 2011). A solução deste entrave depende de se conhecer o processo de maturação das sementes. Isto tornará possível melhor definir sua maturidade fisiológica e conseqüentemente determinar o momento ideal de colheita, diminuindo o tempo de exposição às intempéries do campo, garantindo assim o máximo poder germinativo e vigor das sementes (CARVALHO; NAKAGAWA, 2012).

A maturação da semente resulta das alterações morfológicas, físicas e fisiológicas, como o aumento de tamanho, variações no teor de água, no vigor e no acúmulo de massa seca. Inicia-se logo após a fertilização do óvulo e se prolonga até o máximo acúmulo de massa seca, quando há a interrupção da translocação de assimilados da planta para a semente (CARVALHO; NAKAGAWA, 2012; MARCOS FILHO, 2015).

Alguns autores consideram que a maturidade fisiológica é quando as sementes atingem o máximo acúmulo de massa seca, coincidindo com sua maior qualidade fisiológica (POPINIGIS, 1985; EGLI; TEKRONY, 1997; CARVALHO; NAKAGAWA, 2012; MARCOS FILHO, 2015). No entanto, durante o desenvolvimento das sementes, a máxima germinação e vigor podem não coincidir com o máximo acúmulo de matéria seca, como verificado em tomate (DEMIR; ELLIS, 1992), milho (KAMESWARA et al., 1991), cevada (PIETA-FILHO; ELLIS 1991), arroz (ELLIS et al., 1993), pimentão (OLIVEIRA et al., 1999), gergelim (DAY, 2000), berinjela (DEMIR et al., 2002) e feijão-fava (GHASSEMI-GOLEZANI; HOSSEINZADEH-MAHOOTCHY, 2009).

O estudo da maturidade fisiológica é realizado por características que permitem deduzir o estágio de desenvolvimento das sementes, denominadas como índices de maturação (SOUZA; LIMA, 1985; CARVALHO; NAKAGAWA, 2012). Esses índices são modificações morfológicas, físicas e fisiológicas, como o teor de água, forma, cor, massa fresca e seca, germinação e vigor (POPINIGIS, 1985; CARVALHO; NAKAGAWA, 2012). Como metodologia para a determinação da maturidade fisiológica tem-se a identificação de flores na

antese e coleta periódica das sementes, para o acompanhamento dessas características (POPINIGIS, 1985; MAYER; POLJAKOFF-MAYBER, 1989; CARVALHO; AGUIAR, 1993; NAKAGAWA, 2012).

As características mais empregadas para a determinação da maturidade fisiológica são o acúmulo de massa seca, germinação e vigor. Entretanto características relacionadas à cor das sementes e órgãos da planta também são bastante utilizados (MUASYA; LOMMEN; STRUIK, 2002). Como exemplo, o surgimento da camada preta nas sementes do milho (DAYANARD; DUNCAN, 1969), o amarelecimento da vagem em soja (CROOSKSTON; HILL, 1978) e sementes marrons em canola (ELIAS; COPELAND, 2001). Contudo, a utilização de características relacionadas à coloração não é muito precisa, devido ao erro ocasionado pelo avaliador, uma vez que cada pessoa tem uma percepção diferente das mesmas cores (LOPES et al., 2005). O uso de colorímetro em parâmetros de cores podem solucionar essa limitação (AMARAL et al., 2012).

Considerando que a maturidade fisiológica varia em função da espécie e das condições de ambiente (SOUZA et al., 2011), este trabalho teve como objetivo estudar o processo de maturação, determinar a maturidade fisiológica e a melhor época de colheita de sementes de quinoa e correlacionar a qualidade fisiológica e a coloração manifestada pela inflorescência.

4.2 MATERIAL E MÉTODOS

4.2.1 Local

Os experimentos de campo foram conduzidos na Fazenda Água Limpa, Universidade de Brasília, Distrito Federal, a uma altitude de 1.100 m, nas coordenadas 15°56' S e 47°55' W. O clima da região, segundo a classificação de Köppen, é do tipo Aw, caracterizado por um verão chuvoso, de outubro a abril, e inverno seco, de maio a setembro (KOTTEK et al., 2006). Os experimentos foram realizados em dois períodos, o primeiro (Ano 1) foi de 25 de março a 05 de agosto de 2015 e o segundo (Ano 2) de 15 de fevereiro a 27 de junho de 2016. As características climáticas, obtidas na estação meteorológica da Fazenda Água Limpa, durante a execução dos experimentos no Ano 1 e Ano 2 encontram-se nas Figuras 1 e 2.

As avaliações da qualidade fisiológica das sementes foram realizadas no Laboratório de Tecnologia e Análise de Sementes, e as avaliações de cor da inflorescência no Laboratório de Microbiologia de Alimentos (LAMAL), ambos da Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, da Universidade de Brasília.

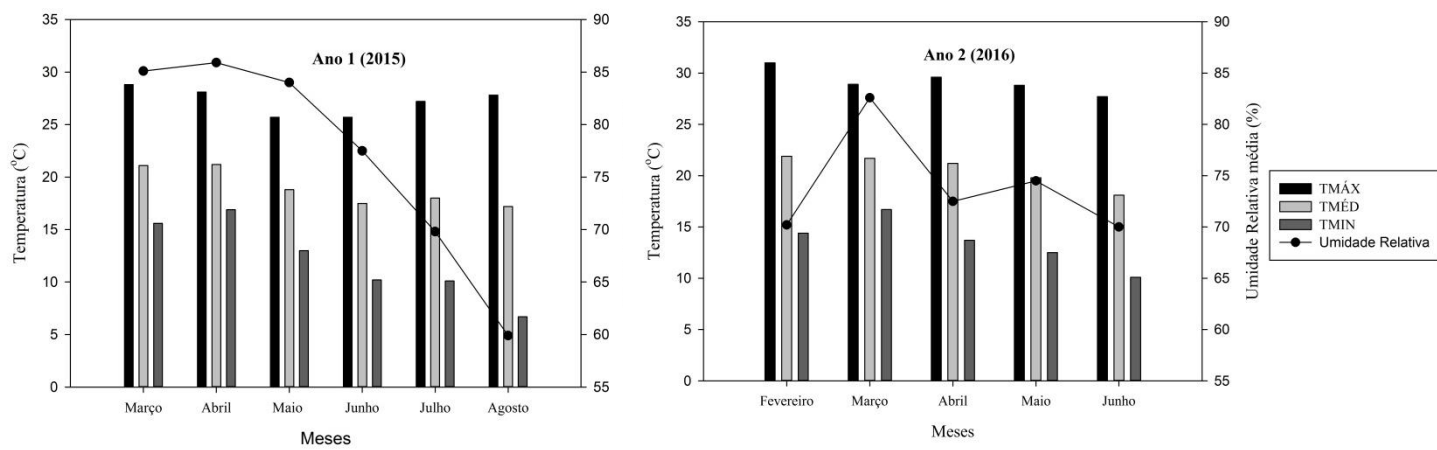


Figura 1. Temperatura máxima (TMÁX), temperatura média (TMÉD), temperatura mínima (TMIN) e umidade relativa média durante a execução do experimento nos anos de 2015 e 2016.

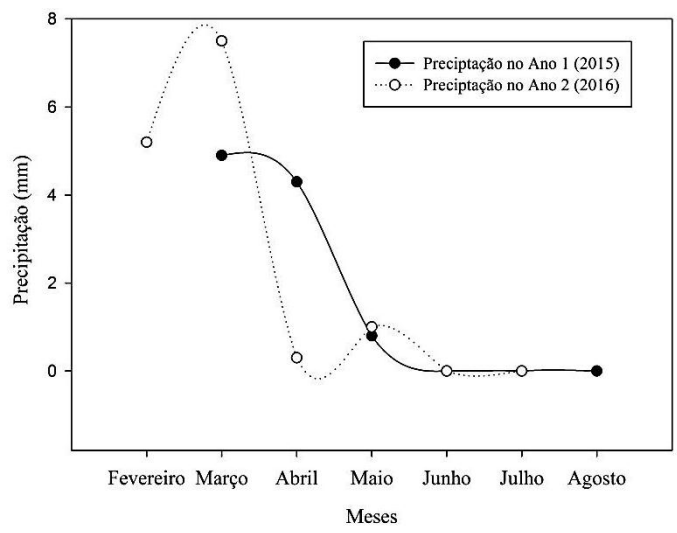


Figura 2. Precipitação em mm durante a execução dos experimentos nos anos de 2015 e 2016.

4.2.2 Descrição do genótipo

A cultivar de quinoa utilizada no experimento foi a BRS Syetetuba recomendada para o cultivo nos cerrados brasileiros. Foi obtida por seleção individual seguida de avaliação de progênes, a partir da população Q4, originária do Equador. Apresenta relativa homogeneidade fenotípica e resistência ao acamamento. Suas plantas são de estatura mediana de 1,8 m, da qual a inflorescência representa de 0,6 a 0,7m. Com ciclo de 120 dias, alcançam uma produtividade de 2,3 t ha⁻¹ de grão e 7,5 t ha⁻¹ de biomassa total. Suas sementes são grandes e livres de saponina, com peso médio de 2,5 g em cultivos de verão e 3,3 g 1000⁻¹ no inverno (SPEHAR et al., 2011).

4.2.3 Produção das sementes

A produção de sementes seguiu os mesmos procedimentos nos dois períodos de avaliação e a área experimental consistiu de 300 m², com espaçamento entrelinhas de 50 cm. Antes da semeadura foram realizadas aração e gradagem.

Foram realizadas adubação de plantio e de cobertura, de acordo com a análise de solo para cada período de avaliação (Tabela 1), seguindo as recomendações de Spehar (2007).

Tabela 1: Resultado da análise de solo da área experimental nos dois períodos avaliados (25/03 a 05/08 de 2015 e 15/02 a 27/06 de 2016). Profundidade de 0-20 cm. UNB, Brasília-DF, 2017.

Anos	pH (CaCl ₂)	H+Al	Al ³⁺	Ca ²⁺	Mg ²⁺	K+	P (Mehlich)	Sat. Bases	
		-----cmol _c dm ⁻³ -----						mg dm ⁻³	%
1 (2015)	5,50	3,50	0,0	3,20	1,30	0,46	22,2	58,6	
2 (2016)	5,20	3,80	0,0	1,80	0,80	0,20	4,0	42,5	

A semeadura foi feita manualmente, em sulcos de dois centímetros de profundidade, com densidade aproximada de 50 sementes m⁻¹. A densidade final esperada era de 30 plantas m⁻¹, sendo que as linhas que apresentaram uma quantidade superior a esta foram desbastadas aos 20 dias após a semeadura.

O controle de plantas daninhas foi realizado por duas capinas manuais antes do sombreamento das entrelinhas pela cultura. Como o nível de pragas e doenças não atingiu nível de dano econômico, não foi realizado nenhum tipo de controle. Imediatamente após a

semeadura, foi realizada irrigação por microaspersores e irrigações subsequentes foram realizadas, com acompanhamento por tensiômetro, definindo-se o momento de rega quando a tensão de água atingia o limite de 40 kPa, de acordo com metodologia adaptada do trigo (GUERRA, 1995).

4.2.4 Identificação das flores em antese

Desde a semeadura, o campo experimental foi acompanhado semanalmente para definir a data de antese. Na avaliação da maturação das sementes, inflorescências foram etiquetadas com auxílio de fitas coloridas quando 50% das flores na inflorescência apresentavam antese. Foram etiquetadas 88 inflorescências, sendo colhidas, em cada época de avaliação, oito plantas marcadas com cores diferentes de acordo com a época de coleta (Figura 3). No primeiro período (Ano 1) a marcação das plantas foi realizada em 13 de maio de 2015 e no segundo período (Ano 2) em 04 de abril de 2016.

A primeira colheita de sementes foi realizada aos 14 dias após a antese (DAA) e as próximas foram realizadas de sete em sete dias, totalizando 11 épocas de avaliação, aos 14, 21, 28, 35, 42, 49, 56, 63, 70, 77 e 84 DAA, em cada período de avaliação. As inflorescências foram identificadas e colocadas em sacos plásticos de polietileno, e então foram levadas ao laboratório para a secagem. As oito inflorescências foram misturadas, se extraindo, aleatória e manualmente, sementes para a determinação do teor de água e massa seca. Em seguida, as inflorescências foram analisadas em relação à cor. Depois foram secas em temperatura ambiente para a debulha manual das sementes, permanecendo em ambiente natural de laboratório até atingirem em torno de 12% b.u., quando realizou-se a avaliação da qualidade das sementes.

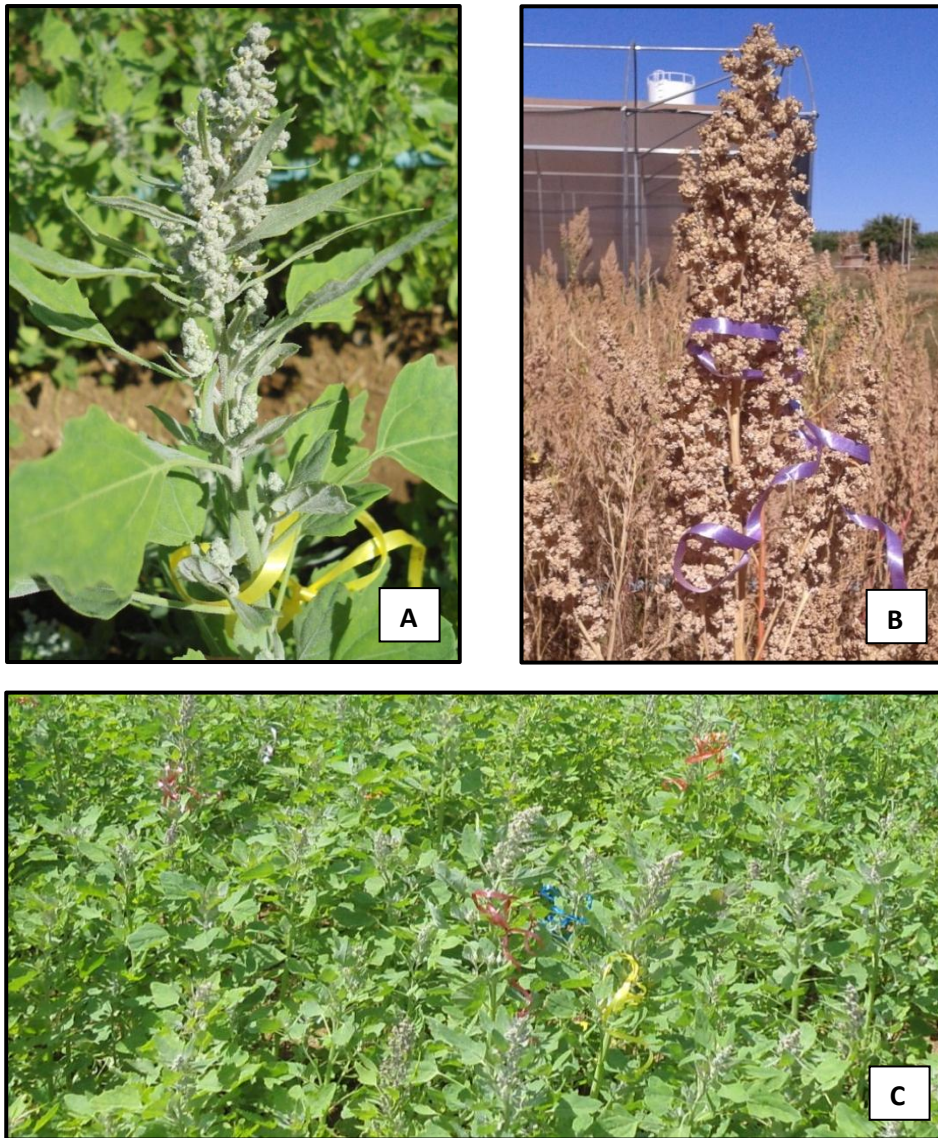


Figura 3. Identificação das inflorescências de quinoa. A: Na antese. B: 84 dias após a antese. C: Campo de produção das sementes de quinoa com as inflorescências marcadas na antese. Fonte: Flívia Fernandes de Jesus Souza, 2017.

4.2.5 Qualidade fisiológica e determinações das sementes

Teor de água, massa seca e massa de mil sementes e avaliações da qualidade fisiológica foram realizadas em cada data de colheita, nos dois períodos, por meio dos seguintes testes e determinações:

Teor de água: foi realizado pelo método da estufa a 105°C, por 24 horas, seguindo as recomendações das Regras para Análise de Sementes (BRASIL, 2009), pesando-se 2g de sementes com auxílio de balança de precisão de 0,0001. Foram utilizadas três repetições e os resultados foram expressos em porcentagem base úmida (b.u.).

Massa seca: foi efetuada juntamente com o teor de água, pela verificação do peso final, após a saída da estufa pelo teste de teor de água. Os resultados foram expressos em mg g⁻¹ de sementes.

Peso de mil sementes: foi calculado mediante a pesagem de oito repetições de 100 sementes, conforme prescrições nas Regras para Análise de Sementes, BRASIL (2009). Sendo os resultados expressos em gramas 1000⁻¹.

Germinação: foram retiradas 200 sementes de cada amostra, que foram divididas e semeadas em quatro repetições de 50 sementes, sobre papel mata-borrão com 2,5 vezes seu peso em água destilada, colocados em caixas plásticas transparentes (11 x 11 x 3 cm). O material foi mantido em câmara do tipo B.O.D. (*Biochemical Oxygen Demand*) a 25 °C. A contagem de plântulas normais foi realizada no quinto dia e de acordo com os critérios estabelecidos pelas Regras para Análise de Sementes (BRASIL, 2009). Os resultados foram expressos em porcentagem de plântulas normais.

Índice de Velocidade de Germinação (IVG): as plântulas que apresentavam radículas maiores que 2 cm, no teste de germinação, foram computadas diariamente e no mesmo horário até o quinto dia após a semeadura, calculando-se o IVG através da fórmula proposta por Maguire (1962):

$$IVG = \frac{G1}{N1} + \frac{G2}{N2} + \dots + \frac{Gn}{Nn}$$

em que IVG = índice velocidade de germinação; G1, G2,... Gn = número de plântulas normais a cada dia; N1, N2,... Nn = número de dias decorridos da semeadura da primeira até a última contagem.

Massa seca de plântulas: as plântulas normais obtidas no teste padrão de germinação tiveram os cotilédones retirados sendo levadas para estufa regulada a 80 °C, por 24 horas. Após a secagem, as plântulas foram pesadas em balança de precisão de 0,0001 g. Os resultados foram expressos em mg plântula⁻¹.

Emergência de plântulas em areia: foi conduzido com quatro repetições de 50 sementes, para cada amostra, em areia autoclavada de textura média. O substrato foi colocado em caixas plásticas (25,5 x 15,0 x 6,0), umedecido com água destilada até atingir 60% da capacidade de retenção de água, calculado de acordo com Brasil (2009). Essas caixas foram mantidas em bancada de laboratório durante todo o período de avaliação. As sementes foram semeadas a uma profundidade de um centímetro e a avaliação do número de plântulas emergidas foi realizada no quinto dia. Os resultados foram expressos em porcentagem de plântulas emergidas.

Índice de Velocidade de Emergência (IVE): conduzido em conjunto com o teste de emergência de plântulas em areia, sendo realizadas avaliações diárias e no mesmo horário do número de plântulas emergidas, com o cotilédone visível acima do solo. A contagem de plântulas emergidas foi realizada até o quinto dia. O IVE foi calculado seguindo a fórmula proposta por Maguire (1962):

$$IVG = \frac{E1}{N1} + \frac{E2}{N2} + \dots + \frac{En}{Nn}$$

em que IVE = índice velocidade de emergência; E1, E2,... En = número de plântulas emergidas a cada dia; N1, N2,... Nn = número de dias decorridos da semeadura da primeira até a última contagem.

Comprimento do hipocótilo e radícula: de acordo com os procedimentos descritos por Nakagawa (1999), adaptado da AOSA (1983), dez sementes foram semeadas em uma linha traçada no terço longitudinal do papel mata-borrão umedecido com 2,5 vezes seu peso em água destilada, colocadas em caixas plásticas transparentes (11 x 11 x 3 cm). As caixas foram mantidas a uma inclinação de 75° no interior da câmara B.O.D. a uma temperatura de 25 °C. Após cinco dias o hipocótilo e a radícula de cada plântula foram medidos utilizando-se uma

régua graduada em centímetros, sendo os resultados expressos em cm plântula⁻¹. Foram utilizados quatro repetições por amostra.

Emergência de plântulas em campo: quatro repetições de 50 sementes para cada amostra foram semeadas em canteiros na Fazenda Água Limpa em sulcos com profundidade de aproximadamente dois centímetros e espaçamento entre sulcos de 10 cm, fazendo uso da irrigação quando necessário. Foram consideradas como emergidas plântulas que apresentaram os cotilédones acima do solo, sendo a avaliação realizada no quinto dia. Os resultados foram expressos em porcentagem de plântulas emergidas.

4.2.6 Cor das inflorescências

A cor das inflorescências foi realizada por reflectometria, mediante a utilização de colorímetro (Minolta CR 400, Minolta Corporation, Osaka, Japão). O equipamento foi calibrado e as leituras foram obtidas em três pontos aleatórios em cada inflorescência, das quais calculou-se a média para cada repetição. Obtiveram-se os valores de L^* , a^* e b^* , de acordo com o CIE (1976) para medida, designação e acerto de cores, em que um sólido de cores é definido por três coordenadas retangulares (Figura 4, A), do qual se obtêm unidades ou pontos de uniformidade visual aproximada (McGUIRE, 1992).

A coordenada L^* indica o nível de luminosidade da cor, variando de zero (totalmente preto) a 100 (totalmente branco). A coordenada a^* expressa o grau de variação entre o vermelho e o verde (a^* mais negativo = mais verde; a^* mais positivo = mais vermelho) e a coordenada b^* expressa o grau de variação entre o azul e o amarelo (b^* mais negativo = mais azul; b^* mais positivo = mais amarelo). Além dessas variáveis, ainda se determinou o ângulo de Hue (h°), o qual expressa a tonalidade, (Figura 4, B), podendo variar de 0° a 360° (0° corresponde à cor vermelha, 90° ao amarelo, 180° ao verde e 270° ao azul), calculado pela fórmula: arco tangente (b^*/a^*) (CARREÑO et al., 1995).

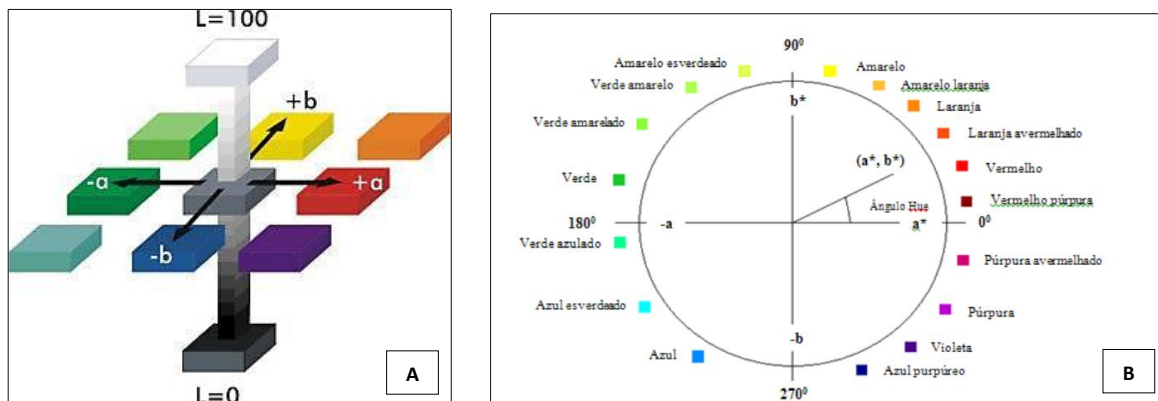


Figura 4. A: ilustração de leitura dos parâmetros de Luminosidade (L^*) e cor a^* b^* ; B: diagrama CIELAB com a sequência de nuances de cores e orientação do ângulo de Hue (Adaptado de CHITARRA : CHITARRA, 2005).

4.2.7 Delineamento experimental e análise estatística

O delineamento experimental utilizado foi o inteiramente casualizado, em esquema fatorial, período de cultivo x épocas de colheita (2 x 11), com quatro repetições para os resultados apresentados pelos testes de qualidade fisiológica, três para as determinações de massa seca e teor de água, e oito para o peso de mil sementes e análises de cor das inflorescências. Os resultados apresentados pelos testes de germinação, emergência de plântulas em areia e emergência em campo foram transformados em $\arcsin \sqrt{x/100}$. Os valores apresentados nas tabelas são referentes aos dados originais. Os dados foram submetidos à análise de variância, sendo as médias comparadas pelo teste de Tukey, adotando significância de 1% e 5% de probabilidade. Foi realizada análise de regressão polinomial, em função das onze épocas de colheita. Análise de correlação de Pearson, com significância de 1 e 5% pelo teste t de Student foi realizada entre as características das sementes e os parâmetros utilizados para avaliação da cor das inflorescências. Todas as análises estatísticas foram realizadas com o auxílio do Software SISVAR 5.3 (FERREIRA, 2011). Os gráficos foram elaborados pelo programa SigmaPlot.

4.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.3.1 Maturidade fisiológica das sementes

As médias dos testes e determinações para avaliação da maturidade fisiológica de sementes de quinoa colhidas em diferentes épocas e em dois períodos (anos) de cultivo, com exceção da germinação e índice de velocidade de emergência para o fator isolado período, apresentaram diferenças estatísticas significativas ($p < 0,01$ e $p < 0,05$) para os fatores isolados e para a interação época x período (Anexo A).

As médias apresentadas pelo teor de água diferiram significativamente na maioria das épocas de colheita, sendo os maiores valores encontrados em 2016 (Tabela 2). Apesar de ser vastamente utilizado, o teor de água não é um bom indicador da maturidade fisiológica por sofrer influências ambientais e genéticas (HUNTER et al., 1991; DAVID et al., 2003; MEDEIROS et al., 2010). Entretanto, no desdobramento da época em cada ano (Figura 5), equações de segundo grau ajustaram-se aos dados. Notou-se que nos dois anos de cultivo houve comportamento semelhante em relação às épocas de colheita, ou seja, apresentaram valores máximos aos 14 DAA, 77,6% b.u. em 2015 e 86,2% b.u. em 2016 (Tabela 2), o que está de acordo com Carvalho e Nakagawa (2012) indicando que a semente logo após ser formada possui teor de água oscilando entre 70 e 80%. A partir deste ponto, houve redução acentuada até os 49 DAA. Desta época em diante, as mudanças no teor de água foram mais lentas e variaram de acordo com a umidade relativa do ar, demonstrando que a planta-mãe já não exercia mais controle sobre o conteúdo de água. Como as sementes de quinoa são altamente higroscópicas, e tendem sempre ao equilíbrio higroscópico após a maturidade fisiológica, verificou-se que o menor teor de água encontrado aos 84 DAA em 2015 foi devido a menor umidade relativa verificada no último mês de colheita neste período em comparação ao de 2016, além disso, a precipitação foi maior durante todo o período de avaliação neste ano em comparação ao de 2015 (Figuras 1 e 2).

A tendência de redução verificada em relação ao teor de água em sementes de quinoa, em ambos os períodos de cultivo, seguiram as mesmas encontradas para sementes de milho (EGLI; TEKRONY, 1997), milho pipoca (DAVID et al., 2003), milho doce (ARAÚJO et al., 2006), feijão-caupi (NOGUEIRA et al., 2014) e amaranto (MENDES, 2014).

Tabela 2. Médias de teor de água (TA), massa seca (MS), peso de mil sementes (P1000), germinação (GE), índice de velocidade de germinação (IVG), massa seca de plântulas (MP), emergência de plântulas em areia (EA), comprimento do hipocótilo (CH), comprimento da radícula (CR) e emergência em campo (EC) de sementes de quinoa colhidas em diferentes dias após a antese (DAA) em dois períodos de cultivo, em 2015 e 2016. UNB, Brasília-DF, 2017.

Médias seguidas pela mesma letra na linha não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

DAA	TA (% b.u.)		MS (mg)		P1000(g)		GE (%)		IVG		MP (mg)		EA (%)		IVE		CH (cm)		CR (cm)		EC (%)	
	2015	2016	2015	2016	2015	2016	2015	2016	2015	2016	2015	2016	2015	2016	2015	2016	2015	2016	2015	2016	2015	2016
14	77,6b	86,2a	224,0a	138,1b	0,9586a	0,2536b	69a	28b	12,1a	5,2b	0,4896a	0,3963a	43a	30b	12,5a	6,61b	1,16b	2,64a	2,22b	4,54a	3a	2a
21	60,4b	76,69a	395,5a	233,1b	1,4568a	0,9670b	87a	95a	13,4b	20,5a	0,4797b	0,7162a	64b	84a	16,8a	17,5a	1,26b	3,61a	2,96b	5,11a	16a	31a
28	56,58a	58,7a	418,5a	434,2a	2,6880a	1,6785b	96a	96a	18,7b	22,4a	1,1014a	0,9755a	74a	75a	17,6a	12,9b	1,64b	3,44a	5,13b	6,61a	41a	36a
35	48,8a	47,8a	511,6a	521,4a	3,1449a	2,7860b	94a	91a	22,6a	20,7a	1,2961b	1,6029a	54a	80b	12,4a	16,1b	2,17b	3,63a	6,08b	8,73a	35a	37a
42	26,1b	43,4a	738,6a	566,1b	3,3533a	3,1865b	93a	91a	23,0a	21,9a	1,2042b	1,5887a	81a	84a	17,5a	17,5a	2,23b	3,29a	5,54b	8,52a	54a	56a
49	27,1b	30,3a	729,1a	697,5b	3,3280a	3,3433a	92a	89a	21,3a	21,5a	1,4028b	1,6965a	65a	74b	15,0a	14,6a	2,84b	3,27a	6,49b	8,50a	55a	63a
56	29,2a	20,2b	707,7b	797,5a	3,2108a	2,9678b	93a	94a	22,8a	23,0a	1,3717b	1,6950a	81a	77a	17,5a	15,8a	2,51b	2,92a	6,81b	9,24a	54a	64a
63	20,3a	17,4b	797,3a	826,3b	3,1594a	3,0092b	87a	87a	23,0a	21,3a	1,2100b	1,5400a	80a	81a	17,4a	16,8a	2,54b	3,20a	6,18b	8,66a	54a	62a
70	14,2b	21,0a	858,4a	790,4b	3,2978a	3,2165a	76a	84a	18,5a	20,8a	1,1992b	1,5690a	67b	81a	15,2a	15,8a	2,67b	3,18a	5,14b	8,52a	46a	59a
77	12,3a	14,9a	877,0a	851,0a	3,0178a	3,2380b	73b	93a	18,2b	22,9a	1,1742b	1,7547a	63b	90a	14,8a	14,7a	2,50b	3,34a	6,32b	8,32a	43b	70a
84	9,2b	13,1a	908,4a	868,9b	3,2535a	3,2305a	68b	85a	16,3a	20,9b	1,3229b	1,6109a	70a	74a	14,7a	16,4a	2,92b	3,34a	5,61b	8,10a	40b	76a

As médias da massa seca das sementes não apresentaram diferença significativa entre os anos apenas em três épocas de colheita 28, 35 e 77 DAA. Nas outras épocas, de maneira geral, as sementes colhidas em 2015 foram mais pesadas em relação às colhidas em 2016 (Tabela 2). Os resultados do desdobramento da época de colheita em cada ano de cultivo (Figura 5) demonstraram que equações de segundo grau ajustaram-se satisfatoriamente os valores apresentados nos dois anos, com altos coeficientes de determinação (R^2), 0,96 e 0,99, para 2015 e 2016, respectivamente.

Ao comparar as curvas de teor de água e as do acúmulo de massa seca, verifica-se que foram inversamente proporcionais em relação aos dias após a antese. Observação semelhante foi encontrada por outros autores (LOPES; DIAS; PEREIRA, 2005; MATHEUS; LOPES; CORRÊA, 2011; MARROCOS et al., 2011) estudando a fisiologia de sementes.

Nos dois anos, a massa seca aumentou da primeira à última colheita, com valores mínimos de 224,0 e 138,1 aos 14 DAA e máximo de 908,4 e 868,9 mg g⁻¹ de sementes aos 84 DAA, em 2015 e 2016, respectivamente. O maior incremento observado ocorreu entre o período de 14 a 49 DAA e, a partir deste, houve menor acúmulo de massa. Esses resultados ficam ainda mais evidentes quando se observa o comportamento do peso de mil sementes (Figura 5), em que equações de ordem cúbica ajustaram-se aos dados apresentados nos dois anos de cultivo, e em ambos houve incremento relativamente lento até o máximo alcançado aos 49 DAA, cessando o aumento no peso. Esse comportamento se deve ao fato que na fase inicial do desenvolvimento da semente predomina a divisões e expansões celulares, responsáveis pela constituição da estrutura adequada para receber as substâncias transferidas da planta-mãe, com lento acúmulo de massa. A fase seguinte é caracterizada pelo fluxo de acúmulo de massa seca que se intensifica até atingir seu máximo, e ocorre quando a semente ainda está com umidade elevada (MARCOS-FILHO, 2015).

Assim, infere-se que o máximo acúmulo de massa seca para sementes de quinoa ocorreu aos 49 DAA, nos dois anos de cultivo, quando as sementes apresentaram teor de água de 27,1b.u. em 2015 e 30,3% b.u. em 2016. Isto seria esperado para sementes ortodoxas que, ao atingirem a maturidade fisiológica, se encontram com teor de água na faixa de 30 a 50% (CARVALHO; NAKAGAWA, 2012).

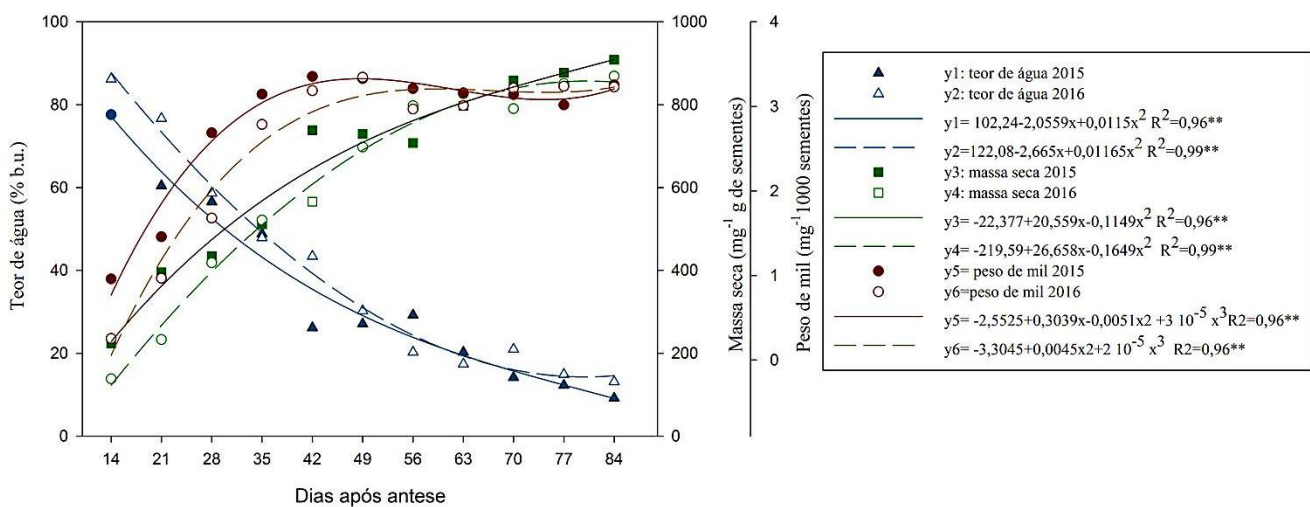


Figura 5. Teor de água, massa seca e peso de mil de sementes de quinoa colhidas em diferentes dias após a antese, em 2015 e 2016. **Significativo a 1% de probabilidade pelo teste F.

Em relação à germinação, aos 14 DAA houve diferença significativa entre os dois períodos de cultivo (Tabela 2). Enquanto que em 2016 a germinação foi de apenas 28%, em 2015 as sementes apresentaram 69%. Essa diferença encontrada pode ter sido influenciada pelo teor de água nesta data de colheita, sendo que em 2016 as sementes apresentaram 86,2% e em 2015, 77,6%. De acordo com Egli (1990) e Westgate (1994) a água desempenha um papel regulador no desenvolvimento e germinação das sementes.

Equações cúbicas se ajustaram aos dados apresentados. A máxima germinação em 2015 foi atingida aos 42 DAA, alcançando em torno de 99% e em 2016 a aproximadamente aos 39 DAA ficando em torno de 97% (Figura 6). A máxima porcentagem de germinação ocorreu anteriormente ao máximo acúmulo de massa seca, sendo esses resultados análogos aos encontrados para milho-pipoca (DAVID et al., 2003) e milho comum (KNITTLE; BURRIS, 1976; BORBA et al., 1994; TEKRONY; HUNTER, 1995). Antes do máximo acúmulo de massa, a semente apresenta composição bioquímica mais simples com maior capacidade de embebição de água, desencadeando reações enzimáticas para converter materiais de reserva em metabólitos, tornando-a apta a germinar (FARIA et al., 2002).

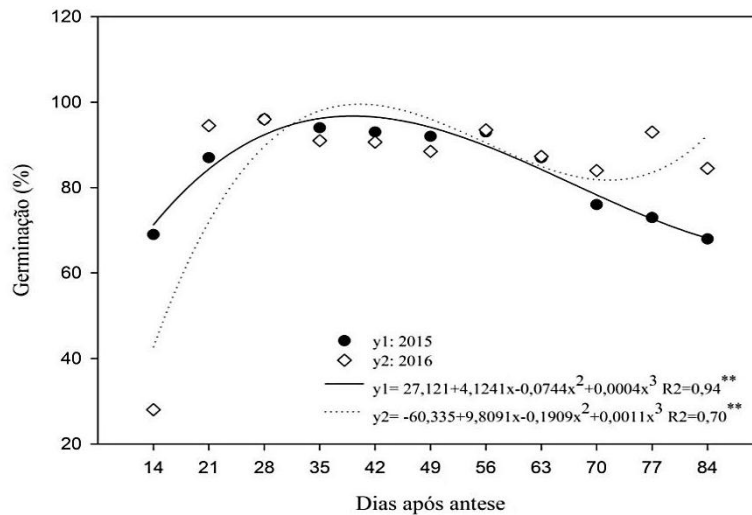


Figura 6. Germinação de sementes de quinoa colhidas em diferentes dias após a antese, em 2015 e 2016. ** Significativo a 1% de probabilidade pelo teste F.

No teste de vigor, índice de velocidade de germinação, houve diferença estatística entre os anos de cultivo nas três primeiras e nas duas últimas colheitas. Contudo, não houve diferença dos 35 aos 70 DAA (Tabela 2). Nos dois períodos equações cúbicas ajustaram-se aos dados (Figura 7), com comportamento semelhante para os dois períodos. Houve acréscimo da primeira época de colheita, em que os valores mínimos foram de 12,1 e 5,2 em 2015 e 2016, respectivamente; até as sementes atingirem o seu máximo, que ocorreu aos 49 DAA em 2015, alcançando 22,2, e aos 42 DAA em 2016, com um índice de 23,7.

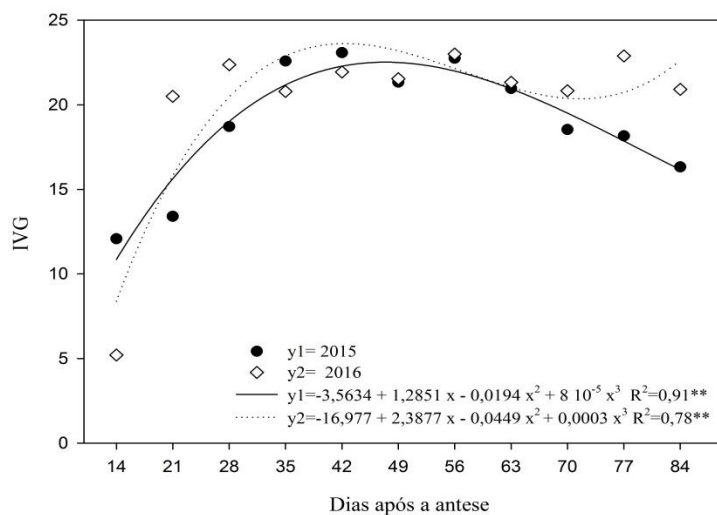


Figura 7. Índice de velocidade de germinação sementes de quinoa colhidas em diferentes dias após a antese, nos anos de 2015 e 2016. ** Significativo a 1% de probabilidade pelo teste F.

A massa seca de plântulas não mostrou diferença entre os dois períodos exceto para 14 DAA e 28 DAA. Nas outras épocas as sementes colhidas em 2016 apresentaram-se mais vigorosas (Tabela 2). As curvas nos dois períodos foram delineadas por modelos cúbicos, com acréscimos a partir da primeira época de colheita, com o máximo ocorrendo aos 49 DAA em 2015, com uma massa de 1,3678 mg plântulas⁻¹, e aos 56 DAA em 2016, com 1,6358 mg plântulas⁻¹ (Figura 8). Contudo, em 2016 os valores foram semelhantes aos encontrados aos 49 DAA, que foi de 1,6126 mg plântulas⁻¹.

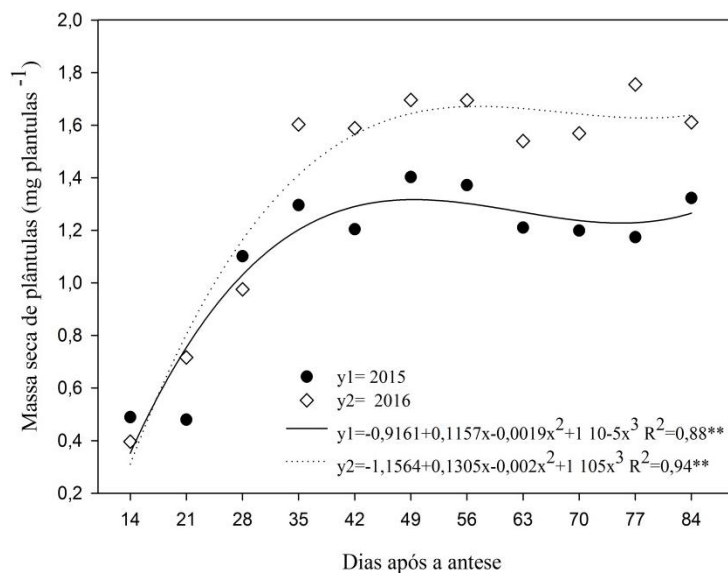


Figura 8. Massa seca de plântulas de sementes de quinoa colhidas em diferentes dias após a antese, nos anos de 2015 e 2016. ** Significativo a 1% de probabilidade pelo teste F.

As diferenças apresentadas pelos anos quanto à emergência de plântulas em areia foram constatadas aos 14, 21, 49, 70 e 77 DAA, com os valores apresentados em 2016 superiores aos encontrados em 2015. O desdobramento da época de colheita em cada período de cultivo mostrou que, nos dois anos, equações cúbicas se ajustaram aos dados (Figura 9). O máximo de vigor foi constatado aos 49 e 42 DAA, com 74 e 84 % de emergência de plântulas em 2015 e 2016, respectivamente.

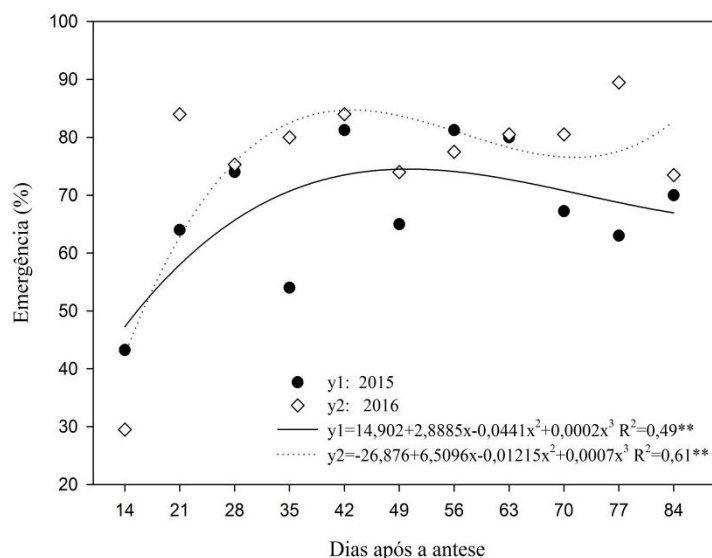


Figura 9. Emergência de plântulas de sementes de quinoa em areia, colhidas em diferentes dias após a antese, nos anos de 2015 e 2016. ** Significativo a 1% de probabilidade pelo teste F.

No que se refere ao índice de velocidade de emergência, apenas aos 14, 28 e 35 DAA houve diferença estatística entre os períodos (anos), nas outras épocas de colheita os resultados foram semelhantes. Equações de regressão não se ajustaram aos dados apresentados em 2015, enquanto em 2016, equação de ordem cúbica se ajustou às médias. Neste período houve crescimento acentuado até o máximo alcançado, que ocorreu aos 42 DAA com um índice de 20,1 (Figura 10).

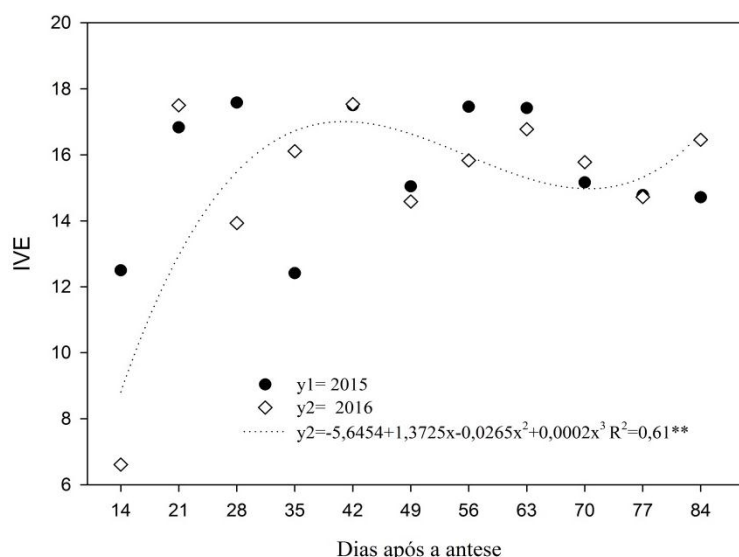


Figura 10. Índice de velocidade de emergência de plântulas de sementes de quinoa em areia, colhidas em diferentes dias após a antese, nos anos de 2015 e 2016. **Significativo a 1% de probabilidade pelo teste F.

Em relação ao comprimento do hipocótilo e da radícula, verificou-se que foram sensíveis ao diagnosticar vigor das sementes, pois mostraram diferenças significativas entre os períodos para todas as épocas de colheita (Tabela 2). No desdobramento da época em cada ano, para o comprimento da radícula, a equação cúbica se ajustou aos dados apresentados em 2015 e quadrática para os de 2016. Para o comprimento do hipocótilo equação quadrática e equação cúbica se ajustaram aos dados de 2015 e 2016, respectivamente. Tanto para o comprimento do hipocótilo como da radícula, houve acréscimo dos 14 DAA até o alcance do máximo, e depois deste o comprimento da radícula em 2016 decresceu. Nas outras avaliações os comprimentos foram mantidos até a última colheita (Figura 11). Em 2015 os comprimentos máximos da radícula (5,66 cm) e do hipocótilo (2,38 cm) foram alcançados aos 49 DAA. Em 2016 aos 56 DAA, com 5,35 cm para radícula, e aos 35 DAA com 3,68 cm para o hipocótilo.

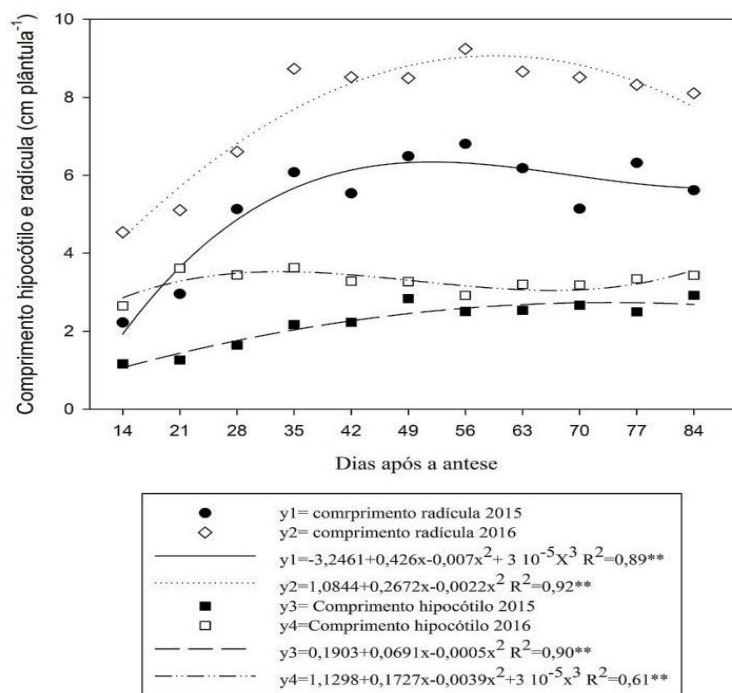


Figura 11. Comprimento do hipocótilo e da radícula de plântulas de sementes de quinoa, colhidas em diferentes dias após a antese, em 2015 e 2016. ** Significativo a 1% de probabilidade pelo teste F.

As médias de emergência de plântulas em campo foram significativamente diferentes em relação aos anos de cultivo aos 77 e 84 DAA. Nas outras épocas os resultados apresentados foram semelhantes (Tabela 2). No desdobramento da época de colheita em cada ano de

cultivo para a emergência de plântulas em campo houve ajuste quadrático para os dois períodos (Figura 12). Observa-se que a porcentagem inicial de emergência foi quase nula, comprovando que esta fase ocorreu logo após a formação da semente (fecundação). Desta época em diante a emergência em campo foi apresentando aumentos significativos até o máximo que ocorreu aos 49 DAA em 2015, com 53% de emergência e aos 63 DAA em 2016 com 66%. Em 2015, depois que atingiram o seu máximo, as sementes apresentaram declínio no vigor, alcançado apenas 37,2 % de emergência aos 84 DAA. Entretanto em 2016 as sementes conseguiram manter a taxa de emergência em campo até a última época de colheita.

Nos dois anos de cultivo, a porcentagem máxima de emergência em campo foi considerada baixa (menor que 80%), apesar dos resultados do teste de germinação indicar uma média de 93%. A germinação tem sido avaliada pelo teste padrão de germinação, que, por fornecer condições ideais, permite que as sementes expressem o máximo potencial para produção de plântulas normais. Por isso nem sempre é compatível com os resultados encontrados em condições estressantes de campo (VENTURA et al., 2012). Esses resultados estão de acordo com Sigstad e Garcia (2001) que afirmam que as sementes de quinoa apresentam uma germinação rápida e satisfatória em laboratório, porém, germinam muito mal no solo.

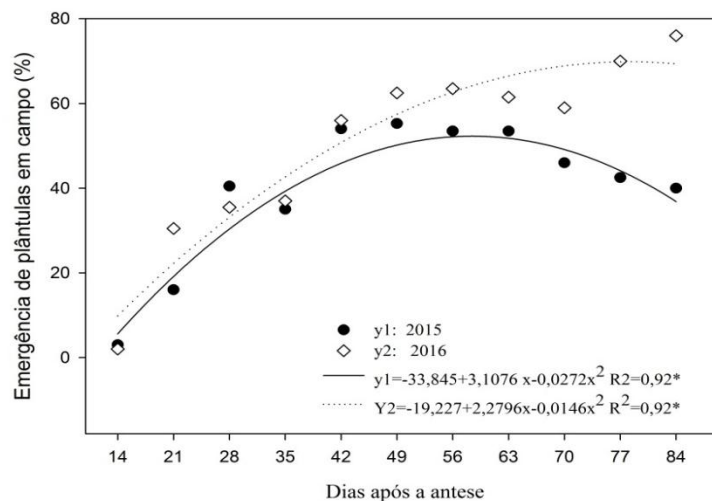


Figura 12. Emergência de plântulas de sementes de quinoa em campo, colhidas em diferentes dias após a antese, nos períodos de 2015 e 2016. * Significativo a 5% de probabilidade pelo teste F.

Segundo alguns autores a maturidade fisiológica é definida como o ponto onde a semente alcança valor máximo de massa seca e, por conseguinte, máximo poder germinativo e vigor (POPINIGIS, 1985; EGLI; TEKRONY, 1997; CARVALHO; NAKAGAWA, 2012;

MARCOS FILHO, 2015). Contudo, vários estudos demonstram que o máximo acúmulo de matéria seca nem sempre coincide com a máxima qualidade fisiológica (ELLIS; PIETRA FILHO, 1992; BORBA et al. 1994; TEKRONY; HUNTER, 1995; AJAYI; FAKOREDE, 2000; GHASSEMI-GOLEZANI; HOSSEINZADEH-MAHOOTCHY, 2009).

De acordo com os dados apresentados, o máximo acúmulo de massa seca em sementes de quinoa, CV BRS Syetetuba, independente do ano de cultivo, ocorre aos 49 DAA. É neste período que as sementes se desligam da planta mãe e começam a sofrer a influência do ambiente (CARVALHO; NAKAGAWA, 2012). Contudo o comportamento da germinação e do vigor apresentado pelos testes em 2015 foi relativamente distinto ao encontrado em 2016.

Apesar de a máxima germinação ter precedido ao máximo acúmulo de massa seca, ocorrendo aos 39 e 42 DAA, em 2016 e 2015 respectivamente, o máximo vigor das sementes em 2015 coincidiu com o máximo acúmulo de massa seca. Ou seja, neste ano ambos ocorreram aos 49 DAA. Durante a maturação, vigor de semente é uma característica que, de maneira geral, acompanha proporcionalmente o acúmulo de massa seca (POPINIGIS, 1985; CARVALHO; NAKAGAWA, 2012). Porém em 2016, a maioria dos testes de vigor mostrou que o máximo alcance desta variável ocorreu aos 42 DAA, ou seja, sete dias antes do acúmulo de massa seca. Esses resultados estão em conformidade com vários autores, que constataam que a maturidade fisiológica é variável entre espécies, cultivares e principalmente em relação ao ambiente (NERSON, 1991; ALVARENGA et al., 1991; BARBEDO et al., 1999; CORVELLO et al., 1999; SILVEIRA, 2002). As sementes de quinoa CV. BRS Syetetuba alcançam sua máxima qualidade no período compreendido entre 42 e 49 DAA. Este seria teoricamente o ponto ideal de colheita, entretanto, as sementes apresentam um teor de água em média de 32% b.u., elevado para a colheita mecanizada, o que acarretaria danos latentes.

Se as condições do ambiente de cultivo permitirem a secagem das sementes ainda na panícula, a colheita pode ser realizada até no máximo 56 DAA. Até esse período, as sementes de quinoa apresentam qualidade de semente satisfatória e um teor de água médio de 20 % b.u. e as plantas estão secas e sem folhas, sendo estes fatores ideais para uma colheita mecanizada satisfatória. Contudo, se na época ou no ambiente de cultivo ocorrer elevada umidade e/ou chuvas, as sementes devem ser colhidas dos 42 aos 49 DAA, para evitar a germinação em pré-colheita, muito comum em sementes de quinoa neste tipo de ambiente (SPEHAR, 2007; CECCATO, 2011; CECCATO; BERTERO; GALATI, 2015). Os danos latentes são menos prejudiciais que a germinação em pré-colheita, pois se o dano latente não atingir o embrião pode ser que a semente ainda consiga germinar, mesmo sendo uma plântula menos vigorosa,

enquanto que na germinação em pré-colheita o dano é total, ou seja, a semente está completamente deteriorada no campo.

4.3.2 Cor das inflorescências

As médias das avaliações das cores das inflorescências de quinoa colhidas em diferentes épocas e em dois períodos de cultivo apresentaram diferenças estatísticas significativas ($p < 0,01$ e $p < 0,05$) para os efeitos isolados e para a interação época x período, com exceção da luminosidade (L^*), que apresentou diferença estatística apenas para os fatores isolados (Anexo B).

Os desdobramentos da época em cada período de cultivo para a variação entre verde e vermelho (a^*), azul e amarelo (b^*) e ângulo de Hue (h°) e da época para a luminosidade (L^*) e os desdobramentos do período de cultivo em cada época são apresentados (Tabela 3, Figura 13). As cores das inflorescências colhidas em cada época (DAA) nos anos de 2015 e 2016 estão representadas nas Figuras 14 e 15, respectivamente.

Em relação a variável a^* , a qual expressa a variação entre verde (mais negativo) e vermelho (mais positivo), houve diferença significativa entre os períodos apenas aos 28, 35 e 42 DAA (Tabela 3). Houve ajuste quadrático em ambos os períodos de cultivo, com um aumento progressivo dos 14 aos 49 DAA, sendo que a partir de então houve uma estabilização nos valores encontrados para a^* , sendo esta observação mais evidente em 2015 (Figura 13). Os valores encontrados aos 14, 21 e 35 em 2015 e aos 14, 21, 35 e 42 DAA em 2016 foram negativos e nas outras épocas positivos, o que demonstra que quanto mais precoce a colheita das inflorescências mais verdes elas se apresentam e que, conforme ocorre a maturidade, há uma perda progressiva da coloração verde, mostrando o processo de maturação (Figuras 14 e 15).

Tabela 3. Médias apresentadas pela variação entre o verde e o vermelho (a^*), variação entre amarelo e azul (b^*) e ângulo de Hue (h°) inflorescências de quinoa colhidas em diferentes dias após a antese (DAA) em 2015 e 2016. UNB, Brasília-DF, 2017.

DAA	a^*		b^*		h°	
	2015	2016	2015	2016	2015	2016
14	-4,8b	-3,5a	9,5a	7,2b	63,8a	64,7a
21	-4,7a	-4,7a	10,3a	8,8b	64,9a	57,9b
28	-1,8a	-4,3b	10,9a	9,2b	73,9a	64,4b
35	-1,9a	-3,9b	14,2a	10,7b	78,5a	72,6b
42	2,4a	-1,2b	15,1a	14,2a	77,5a	82,0a
49	3,2a	3,2a	14,9a	14,6a	78,0a	77,5a
56	3,6a	3,2a	14,7a	14,7b	76,0a	77,3a
63	3,9a	3,5a	14,2a	15,2b	75,6a	75,7a
70	3,9a	4,3a	14,7a	15,3b	75,1a	74,6a
77	3,8a	3,4a	14,4a	13,4a	75,6a	76,3a
84	2,8a	3,5a	13,5a	13,5a	78,2a	75,5a

Médias seguidas pela mesma letra na linha não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Para o parâmetro b^* não houve diferença estatística entre os anos apenas aos 42, 49, 77 e 84 DAA, contudo, nos dois anos de cultivo houve comportamento semelhante, com o ajuste de equações quadráticas aos dados apresentados, com tendência ao amarelo (apenas valores positivos) (Tabela 3). Os valores foram crescentes até os 57 DAA em 2015, alcançando 15,1 e aos 63 DAA em 2016, apresentando 14,8 (Figura 13). Contudo, notou-se que a partir dos 49 DAA as inflorescências apresentaram coloração mais amarelada em relação às outras épocas de colheita (Figuras 14 e 15). Esses resultados estão de acordo Spehar et al. (2014) que afirmaram que as inflorescências adquirem coloração amarela na maturidade.

Para luminosidade (L^*), independente do ano de cultivo, houve acréscimos dos 14 DAA (30,4) aos 70 DAA (45,1) e desta época em diante as inflorescências se apresentaram menos luminosas. Esse comportamento pode estar relacionado à exposição das sementes pelo perigônio. Nas observações de campo foi verificado que conforme o desenvolvimento da inflorescência avançava maior era a exposição das sementes. Como as sementes de quinoa da cultivar BRS Syetetuba apresentam coloração clara (SPEHAR et al., 2014), houve consequentemente aumento da luminosidade, e como foi observado que houve grande perda de sementes (degrana natural) a partir dos 70 DAA, a diminuição da luminosidade foi verificada.

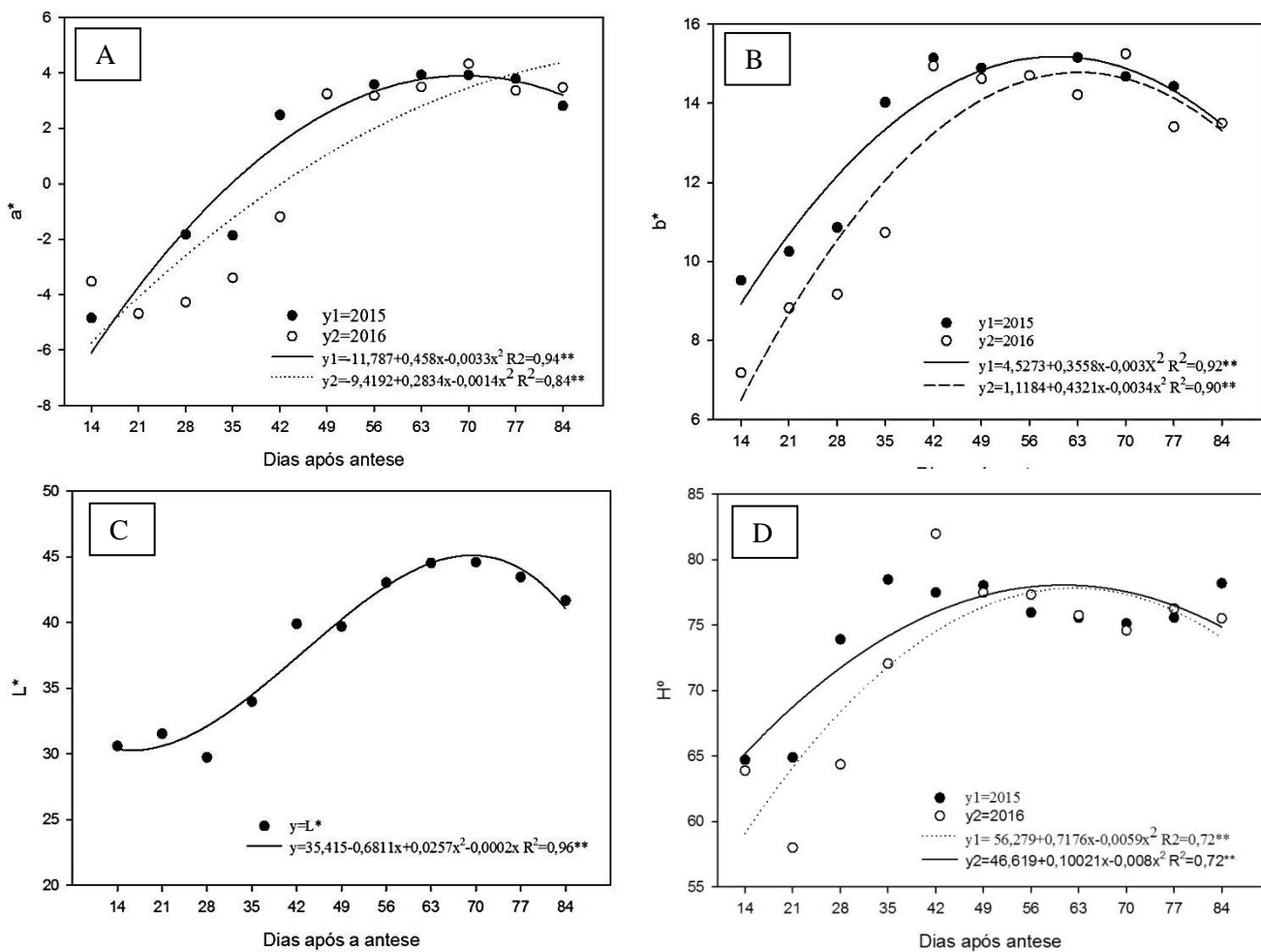


Figura 13. A: Variação entre verde e vermelho (a^*); B: Variação entre azul e amarelo (b^*); C: Luminosidade (L^*) e D: Ângulo de Hue (h°) de inflorescências de quinoa colhidas em diferentes dias após a antese, em 2015 e 2016. ** Significativo a 1% de probabilidade pelo teste F.

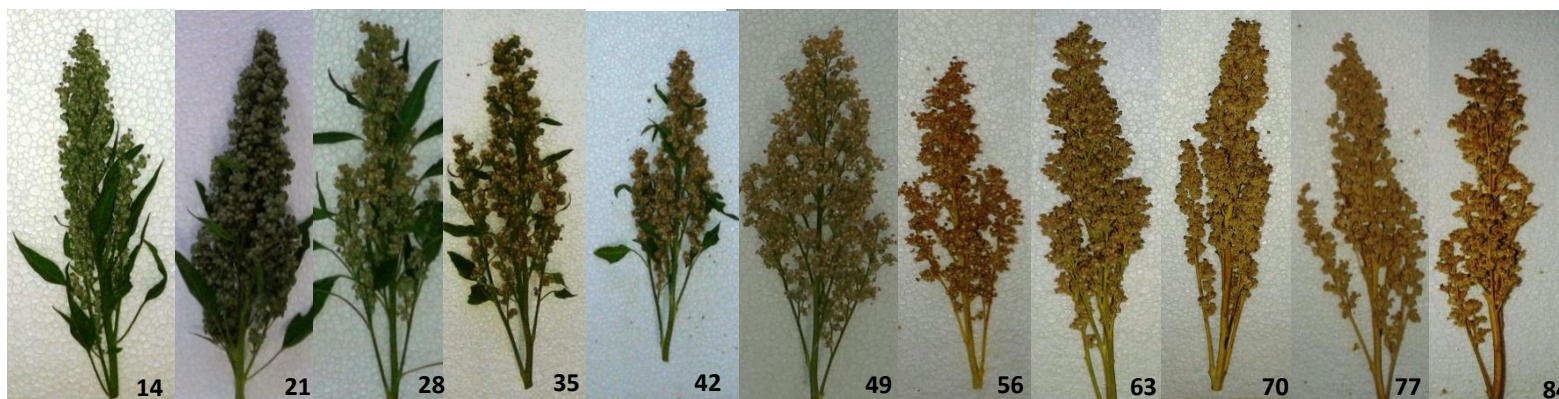


Figura 14. Cor das inflorescências de quinoa colhidas em diferentes dias após a antese em 2015. Os números referem-se aos dias após a antese.



Figura 15. Cor das inflorescências de quinoa colhidas em diferentes dias após a antese em 2016. Os números referem-se aos dias após a antese.

No tocante ao ângulo de Hue, houve diferença estatística entre os anos apenas aos 21, 28 e 35 DAA (Tabela 3). No desdobramento da época em cada ano, equações quadráticas se ajustaram aos valores apresentados (Figura 13). Verificou-se que houve um comportamento crescente da primeira (63° em 2015 e 65° em 2016) até os 56 DAA em 2015 e 63 DAA em 2016, alcançando ambos os valores 78° . No ângulo de Hue valores próximos de 90° indicam predominância da cor amarela. Esses resultados eram esperados (Figura 14 e 15), entretanto acreditava-se que as inflorescências colhidas dos 14 aos 35 DAA apresentassem valores próximos ao verde (120°), e o que foi verificado foram valores com uma média de 70° em 2015 e 60° em 2016, ou seja, uma coloração mais alaranjada. O que poderia justificar esses resultados seria a influência do oxalato de cálcio, mais abundante quando a inflorescência é mais nova.

A correlação entre os parâmetros utilizados para avaliar a cor das sementes e os testes e determinações utilizados para avaliar a maturidade fisiológica para as sementes de quinoa encontram-se na Tabela 4. Notou-se que houve correlação significativa e negativa entre todos os parâmetros relacionados à cor e o teor de água apresentados pelas sementes durante a maturação, ou seja, com o avanço dos dias após a antese há perda de água pelas sementes e consequentemente as inflorescências apresentarão uma tendência maior ao amarelecimento (a^*), luminosidade (L^*), ângulo de Hue e uma perda gradual do verde (b^*), dentro de certos limites. Para a maioria dos outros fatores houve correlação positiva, ou seja, à medida que os valores encontrados de a^* , L^* , B^* e h° aumentam (dentro de certos limites) há uma maior tendência das sementes apresentarem maior qualidade fisiológica.

Tabela 4. Coeficiente de correlação de Pearson entre as variáveis relacionadas à coloração das inflorescências (a^*), (b^*), luminosidade (L^*) e ângulo de Hue (h°) e teor de água (TA), massa seca (MS), peso de mil (P1000), germinação (GE), índice de velocidade de emergência (IVG), massa seca de plântulas (MP), emergência de plântulas em areia (EA), índice de velocidade de emergência (IVE), comprimento do hipocótilo (CH), comprimento da radícula (CR) e emergência em campo (EC)) de sementes de quinoa colhidas em diferentes dias após a antese (DAA). UNB, Brasília-DF, 2017.

VAR	TA	MS	P1000	GE	IVG	MP	EA	IVE	CH	CR	EC
2015											
a^*	-0,94**	0,94**	0,85**	-0,03 ^{ns}	0,63*	0,81**	0,62*	0,31 ^{ns}	0,922**	0,814**	0,876**
b^*	-0,84**	0,84**	0,93**	0,21 ^{ns}	0,81**	0,87**	0,50 ^{ns}	0,14 ^{ns}	0,884**	0,873**	0,872**
L^*	-0,93**	0,93**	0,70*	-0,20 ^{ns}	0,50 ^{ns}	0,65*	0,52 ^{ns}	0,22 ^{ns}	0,863**	0,677 ^{ns}	0,724*
h°	-0,75**	0,75**	0,98**	0,29 ^{ns}	4,12**	0,98**	0,51 ^{ns}	0,12 ^{ns}	0,859**	0,923**	0,867**
2016											
a^*	-0,91**	0,90**	0,76**	0,20 ^{ns}	0,36 ^{ns}	0,73*	0,29 ^{ns}	0,29 ^{ns}	-0,26 ^{ns}	0,68*	0,83**
b^*	-0,91**	0,90**	0,92**	0,48 ^{ns}	0,61*	0,88**	0,56 ^{ns}	0,60 ^{ns}	-0,02 ^{ns}	0,88**	0,89**
L^*	-0,92**	0,91**	0,83**	0,32 ^{ns}	0,47 ^{ns}	0,81**	0,46 ^{ns}	0,49 ^{ns}	-0,15 ^{ns}	0,79**	0,86**
h°	-0,78**	0,78**	0,88**	0,26 ^{ns}	0,411 ^{ns}	0,87**	0,34 ^{ns}	0,37 ^{ns}	-0,14 ^{ns}	0,88**	0,75**

ns: não significativo, **: significativo a 1% e *: significativo a 5%, pelo teste t.

VAR: variáveis.

Para massa seca e peso de mil, a correlação foi positiva e significativa, com altos coeficientes de correlação, para todos os parâmetros relacionados à cor da inflorescência. Para qualidade fisiológica, apesar de não ter apresentado correlação significativa com a germinação de sementes, houve correlação positiva e significativa, entre todos os parâmetros de cor da inflorescência e a emergência de plântulas em campo, nos dois períodos de cultivo. Além da emergência em campo, houve correlação entre a^* e MP e CR; b^* e IVG, MP e CR; L^* e MP e h° e MP e CR.

A maturidade fisiológica de sementes está relacionada diretamente com a cor apresentada durante o desenvolvimento das inflorescências. Em algumas culturas manifestações visuais apresentadas pelas plantas e pela própria semente são bastante utilizadas para presizer a maturidade fisiológica, como a camada preta ou a linha de transformação do amido nas sementes do milho (DAYNARD; DUNCAN, 1969; AFUAKWA; CROOKSTON, 1984), o amarelecimento da vagem em soja (CROOKSTON; HILL, 1978) e sementes marrons em canola (ELIAS; COPELAND, 2001). O uso de

colorímetro mostrou-se eficiente permitindo eliminar parte dos erros subjetivos inerentes de cada avaliador, na avaliação das características morfológicas relacionadas à identificação a maturidade fisiológica e ponto de colheita de sementes de quinoa.

O parâmetro b^* , que mede a variação entre azul e amarelo, é a mais adequada para prever a maturidade fisiológica, por se correlacionar com testes de vigor, além de serem similares os resultados medidos por equações de regressão, nos dois períodos de cultivo. Como as sementes de quinoa atingem a maturidade fisiológica dos 42 aos 49 DAA, as inflorescências nesta fase atingem coloração amarelada com o parâmetro b^* de 19 aos 42 DAA e 22 aos 49 DAA. Aos 56 DAA, época ideal para a colheita mecanizada, b^* atinge o valor de 25 no colorímetro digital.

4.4 CONCLUSÃO

As sementes de quinoa atingem a maturidade fisiológica dos 42 aos 49 dias após a antese. Dependendo das condições ambientais, as sementes podem ser colhidas até os 56 dias após a antese.

A cor das inflorescências está relacionada diretamente com a maturidade fisiológica das sementes de quinoa, sendo b^* (variação entre azul e amarelo) adequados para prever essas fases, atingindo os valores de 19, 22 e 25 aos 42, 49 e 56 dias após a antese.

4.5 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABUGOCH, L.; CASTRO, E.; TAPIA, C.; ANÑN, M.C.; GAJARDO, P. E.; VILLARROEL, A. Stability of quinoa flour proteins (*Chenopodium quinoa* Willd.) during storage. **International Journal of Food Science and Technology**, v.44, n.10, p. 2013-2020, 2009.

AFUAKWA, J.J.; CROOKSTON, R.K. Using the kernel milk line to visually monitor grain maturity in maize. **Crop Science**, v. 24, p. 687–691, 1984.

AGUIAR, I.B.; PIÑA-RODRIGUES, F.C.M.; FIGLIOLIA, M.B. **Sementes florestais tropicais**. Brasília: ABRATES, 1993. 350p.

AJAYI, S. A.; FAKOREDE, M. A. B. Physiological maturity effects on seed quality, seedling vigour and mature plant characteristics of maize in a tropical environment. **Seed Science and Technology**, v. 28, p. 301-319, 2000.

ALVARENGA, E.M.; SILVA, R.F.; ARAÚJO, E.F.; CARDOSO, A.A. Maturação fisiológica de sementes de abóbora italiana. **Revista Brasileira de Sementes**, v.13, n.2, p.147-150, 1991.

AMARAL, M.T.; VIANA, C.E.; ARANHA, B.C.; EPPING, N.C., PRESTES, D.; AUTUSTI, P.R. Sistema Cielab para avaliação da cor de produtos cárneos. SALÃO INTERNACIONAL DE ENSINO, PESQUISA E EXTENSÃO, **Anais....** v.4, n.1., 2012.

ANDO, H.; CHEN, Y. C.; TANG, H. J.; SHIMIZU, M.; WATANABE, K.; MITSUNAGA, T. Food components in fractions of quinoa seed. **Food Science and Technology**, v.8, p.80–84, 2002.

ARAÚJO, E.F.; ARAUJO, R.F.; SOFIATTI, V.; SILVA, R.F. Maturação de sementes de milho-doce-grupo super doce. **Revista Brasileira de Sementes**, v.28, n.2, p.69-76, 2006.

AOSA. ASSOCIATION OF OFFICIAL SEED ANALYSTS. **Seed vigor testing handbook**. Lincoln: AOSA, 2009. 105p. (Contribution, 32).

BARBEDO, C.J.; COELHO, A.S.; ZANIN, A.C.W.; NAKAGAWA, J. Influência da idade do fruto na qualidade de sementes de pepino. **Horticultura Brasileira**, v.11, n.1, p.18-21, 1993.

BORBA, C. S.; ANDRADE, R. V.; AZEVEDO, J. T.; OLIVEIRA, A. C. Maturidade fisiológica de sementes do híbrido simples BR 201 de milho (*Zea mays* L.). **Revista Brasileira de Sementes**, v. 16, n. 1, p. 63-67, 1994.

BRASIL, **Regras para análises de sementes**. MAPA: Brasília, 2009. 398p.

CARREÑO, J.; MARTÍNEZ, A.; ALMELA, L.; FERNÁNDEZ-LÓPES, J. A. Proposal of an index for the objective evaluation of the color of red table grapes. **Food Research International**, v. 24, n. 4, p. 373-377, 1995.

CARVALHO, N. M.; NAKAGAWA, J. **Sementes: ciência, tecnologia e produção**. 5.ed. FUNEP: Jaboticabal, 2012. 590p.

CECCATO, D. **Efecto de las condiciones ambientales durante el desarrollo, maduración y almacenamiento sobre la dormición en semillas de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) con tolerancia potencial al brotado pre-cosecha**. 2011. 203f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Universidad de Buenos Aires, Argentina. 2011.

CECCATO, D.; BERTERO, D.; GALATI, B. Structural aspects of dormancy in quinoa (*Chenopodium quinoa*): importance and possible action mechanisms of the seed coat. **Seed Science Research**, v.25, n.03, p.267-275, 2015.

CHITARRA, M. I. F.; CHITARRA, A. B. **Pós-colheita de frutas e hortaliças: fisiologia e manuseio**. 2 ed. Lavras: UFLA, 2005. 785 p.

CORVELLO, W.B.V.; VILLELA, F.A.; NEDEL, J.L.; PESKE, S.T. Maturação fisiológica de sementes de cedro (*Cedrela fissilis* Vell.). **Revista Brasileira de Sementes**, v.21, n.2, p.23-27, 1999.

CROOKSTON, R.K.; HILL, D.S. A visual indicator of the physiological maturity of soybean seed. **Crop Science**, v.18, n.5, p.867-70, 1978.

DAVID, A. M. S. S.; ARAÚJO, E. F.; MIRANDA, G. V.; DIAS, D. C. F. S.; GALVÃO, J.C. C.; CARNEIRO, V. Maturação de sementes de milho-pipoca. **Revista Brasileira de Milho e Sorgo**, v.2, n.3, p. 121-131, 2003.

DAY, J. Development and maturation of sesame seeds and capsules. **Field Crops Research**, v.67, p.1-9, 2000.

DAYNARD, T.B.; DUNCAN, W.G. The black layer and grain maturity in corn. **Crop Science**, v.9, p. 473–476, 1969.

DEMIR, I.; ELLIS, R.H. Changes in seed quality during seed development and maturation in tomato. **Seed Science Research**, v.2, p.81-87, 1992.

DEMIR, I.; MAVI, K.; SERMENLI, T.; OZCOBAN, M. Seed development and maturation in Aubergine (*Solanun melongena* L.). **Gartenbauwissenschaft**, v. 67, n.4, p.148–154, 2002.

EGLI D. B. Seed water relations and the regulation of the duration of seed growth in soybean. **Journal of Experimental Botany**, p. 41 243–248, 1990.

EGLI, D.B.; TEKRONY, D.M. Species differences in seed water status during seed maturation and germination. **Seed Science Research**, v.7, p. 3-12, 1997.

ELIAS, S.G.; COPELAND, L.O. Physiological and harvest maturity of canola in relation to seed quality. **Agronomy Journal**, v. 93, p.1054–1058, 2001.

ELLIS, R.H.; HONG, T.D; JACKSON, M.T. Seed production environment, time of harvest, and the potential longevity of seeds of three cultivars of rice (*Oryza sativa* L.). **Annals of Botany**, v.11, p.583-90, 1993.

ELLIS, R.H.; PIETA-FILHO, C. The development of seed quality in spring and winter cultivars of barley and wheat. **Seed Science Research**, v. 2, p. 9-15, 1992.

ESCUREDO, O.; MARTÍN, M.I.G.; MONCADA, S.F.; HIERRO, J.M.H. Amino acid profile of the quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) using near infrared spectroscopy and chemometric techniques. **Journal of Cereal Science**, v.60, p.67-74, 2014.

FAO - **La ONU declara al 2013 Año Internacional de la Quinoa**. Disponível em: http://www.fao.org/agronoticias/agronoticias/detalle/es/?dyna_fef%5Buid%5D=11928. Acesso em: 6 de janeiro de 2013.

FAO – Oficina Regional para América Latina y el Caribe. **La quinoa**: cultivo milenário para contribuir a la seguridad alimentaria mundial, Bolívia, 58p., 2011.

FARIA, M. A. V. R.; VON PINHO, R. G.; VON PINHO, E. V. R.; GUIMARÃES, R. M.; FREITAS, F. E. O. Qualidade fisiológica de sementes de milho colhidas em diferentes estádios de “linha de leite”. **Revista Brasileira de Milho e Sorgo**, v. 1, n. 1, p. 93-104, 2002.

FERREIRA, D.F. **Sisvar**: a computer statistical analysis system. Disponível em: <http://www.dex.ufla.br/~danielff/software.htm>.

GHASSEMI-GOLEZANI, K.; HOSSEINZADEH-MAHOOTCHY, A. Changes in seed vigour of faba bean (*Vicia faba* L.) cultivars during development and maturity. **Seed Science and Technology**, v.37, p.713-720.

GRANADOS, Ó. **La guerra por el grano de oro andino**. Disponível em: http://economia.elpais.com/economia/2016/03/31/actualidad/1459422139_795680.html Acesso em: 16 de julho de 2016.

HUNTER, J.L.; TEKRONY, D.M.; MILES, D.F.; EGLI, D.B. Corn seed maturity indicators and their relationship to uptake of carbon-14 assimilate. **Crop Science**, v.31, p. 1309–1313, 1991.

JACOBSEN, S.E. The worldwide potential of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) **Food Reviews International**, v.19, n.1 2, p. 167–177, 2003.

KAMESWARA, N.; APPA, R.S.; MENGESHA, M.H., ELLIS R.H. Longevity of pearl millet (*Pennisetum glaucum*) seeds harvested at different stages of maturity. **Annals of Applied Biology**, v. 119, p. 97-103, 1991.

KNITTLE, K. H.; BURRIS, J. S. Effect of kernel maturation on subsequent seedling vigor in maize. **Crop Science**, v. 16, n. 6, p. 851-854, 1976.

KOTTEK, M.; GRIESER, J.; BECK, C.; RUDOLPH, B.; RUBEL, F. World map of the KöppenGeiger climate classification updated. **Meteorologische Zeitschrift**, v. 15, p. 259-263, 2006.

LOPES, J.C.; DIAS, P.C.; PEREIRA, M.D. Maturação fisiológica de sementes de quaresmeira. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.40, n.8, p.811-816, 2005.

MAGUIRE, J. D. Speed of germination aid in selection and evaluation for seeding emergence and vigor. **Crop Science**, v. 2, n. 2, p. 76-177, 1962.

MARCOS-FILHO, J. **Fisiologia de sementes de plantas cultivadas**. Londrina: ABRATES, 2015. 659p.

MARROCOS, S.T.; MEDEIROS, M.A.; GRANGEIRO, L.C.; TORRES, S.B.; LUCENA, R.R.M. Maturação de sementes de abobrinha menina brasileira. **Revista Brasileira de Sementes**, v.33, n.2, p.272-278, 2011.

MATHEUS, M.T.; LOPES, J.C.; CORRÊA, N.B. Maturação fisiológica de sementes de *Erythina variegata* L. **Ciência Florestal**, v.21, n.4, p.619-627, 2011.

MAYER, A.M.; POLJAKOFF-MAYBER, A. **The germination of seeds**. London: Pergamon Press, 1989. 270p.

McGUIRE, R. G. Reporting of objective color measurements. **HortScience**, v. 27, n. 12, p. 1254-1255, 1992.

MEDEIROS, M.A.; GRANGEIRO, L.C.; TORRES, S.B.; FREITAS, A.V.L. Maturação fisiológica de sementes de maxixe (*Cucumis anguria* L.). **Revista Brasileira de Sementes**, v.33, n.3, p.17-24, 2010.

MENDES, L.D. **Maturação fisiológica em amaranto (*Amaranthus cruentus* L.)**. 2014. 54 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade de Brasília, Brasília. 2014.

MUAYASA, R.M.; LOMMEN, W.J.M.; STRUIK, P.C. Differences in development of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) crops and pod fractions within a cop I. Seed growth and maturity. **Field Crops Research**, n.75, p.63-78, 2002.

MUJICA, A.; CHURA, E.; RUIZ, E.; MARTINEZ, R. Mecanismos de resistencia a sequía de la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.). In: Primer congreso peruano de mejoramiento genético y biotecnología agrícola, Lima. **Anais...** Lima, Peru, 2010. 114p.

NAKAGAWA, J. Testes de vigor baseados no desempenho das plântulas. In: KRZYZANOWSKI, F. C.; VIEIRA, R. D.; FRANÇA-NETO, J. B. (Eds.). **Vigor de sementes: conceitos e testes**. Londrina: ABRATES. p. 4-1-4-26. 1999.

NERSON, H. Fruit age and seed extraction procedures affect germinability of cucurbit seeds. **Seed Science and Technology**, v.19, p.185-195, 1991.

NOGUEIRA, N.W.; FREITAS, R.M.O.; TORRES, S.B.; LEAL, C.C.P. Physiological maturation of cowpea seeds. **Journal of Seed Science**, v.36, n.3, p. 312-317, 2014.

OLIVEIRA, A.P.; GONÇALVES, C.P.; BRUNO, R. L.A.; ALVES, E.J. Maturação fisiológica de sementes de pimentão, em função da idade dos frutos após a antese. **Revista Brasileira de Sementes**, v.21, n.2, p.88-94, 1999.

PASKO, P.; BARTÓN, H.; ZAGRODZKI, P.; GORINSTEIN, S.; FOLTA, 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.

PIETA-FILHO, C, ELLIS, R.H. The development of seed quality in spring barley in four environments. I. Germination and longevity. **Seed Science Research**, v.1, p.163-77, 1991.

PIÑA-RODRIGUES, F.C.M.; AGUIAR, I.B. Maturação e dispersão de sementes. In: AGUIAR, I.B.; PIÑA RODRIGUES, F.C.M.; FIGLIOLIA, M.B. (Eds.). **Sementes florestais tropicais**. Brasília: ABRATES, 1993. p.215-274.

POPINIGIS, F. **Fisiologia da semente**. 2.ed. Brasília: AGIPLAN, 1985. 289p.

REPO-CARRASCO, R.; ESPINOZA, C.; JACOBSEN, S. Nutritional value and use of the Andean crops quinoa (*Chenopodium quinoa*) and kañiwa (*Chenopodium pallidicaule*). **Food Reviews International** v.19, n. 1-2, p.179-189, 2003.

SIGSTAD, E.E.; GARCIA, C.L. A microcalorimetric analysis of quinoa seeds with different initial water content during germination at 25 °C, **Thermochemica Acta**, v.366, p.149-155, 2001.

SILVEIRA, M.A.; VILLELA, F.A.; TILLMANN, M.A.A. Maturação fisiológica e sementes de calêndula (*Calendula officinalis* L.). **Revista Brasileira de Sementes**, v.24, n.2, p.31-37, 2002.

SOUZA, F.F.J.; DEVILLA, I.A.; SOUZA, R.T.G.; TEIXEIRA, I.R.; SPEHAR, C.R. Physiological quality of quinoa seeds submitted to different storage conditions. **African Journal of Agricultural Research**, v.11, n.15, p.1299-1308, 2016.

SOUZA, S. M.; LIMA, P. C. F. Maturação de sementes de angico (*Anadenanthera macrocarpa* (Benth.) Brenan). **Revista Brasileira de Sementes**, v. 7, n. 2, p. 93-99, 1985.

SOUZA, T.V.; ALKIMIM, E.R.; DAVID, A.M.S.S.; SÁ, J.R.; PEREIRA, G.A.; AMARO, H.T.R.; MOTA, W.F. Época de colheita e qualidade fisiológica de sementes de coentro produzidas no Norte de Minas Gerais. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v.13, p.591-597, 2011.

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

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

SPEHAR, C.R.; ROCHA, J.E.S.; RIBEIRO JUNIOR, W.Q.; SANTOS, R.L.B.; ASCHERI, J.L.R.; SOUZA, F.F.J. Avances y desafios de la producción y utilización de la quinua em Brasil. In: BAZILE, D. et al. (Eds.). **Estado de la arte de la quinua en el mundo en 2013**. FAO: Santiago, Chile e CIRAD: Montpellier, Francia, p. 681-708, 2014.

SPEHAR, C.R.; ROCHA, J.E.S.; SANTOS, R.L.B. Desempenho agrônômico e recomendações para cultivo de quinoa (BRS Syetetuba) no Cerrado. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 41, n. 1, p. 145-147, 2011.

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

SPEHAR, C.R.; TRECENZI, R. Desempenho agrônômico de espécies tradicionais e inovadoras da agricultura em semeadura de sucessão e entressafra no cerrado do planalto central brasileiro. **Bioscience Journal**, v.27, n.1, p.102-111, 2011.

TEKRONY, D. M.; HUNTER, J. L. Effect of seed maturation and genotype on seed vigour in maize. **Crop Science**, v.35, p.857-862, 1995.

VENTURA, L.; DONÀ, M.; MACOVEI, A.; CARBONERA, D.; BUTTAFAVA, A.; MONDONI, A.; ROSSI, G.; BALESTRAZZI, A. Understanding the molecular pathways associated with seed vigor. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 60, p. 196-206, 2012.

WESTGATE M. E. Water status and development of the maize endosperm and embryo during drought. **Crop Science**, n.34, p.76–83, 1994.

CAPÍTULO 5

**DIVERGÊNCIA GENÉTICA PARA QUALIDADE FISIOLÓGICA DE SEMENTES
EM QUINOA**

RESUMO

A produção de quinoa em ambientes tropicais, como o Cerrado brasileiro, tem sido limitada pela dificuldade na obtenção e manutenção de sementes viáveis. A seleção de genótipos com elevada qualidade de sementes depende de se identificar variabilidade no germoplasma da espécie. Este trabalho teve como objetivo avaliar a divergência genética em 62 progênies de quinoa por caracteres relacionados à qualidade fisiológica de sementes. Progênies foram obtidas por diferenças fenotípicas individuais identificadas em BRS Syetetuba, resultado de hibridações naturais. As progênies foram avaliadas por germinação (GE), massa seca de plântulas (MP), comprimento do hipocótilo (CH) e radícula (CR), emergência de plântulas em areia (EA), índice de velocidade de emergência (IVE), emergência de plântulas em campo (EC) e peso de mil sementes (P1000). O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado, com quatro repetições. As médias foram agrupadas pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade. Os parâmetros genéticos avaliados foram: variância fenotípica, genotípica e ambiental, herdabilidade sentido amplo (h_g^2), coeficiente de variação genético e ambiental e razão entre o coeficiente de variação genético e ambiental (CVg/CVe). Foi estimada a correlação fenotípica entre as variáveis. Para diversidade genética foi utilizada a distância generalizada de Mahalanobis, como medida de dissimilaridade enquanto no agrupamento utilizou-se o UPGMA, avaliando-se ainda a importância relativa das variáveis na divergência genética. Com exceção do teste de emergência de plântulas em areia, as variáveis apresentaram elevada h_g^2 (> 83,3%) e razão CVg/CVe. As distâncias genéticas variaram de 1,63 a 264,7. Na análise de agrupamento foram formados oito grupos diferentes. Os genótipos que apresentaram maior qualidade fisiológica de sementes foram 7 (Grupo 3), genótipo 28 (grupo 7), genótipo 29 (grupo 4) e 39 (grupo 2) podendo ser indicados para hibridações em programas de melhoramento para qualidade fisiológica de sementes de quinoa. As variáveis que mais contribuíram para a divergência foram P1000, EA e EC.

Palavras-chave: *Chenopodium quinoa Willd.*, herdabilidade, dissimilaridade genética, vigor, germinação.

ABSTRACT

The low physiological quality of seeds has limited the production of quinoa in tropical environments such as the Brazilian Savannah. Obtaining genotypes with high seed quality depends on identifying genetic variability in the germplasm of quinoa. This work aimed to evaluate the genetic divergence in 62 progenies of quinoa by characters related to the physiological quality of seeds. Progenies were obtained by individual phenotypic differences identified in BRS Syetetuba, as a result of natural hybridizations. Progenies were evaluated by germination (GE), seedling dry mass (SDM), hypocotyl length (HL) and radicle length (RL), sand emergence (SE), emergency speed index (ESI), seedling field emergence (FE) and weight of one thousand seeds (P1000). The experimental design was completely randomized, with four replications. The means were grouped by the Scott-Knott test at 5% probability. The genetic parameters were: phenotypic, genotypic and environmental variances, broad sense heritability (h_g^2), coefficient of genetic and environmental variation, and coefficient of genetic and environmental variation ratio (CV_g / CV_e). The phenotypic correlation between the variables was estimated. For genetic diversity, the generalized distance of Mahalanobis was used as a measure of dissimilarity while in the grouping the UPGMA was used, and the relative importance of the variables in the genetic divergence was also evaluated. With the exception of sand emergency test, the variables presented high h_g^2 (> 83.3%) and CV_g / CV_e ratio. Genetic distances ranged from 1.63 to 264.7. In the cluster analysis, eight different groups were formed. The genotypes that presented the highest physiological seed quality were 7 (Group 3), genotype 28 (group 7), genotype 29 (group 4) and 39 (group 2) being eligible as parents for hybridization scheme in quinoa breeding programs for seed physiological quality. The variables that contributed most to the divergence were P1000, emergence in sand and field emergence.

Key words: *Chenopodium quinoa* Willd., heritability, genetic dissimilarity, vigor, germination.

5.1 INTRODUÇÃO

Chenopodium quinoa Willdenow é um pseudocereal anual Andino (HAGER; MAKINEN; ARENT, 2014; LAUS et al., 2014) que tem se incorporado à agricultura mundial. Os grãos de quinoa apresentam elevado valor nutricional (VEGA-GÁLVEZ et al., 2010) e a planta resiste a fatores abióticos como seca, salinidade e geada (BONIFACIO, 2003; JACOBSEN, 2003), tornando-a cultivável em vários tipos de solos (pH de 6,0 a 8,5) e condições de temperatura (de cerca de -1 a 35 °C) (MARTÍNEZ et al., 2009).

A ampla adaptabilidade e as características nutricionais da quinoa impulsionaram a FAO a determinar potenciais áreas em diferentes regiões geográficas a desenvolver seu cultivo na Europa, Ásia, África, Austrália e América (FAO, 2011). No Brasil, a quinoa foi introduzida na década de 1990, com o objetivo de diversificar os sistemas de cultivo, principalmente no Cerrado onde a monocultura de soja e milho tem sido predominante.

Vários estudos, concentrados em genética, reprodução, produção agrícola e manejo de solos foram realizados (SPEHAR et al., 2014), culminando com o desenvolvimento de duas cultivares adaptadas e produtivas para o Brasil, a BRS Piabiru e a BRS Syetetuba, com rendimento médio de grãos de 2,8 e 2,3 t ha⁻¹, respectivamente (SPEHAR; SANTOS, 2002; ROCHA, 2008; SPEHAR; ROCHA; SANTOS, 2011). Contudo, a produção e estabelecimento da cultura vêm sendo limitada pela baixa qualidade das sementes em ambiente de elevadas temperaturas.

Por ser um país tropical com características distintas do ambiente de origem, o Brasil apresenta elevadas temperaturas e umidade relativa do ar no período de cultivo, após as sementes terem atingido a maturidade fisiológica. Como as sementes de quinoa germinam em curto período (PARSONS, 2012; MAKINEN; HAGER; ARENT, 2014), na presença de alta temperatura e umidade, pode ocorrer deterioração e germinação na panícula; mesmo quando colhidas, não têm se mantido viáveis até o próximo plantio (MUJICA et al., 2010; CECCATO et al., 2014; SPEHAR et al., 2014).

Germinação, emergência e vigor são características controladas geneticamente em várias espécies (PRETE; GUERRA, 1999), fazendo parte dos objetivos de seleção no melhoramento de plantas. O estudo da divergência e dos parâmetros genéticos de caracteres relacionados à qualidade fisiológica permite estabelecer estratégias de seleção para qualidade das sementes (NERLING et al., 2013).

Uma das etapas fundamentais no melhoramento genético é a escolha dos genitores. A análise de divergência genética, por processos preditivos ou técnicas multivariadas permite identificar genitores superiores para compor esquemas de hibridações que aumentem a frequência de recombinantes desejáveis (CRUZ; REGAZZI; CARNEIRO, 2004). Desse modo, a análise da divergência genética dos genitores antes dos cruzamentos auxilia os melhoristas a direcionarem seus esforços em combinações mais promissoras (CARPENTIERE et al., 2000).

Em diversas culturas, como soja (SANTOS et al., 2012), milho (NERLING et al., 2013), mamão (CARDOSO et al., 2009), maracujá (NEGREIROS et al., 2008) e pimenta (PESSOA et al., 2015) estudos de divergência genética foram capazes de identificar genitores divergentes e promissores para a melhoria da qualidade fisiológica de sementes.

Em face ao exposto, este trabalho teve como objetivo avaliar a divergência genética e estimar parâmetros genéticos para os caracteres relacionados à qualidade fisiológica de sementes de quinoa, identificar os caracteres mais importantes na caracterização da variabilidade entre os genótipos avaliados, em apoio à seleção para qualidade fisiológica de sementes de quinoa no cultivo em ambiente tropical.

5.2 MATERIAL E MÉTODOS

5.2.1 Local

A experimentação foi conduzida na Fazenda Água Limpa e no Laboratório de Análise de Sementes da Universidade de Brasília (UNB).

Sementes de progênies foram reproduzidas em área experimental na Fazenda Água Limpa, situada a uma altitude de 1.100 m, nas coordenadas 15°56'S e 47°55' W. O clima da região é do tipo Aw, caracterizado por chuvas entre outubro e abril, alternadas por período de seca, entre maio e setembro (KOTTEK et al., 2006). O solo é classificado como LATOSSOLO Vermelho Amarelo, fase Cerrado. A temperatura média durante a execução do experimento foi de 20,4 °C, com máxima média de 27,7 °C e mínima média de 15,0 °C, umidade relativa média de 81% e precipitação média de 1,7 mm/dia.

5.2.2 Seleção de plantas e produção de sementes de progênies

Em setembro de 2013 foi instalado um campo com sementes da cultivar BRS Syetetuba na Fazenda Água Limpa. Realizou-se irrigação, com turnos de rega de dois dias até o início da emergência; a partir deste ponto, com auxílio de tensiômetros, iniciou-se o turno de rega toda vez que a tensão de água no solo atingiu 40 kPa (GUERRA, 1995).

Observou-se grande variação morfológica das plantas, originária de possíveis cruzamentos naturais entre BRS Syetetuba e outros genótipos avaliados em experimentos com quinoa (ROCHA, 2011), procedeu-se a colheita individual, com base em diferenças morfo agronômicas avaliadas antes da colheita (Tabela 1). As sementes de cada planta foram obtidas por colheita e trilha manual, sendo acondicionadas em sacos de papel, originando 62 progênies de meio irmãos.

As 62 progênies, mais a cultivar BRS Syetetuba, foram semeados em janeiro de 2014. Cada progênie correspondeu a uma linha de cinco metros, espaçadas entre si por 0,5 m.

As sementes foram distribuídas manualmente em sulcos com profundidade média de 0,02m, utilizando-se densidade aproximada de 50 sementes m^{-1} . A semeadura em número excessivo se deveu a possíveis falhas na germinação ocasionadas pelo encobrimento do solo. Aos 20 dias após a semeadura foi realizado desbaste para que a densidade final fosse de 30 plantas m^{-1} .

As adubações de plantio e cobertura foram realizadas de acordo com a análise do solo (Tabela 2) e o recomendado para o cultivo de quinoa (SPEHAR, 2007).

Tabela 2. Resultado da análise de solo da área experimental para produção de sementes de progênies de quinoa. Profundidade de 0-20 cm. UNB, Brasília-DF, 2017.

pH (CaCl ₂)	H+Al	Al ³⁺	Ca ²⁺	Mg ²⁺	K+	P (Mehlich)	Sat. Bases
	-----cmol _c dm ⁻³ -----						
5,20	3,80	0,0	3,7	1,00	0,25	8,8	56,96

Tabela 1. Características morfo agronômicas: acamamento (AC), altura de plantas (AP, em cm planta⁻¹), tamanho da inflorescência (TI, em cm inflorescência⁻¹, massa de grãos (MG, em Kg ha⁻¹), massa seca de plantas (MP, em Kg ha⁻¹), índice de colheita (IC, em porcentagem), tipo de inflorescência (TI - A: amarantiforme, G: glomerulada, L: laxa e D: densa), ramificação da planta (RP); deiscência do fruto (DF) e deiscência do perigônio (DP) das 62 progênes de quinoa e a cultivar BRS Syetetuba. UNB, Brasília-DF, 2017.

Progênie	Ciclo	AC	AP	TI	MG	MP	IC	TI	RP	DF	DP	Cor do caule
1	110	Sim	1,68	0,250	1881,9	4206,3	30,9	A/L	Sim	Não	Não	Verde com roxo.
2	105	Não	1,39	0,320	2926,7	4996,5	36,9	A/L	Não	Não	Não	Verde com roxo.
3	110	Não	2,07	0,355	2214,1	4361,6	33,6	A/L	Não	Sim	Não	Roxo com verde.
4	110	Sim	1,52	0,286	4111,0	10816,3	27,5	A/L	Sim	Não	Não	Verde.
6	110	Sim	1,65	0,360	2786,2	6020,8	31,6	A/D	Não	Não	Não	Verde com roxo
7	103	Sim	1,45	0,313	1044,1	2596,7	28,7	A/D	Sim	Não	Não	Verde.
9	105	Sim	1,69	0,299	2768,0	4252,4	39,4	A/L	Sim	Não	Não	Muito roxo.
11	105	Sim	1,61	0,269	2184,7	3762,6	36,7	A/L	Não	Não	Não	Roxo com verde.
12	110	Sim	1,29	0,248	1216,6	1335,0	47,7	A/D	Não	Não	Não	Roxa.
13	103	Sim	1,58	0,277	1975,7	4073,7	32,7	A/L	Não	Não	Não	Roxo com verde.
16	105	Sim	1,99	1,694	2029,6	4725,6	30,0	A/L	Não	Não	Não	Verde.
17	105	Sim	1,41	0,281	2951,5	7134,1	29,3	A/L	Não	Não	Não	Verde com roxo.
18	110	Sim	1,65	0,362	2319,4	7696,6	23,2	A/L	Não	Não	Não	Roxo com verde.
19	105	Sim	1,55	0,256	2423,2	4335,5	35,9	A/L	Não	Não	Não	Roxo com verde.

Continua...

Continuação Tabela 1

Progênie	Ciclo	AC	AP	TI	MG	MP	IC	TI	RP	DF	DP	Cor do caule
21	110	Não	1,35	0,220	1701,7	3375,2	33,5	G/D	Sim	Não	Não	Verde.
23	105	Sim	1,48	0,355	2638,9	5043,7	34,3	A/D	Não	Não	Não	Verde com roxo.
24	103	Sim	1,54	0,197	2828,6	4333,5	39,5	A/D	Não	Não	Não	Roxo com verde.
26	108	Não	1,64	0,376	3630,8	6837,0	34,7	A/D	Não	Não	Não	Roxa com rosa.
28	103	Não	1,55	0,339	1803,4	3463,9	34,2	G/L	não	Não	Não	Verde.
30	110	Não	1,53	0,410	2183,7	3549,7	38,1	A/D	Não	Sim	Não	Roxo com verde.
32	110	Sim	1,51	0,334	2451,7	3642,3	40,2	A/L	Não	Não	Não	Roxo com verde.
34	124	Não	1,79	0,468	1991,6	8059,2	19,8	A/L	Não	Sim	Não	Roxa.
35	103	Sim	1,57	0,326	2421,6	4362,3	35,7	A/L	Não	Não	Não	Verde com rosa.
36	103	Não	1,68	0,414	2427,9	4157,7	58,4	A/L	Não	Não	Não	Verde com roxo.
38	104	Não	1,09	0,286	1677,3	1861,3	89	A/D	Não	Não	Não	Verde.
39	105	Não	1,55	0,226	2707,3	4406,1	38,1	A/L	Sim	Sim	Não	Verde com roxo.
40	110	Não	1,72	0,28	1929,1	2818,9	40,6	G/L	Sim	Sim	Não	Roxo com verde.
41	104	Não	1,53	0,318	1186,3	3229,1	26,9	A/L	Não	Não	Não	Rosa com verde.
43	124	Não	1,66	0,359	809,7	1524,5	34,7	A/L	Sim	Sim	Não	Roxa.
44	103	Não	1,56	0,303	1756,6	2526,9	41,0	A/L	Sim	não	Não	Verde.
47	105	Não	1,34	0,351	3270,8	5035,6	64,9	A/L	Sim	Não	Não	Verde com roxo.
48	108	Não	1,59	0,301	1227,9	4309,4	22,2	A/D	Sim	Sim	Não	Verde com roxo.

Continua...

Continuação Tabela 1

Progênie	Ciclo	AC	AP	TI	MG	MP	IC	TI	RP	DF	DP	Cor do caule
49	124	Não	1,54	0,277	862,9	1793,3	32,5	G/D	Sim	Não	Não	Roxa.
52	103	Não	1,64	0,426	1993,4	4264,2	31,9	A/D	Não	Não	Não	Roxa.
53	110	Não	1,76	0,403	2568,2	4264,2	37,6	A/L	Sim	Sim	Não	Roxa com verde.
54	103	Não	1,28	0,269	2677,7	3354,7	44,4	G/D	Sim	Sim	Sim	Verde.
57	104	Não	1,49	0,388	1320,47	2145,7	38,1	A/L	Não	Sim	Não	Verde com rosa
58	103	Não	1,64	0,317	3294,3	5257,1	38,5	A/D	Não	Não	Não	Roxo com verde.
60	105	Não	1,68	0,383	1356,7	7300,3	15,7	A/L	Não	Sim	Não	Verde com roxo.
65	103	Não	1,70	0,325	1473,5	3497,8	29,6	A/L	Sim	Sim	Sim	Verde com roxo.
69	103	Não	1,50	0,238	1332,4	2213,1	37,6	A/D	Não	Não	Não	Verde com roxo.
72	105	Não	1,77	0,418	675,6	1489,9	31,2	G/D	Sim	Sim	Não	Roxa.
75	104	Sim	1,41	0,344	1279,9	2358,2	35,2	A/D	Não	Não	Não	Roxa com verde.
77	116	Não	1,86	0,340	1434,7	6846,9	17,3	A/D	Não	Sim	Não	Verde com roxo.
79	116	Não	1,45	0,211	1618,6	4955,7	24,6	A/D	Não	Não	Não	Roxa com verde.
80	124	Não	1,60	0,258	1074,3	3462,7	23,7	G/D	Não	Não	Não	Roxa com verde.
82	105	Não	1,47	0,367	2113,5	1696,9	55,5	A/D	Não	Não	Não	Roxa com verde.
83	104	Sim	1,53	0,422	1381,1	2834,0	32,8	A/L	Não	Não	Não	Verde com roxo.

Continua...

Continuação Tabela 1

Progênie	Ciclo	AC	AP	TI	MG	MP	IC	TI	RP	DF	DP	Cor do caule
84	103	Não	1,57	0,229	1081,9	2322,3	31,8	A/L	Sim	Não	Não	Verde.
89	103	Sim	1,69	0,271	1920,5	4420,5	30,3	A/D	Não	Sim	Sim	Roxa com verde.
93	103	Sim	1,73	0,315	970,7	3854,8	20,1	A/L	Não	Sim	Sim	Roxa.
94	105	Sim	1,58	0,241	2141,9	3706,7	36,6	A/L	Não	Não	Não	Roxa com verde.
97	124	Não	1,60	0,298	834,1	2831,3	22,7	A/L	Não	Não	Não	Roxa
99	105	Não	1,45	0,335	2000,3	3156,3	38,8	A/L	Não	Não	Não	Verde com roxa.
103	103	Sim	1,57	0,250	1705,1	3086,9	35,6	A/D	Não	Não	Não	Verde com rosa.
104	124	Não	1,92	0,381	2262,7	6237,4	26,6	A/L	Sim	Sim	Não	Roxa.
108	104	Não	1,61	0,430	1938,1	4200,0	31,5	A/L	Não	Não	Não	Verde com roxa.
109	107	Não	1,90	0,336	3131,6	5604,2	35,8	A/D	Não	Sim	Não	Roxa com verde.
112	104	Não	1,29	0,280	1274,3	1753,6	42,1	A/D	Não	Sim	Não	Roxa.
114	104	Não	1,59	0,247	2257,1	3988,9	36,1	A/L	Não	Não	Não	Roxa com verde.
115	110	Não	1,22	0,240	2480,0	1098,3	69,3	G/D	Não	Sim	Não	Roxa.
118	103	Não	1,52	0,261	2088,4	7225,0	22,4	A/L	Sim	Não	Não	Roxa com verde.
BRS Syetetuba	120	Não	1,05	0,254	1795,9	2288,0	72	A/L	Não	Sim	Sim	Verde.

Durante a condução do experimento foram realizadas duas capinas manuais entre 15 dias após a emergência e o início da emissão da panícula. Para controle de formigas cortadeiras (*Atta spp.*) foi utilizado isca granulada (Fipronil®). Não se verificaram danos relevantes por outras pragas e doenças deixando-se de realizar outros tipos de controle.

A colheita de cada progênie foi realizada quando as sementes atingiram teor de água de 20-30 % (b.u.). Todas as plantas que se encontravam dentro dos três metros centrais de cada linha (área útil) foram colhidas rentes ao solo, desprezando-se 1,0 m de cada extremidade (bordadura). As plantas de progênie foram colocadas em sacos de ráfia e mantidas em laboratório para secagem natural, à temperatura de $25 \pm 3^{\circ}\text{C}$. Depois de secas, foi realizada debulha manual para a retirada das sementes.

A limpeza das sementes foi efetuada com auxílio de peneiras e ventilador. Em seguida, foram transferidas para sacos de papel kraft e mantidas em ambiente sobreado sob temperatura de $25 \pm 3^{\circ}\text{C}$ até atingirem teor de água em torno de 12 % b.u. Depois foram identificadas e acondicionadas em sacos plásticos, armazenadas em geladeira com temperatura aproximada de $10 \pm 1^{\circ}\text{C}$ até a avaliação da qualidade fisiológica das sementes.

5.2.3 Análises laboratoriais

A qualidade das sementes das progênies foi avaliada por meio dos seguintes testes e determinação:

Peso de mil sementes : oito repetições de 100 sementes de cada progênie foram contadas ao acaso e pesadas em balança de precisão de 0,0001g. O peso de mil sementes foi calculado seguindo as recomendações das Regras para Análise de Sementes (BRASIL, 2009).

Germinação: quatro repetições de 50 sementes de cada progênie foram semeadas em papel mata-borrão umedecido com água destilada na quantidade de 2,5 vezes o seu peso seco, colocados no interior de caixas plásticas transparentes (11 x 11 x 3 cm). As caixas foram mantidas em câmara BOD (*Biochemical Oxygen Demand*) a 25°C . Decorridos cinco dias após a instalação do teste, a porcentagem de plântulas normais foi computada seguindo as recomendações das Regras para Análise de Sementes (BRASIL, 2009).

Índice de velocidade de germinação: foi realizado em conjunto com o teste de germinação, avaliando-se diariamente e no mesmo horário o número de plântulas que apresentavam

radículas maiores que dois centímetros. O índice de velocidade de germinação foi calculado seguindo a fórmula proposta por Maguire (1962): $IVG = G1/N1 + G2/N2 + \dots + Gn/Nn$, em que IVG=índice de velocidade de germinação; G1, G2, ..., Gn=número de plântulas normais a cada dia; N1, N2, ..., Nn= número de dias decorridos da primeira até a última contagem.

Massa seca de plântulas: todas as plântulas normais, sem os cotilédones, de cada repetição do teste de germinação foram secas em estufa a 80 °C por 24 horas. Decorrido esse período, as plântulas foram pesadas em balança de precisão de 0,0001 gramas, e então foi determinada a massa seca em mg plântulas⁻¹.

Comprimento do hipocótilo e radícula: quatro repetições de 10 sementes de cada progênie foram semeadas no terço longitudinal de papel mata-borrão previamente umedecido com água destilada na proporção de 2,5 vezes seu peso seco, colocados no interior de caixas plásticas transparentes. Essas caixas foram mantidas de modo a formar um ângulo de 75° com a bandeja da câmara BOD, a uma temperatura de 25 °C (NAKAGAWA, 1999). Ao quinto dia, o hipocótilo e a radícula foram medidos com auxílio de uma régua graduada em centímetros. Os resultados foram expressos em cm plântulas⁻¹.

Emergência de plântulas em areia: quatro repetições de 50 sementes de cada progênie foram semeadas a uma profundidade de um centímetro em substrato areia (textura média, autoclavada), umedecida com água destilada até atingir 60% da capacidade de retenção de água (BRASIL, 2009), em bandejas plásticas (25,5 x 15,0 x 6,0) mantidas em bancada de laboratório. Aos cinco dias após a instalação do teste avaliou-se o número de plântulas emergidas, sendo calculada a porcentagem de plântulas emergidas, por repetição.

Emergência em campo: quatro repetições de 50 sementes foram semeadas em canteiros na Fazenda Água Limpa a uma profundidade aproximada de 2,0 cm, mantendo-se a umidade no nível de capacidade de campo. O número de plântulas emergidas foi avaliado no quinto dia, sendo os resultados expressos em porcentagem de plântulas emergidas.

5.2.4 Delineamento experimental

O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado com sessenta e três tratamentos (62 progênies e a cultivar BRS Syetetuba) com quatro repetições. Os dados foram submetidos à análise de variância e quando verificado efeito significativo suas médias foram agrupadas pelo teste de Scott & Knott, a 5% de probabilidade. Os dados de massa seca de plântulas foram transformados por arcosseno $\sqrt{x+1}$ para homogeneização das variâncias, entretanto as tabelas foram elaboradas com os dados originais. Foi utilizado o programa Genes (Cruz, 1997) para realização das análises estatísticas.

5.2.5 Estimativas de parâmetros genéticos e fenotípicos

Foram obtidas as estimativas das variâncias genotípicas entre as progênies ($\hat{\sigma}_g^2$), fenotípica ao nível de média ($\hat{\sigma}_f^2$), coeficiente de variação experimental (CV_e) e genético (CV_g) e a razão CV_g/CV_e , em que:

$$\text{Variância fenotípica entre as médias dos tratamentos: } \hat{\sigma}_f^2 = \frac{QMg}{r}$$

$$\text{Variância ambiental: } \hat{\sigma}_e^2 = \frac{QMe}{r}$$

$$\text{Variância genotípica: } \hat{\sigma}_g^2 = \frac{QMg - QMe}{r}$$

$$\text{Herdabilidade no sentido amplo ao nível de média: } h_g^2(\%) = \frac{\hat{\sigma}_g^2}{\hat{\sigma}_f^2} 100$$

Coeficiente de variação experimental: $CV_e(\%) = \frac{\sqrt{QME}}{\bar{x}} 100$, onde \bar{x} = média do caráter considerado.

$$\text{Coeficiente de variação genético: } CV_g(\%) = \frac{\sqrt{\hat{\sigma}_g^2}}{\bar{x}} 100.$$

Foram realizadas análises de correlação linear entre todas as variáveis estudadas, com base na significância de seus coeficientes. Na classificação da intensidade da correlação para $0,05 \leq p \leq 0,01$, sendo considerada muito forte ($r \pm 0,91$ a $\pm 1,00$), forte ($r \pm 0,71$ a $\pm 0,90$), média ($r \pm 0,51$ a $\pm 0,70$) e fraca ($r \pm 0,31$ a $\pm 0,50$), de acordo com Guerra e Livera (1999).

5.2.6 Divergência genética

Para o estudo da divergência genética foi estimada a distância generalizada de Mahalanobis (D^2), como medida de dissimilaridade, e em seguida foi realizada análise de agrupamento, por meio do método de UPGMA (RAO, 1952). Realizou-se ainda o estudo da importância relativa das características na predição da divergência genética, com base no método proposto por Sing (1981).

O detalhamento das metodologias utilizadas é apresentado a seguir.

Distância generalizada de Mahalanobis ($D^2_{ii'}$)

A distância generalizada de Mahalanobis (1936) entre dois genótipos i e i' é dada por:

$$D^2_{ii'} = \sum_{j=1}^n \sum_{j'=1}^n W_{jj'} d_j d_{j'}$$

em que:

n = número de caracteres;

$W_{jj'}$ = elemento de j -ésima linha e j' -ésima coluna da inversa da matriz de variâncias e covariâncias residuais entre os genótipos; e

d_j = diferença entre as médias do j -ésimo carácter nos dois genótipos considerados.

Matricialmente pode-se escrever:

$$D^2_{ii'} = \delta' E^{-1} \delta x$$

em que:

δ' = vetor-linha [$d_1, d_2, d_3, \dots, d_n$], sendo $d_j = X_{ij} - X_{ij'}$, para cada j ;

E = matriz de variância e covariância residuais entre variáveis originais.

A distância de Mahalanobis foi aplicada para dados transformados por condensação pivotal. Esta técnica tem sido largamente utilizada na avaliação da diversidade genética, por

intermédio da distância de Mahalanobis, por apresentar dentre outras características úteis, o fornecimento da combinação linear para a transformação do conjunto de variáveis correlacionadas X_j em variáveis independentes Z_j . Este procedimento transforma a matriz E em I (identidade). Neste caso, a distância generalizada de Mahalanobis pode ser expressa por:

$$D^2 = \delta' \delta = \sum_{j=1}^n A = (Z_{ij} - Z_{ijr})^2$$

Z_{ij} = média da j -ésima variável transformada pelo processo de condensação pivotal. As variáveis Z têm variâncias residuais iguais a 1 e são independentes (não correlacionadas).

A técnica de condensação pivotal consiste em justapor à direita da matriz de dispersão, que se está operando, a matriz identidade. Posteriormente, transformam-se por operações nas linhas, os elementos de cada coluna, de forma que ela tenha um na diagonal e zero abaixo da diagonal, ou seja, é obtida uma matriz triangular superior em processo sistemático.

A sequência de elementos nas linhas da matriz justaposta à direita, após cada condensação, corresponde aos coeficientes de transformação linear das variáveis originais em variáveis não-correlacionadas, e o elemento da diagonal, que foi transformado na unidade, corresponde à variância daquela variável não-correlacionada.

Método UPGMA (Unweighted Pair-Group Method Using Arithmetic Averages)

Neste método, para o cálculo dos valores médios atribui-se sempre o mesmo peso aos dois elementos que estão sendo integrados. Como cada membro adicionado ao agrupamento tem o mesmo peso, isso traz como efeito que os últimos elementos a se integrarem têm maior influência que os primeiros. Sendo d a função da distância entre as espécies, a distância $D_{i,j}$ é definida entre dois grupos de espécies C_i e C_j da seguinte maneira:

$$D_{i,j} = \frac{1}{n_i + n_j} \sum_{p \in C_i} \sum_{q \in C_j} d(p, q)$$

em que:

$$n_i = |C_i| \text{ e } n_j = |C_j|$$

Para calcular a distância de um novo grupo para todos os outros grupos, é necessário computá-las como um peso médio da distância de seus componentes:

$$D_{(ij),k} = \left(\frac{n_i}{n_i + n_j} \right) D_{i,k} + \left(\frac{n_j}{n_i + n_j} \right) D_{j,k}$$

O ponto de corte no dendograma formado pelo método de UPGMA foi definido conforme o proposto por Mojema (1977), seguindo a fórmula em que $P_c = m + kdp$, sendo m = a média dos valores de distância dos níveis de fusão correspondentes aos estágios; $k=1,2$; dp =desvio-padrão.

Para definir a importância relativa das características foi utilizado o método proposto por Sing (1981), onde a distância entre dois genótipos pela distância de Mahalanobis é expressa como a seguir:

$$D_{ii'}^2 = \sum w_{jj'} d_j d_{j'}$$

em que:

$$w_{jj'} = \text{elemento da matriz } \psi^{-1}$$

Assim, a estimativa da distância entre um par de genótipos, denotado por m pode ser realizada partindo de uma matriz $n \times n$, cujos elementos medem a distribuição de cada variável para aquela distância.

O total de colunas dessa Matriz é dado por $S_{m1}, S_{m2}, \dots, S_{mp}$, em que m é um par de genótipos de uma população com p genótipos, tendo $p(p-1)/2=q$ pares de genótipos. Desse modo a expressão anterior pode ser expressa como a seguir:

$$D_{ii'}^2 = D_m^2 = \sum S_{mj}$$

Uma comparação entre os diferentes valores de S_{m1} para determinado m mostrará a contribuição das diferentes características X_j , para determinação de $D_{ii'}^2$.

Os valores de $D_{ii'}^2$ entre os prováveis pares de genótipos podem ser somados, obtendo-se o valor total da divergência genética, expressa como a seguir:

$$j \sum \sum D_{ii'}^2 = \sum D_m^2 = \sum \sum S_{mj} = \sum S_{.j}$$

em que:

$$S_{.j} = \text{valor total sob todos os } n \text{ valores para as características } X_j$$

Os n valores de $S_{.j}$ oferecem adequada importância relativa das diferentes características na expressão da divergência total. A importância relativa da característica j

para o estudo de divergência genética pode ser estimada e representada por valores percentuais de S_j , conforme a seguir:

$$\frac{S_j}{\sum \sum D_{ij}^2}$$

5.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.3.1 Análise de variância e comparação de médias pelo teste de Skott-Knott

Germinação, massa seca de plântulas, comprimento do hipocótilo e da radícula, emergência de plântulas em areia, índice de velocidade de emergência, emergência em campo e peso de mil de sementes das 62 progênies e a cultivar BRS Syetetuba mostram existir diferença significativa ($p < 0,001$) entre progênies (Tabela 3). Os coeficientes de variação verificados nas variáveis analisadas foram classificados como baixos (menor que 10%) e médios (entre 10 % e 20%) segundo Pimentel Gomes (2000), demonstrando que houve um bom delineamento e condução experimental.

De maneira semelhante, Cardoso et al. (2009) encontraram diferenças significativas entre 30 genótipos de mamão para germinação, massa de mil sementes, comprimento da radícula e massa fresca e seca de plântulas. Nobre (2012) verificou diferença significativa para germinação, primeira contagem e índice de velocidade de germinação entre 10 genótipos de girassol. Martins et al. (2016) encontram diferenças significativas entre 62 linhagens de soja para germinação, emergência em campo e massa seca de plântulas. Oliveira et al. (2017) verificaram diferença significativa entre 100 progênies de meios-irmãos de nabo forrageiro para germinação, primeira contagem, massa de mil sementes, emergência em campo e índice de velocidade de emergência.

Em quinoa, Munir et al. (2011) identificaram diferença significativa entre 25 genótipos obtidos nos Estados Unidos, de diferentes origens (Novo México, Colorado, Peru, Chile e Bolívia), para os caracteres germinação, tempo médio de germinação, comprimento do hipocótilo e comprimento da radícula.

Tabela 3. Análise de variância da germinação (GE), massa seca de plântulas (MP), comprimento hipocótilo (CH), comprimento radícula (CR), emergência de plântulas em areia (EA), índice de velocidade de emergência (IVE), emergência de plântulas em campo (EC) e peso de mil de sementes (P1000) de 62 progênes e a cultivar BRs Syetetuba de quinoa. UNB, Brasília-DF, 2017.

Quadrados médios									
FV	GL	GE	MP	CH	CR	EA	IVE	EC	P1000
Genótipos	62	122,940**	0,0087**	1,816**	3,026**	140,165**	9,299**	392,431**	4,1.10 ^{-4**}
Erro	189	20,657	0,0014	0,194	0,351	13,835	3,157	41,345	1,3.10 ⁻⁵
Total	251								
CV (%)		5,16	1,29	10,39	8,03	4,23	10,86	10,93	0,32

**Significativo a 1% de probabilidade pelo Teste F.

Dentre todas as variáveis analisadas, no peso de mil sementes (P1000) (Tabela 4) se verificou maior diferenciação entre progênes, com a formação de nove grupos. Os grupos extremos, com maior e menor P1000, foram compostos por poucas progênes (Tabela4). O grupo das mais leves foi formado pelo pelas progênes 45, 46 e 60, que exibiram um peso médio de 2,14 g.1000⁻¹; e o grupo das mais pesadas foi composto pela progênie 24, com um peso de mil de 3,13 g, e por 39, com 3,2 g. Entretanto, no segundo grupo, as progênes 20, 43 e 49 apresentaram pesos elevados, com 3,06; 3,05 e 2,96 g 1000⁻¹ sementes, respectivamente. Esses dois grupos exibiram pesos maiores do que a cultivar BRS Syetetuba, que apresentou peso 2,73 g 1000⁻¹, tornando sua utilização desejável em hibridações que visem à obtenção de recombinantes com grãos maiores, principal objetivo buscados por indústrias, produtores e consumidores, facilitando a colheita e plantio mecanizados (ROCHA, 2011).

Para a germinação, as progênes foram separadas em três grupos distintos, sendo a maioria pertencente ao grupo com porcentagem de germinação média de 92%, sendo elas: 5, 7, 9, 11, 12, 14, 16, 17, 18, 20, 23, 24, 25, 26, 28, 29, 30, 31, 32, 34, 37, 39, 40, 41, 42, 43, 44, 47, 48, 50, 51, 54, 55, 56, 57, 58, 59 e 60. Somente quatro progênes foram incluídas no grupo de menor desempenho (1, 6, 8 e 38), com uma porcentagem de plântulas normais entre 73 e 75%. As outras progênes restantes foram inseridas no grupo de desempenho intermediário, com uma média de 84% de germinação.

Em relação ao vigor, em todos os testes empregados houve diferença estatística entre as progênes. Comprimento do hipocótilo e comprimento da radícula foram mais sensíveis, com a identificação de cinco grupos diferentes. Massa seca de plântulas, emergência de

plântulas em areia e em campo identificaram quatro grupos e o índice de velocidade de emergência foi o menos sensível para identificar diferenças de vigor entre as progênies, com a formação de apenas dois grupos. Em mamão, Cardoso et al. (2009) constataram a baixa eficiência do índice de velocidade de emergência na identificação de diferenças entre 30 genótipos.

Na avaliação de massa seca de plântulas (MP) as progênies 5, 6, 7, 12, 15, 19, 20, 24, 25, 29, 30, 31, 32, 34, 40, 48, 49, 55, 58 e 61 foram agrupadas como as mais vigorosas, enquanto 4, 8, 9 e 21, apresentaram o menor vigor relativo à MP. Quanto ao comprimento de hipocótilo, 30 progênies foram agrupadas no melhor desempenho, enquanto o restante foi distribuído em quatro grupos, onde se destaca a progênie 52, apresentando o menor desempenho, com apenas 1,87 centímetros de comprimento de hipocótilo, 40% menor do que a média (4,75 cm) das progênies mais vigorosas.

No comprimento da radícula, assim como no do hipocótilo, houve a distinção de cinco grupos com níveis diferentes de vigor, entretanto a progênie isolada com menor vigor foi 35, com um comprimento de radícula de 4,27 cm, 53% a menos que a média (8,00 cm) do grupo de progênies mais vigorosas.

No teste de emergência de plântulas em areia, as progênies 7, 8, 9, 11, 14, 21, 24, 26, 28, 30, 31, 32, 34, 37, 39, 41, 42, 43, 44, 45, 52, 55, 57, 58, 59, 61 e BRS Syetetuba (63) mostraram o melhor desempenho, enquanto 6, 19, 22, 36, 46, 50 e 62 foram as de menor desempenho, e o restante formou dois grupos de vigor intermediário. No índice de velocidade de emergência houve a formação de dois grandes grupos. As progênies 5, 8, 11, 12, 14, 20, 21, 23, 24, 26, 28, 29, 31, 32, 33, 34 e 37 formaram o grupo das mais vigorosas.

Na emergência de plântulas em campo, de maneira geral, a germinação foi consideravelmente inferior à encontrada no teste de germinação, corroborando com McDonald (1993) e Ferguson (1993) de que o teste de germinação nem sempre condiz com os encontrados em condições adversas de campo. Sementes de quinoa apresentaram elevada germinação em laboratório, com baixo desempenho no solo (SIGSTAD; GARCIA, 2001). Neste teste, formou-se um grupo a mais do que o apresentado pelo teste de germinação, sendo as progênies 2, 3, 7, 8, 11, 16, 18, 23, 25, 26, 28, 29, 39, 45, 47, 52, 55, 56, 59, 60, e 61 as que apresentaram maior porcentagem de emergência de plântulas em campo.

Pela comparação de Scott Knott observa-se que as progênies não foram classificadas igualmente nos diferentes testes empregados para avaliar a qualidade fisiológica das sementes

de quinoa (Tabela 4). Resultados semelhantes foram apresentados por Cardoso et al. (2009); Santos et al. (2012) e Marostega (2014).

A identificação do potencial fisiológico de lotes de vigor intermediário pode variar de acordo com a metodologia adotada (PEREIRA; MARTINS FILHO, 2010), assim, ora podem ser agrupados a lotes que apresentam maior vigor, ora a lotes que apresentam menor vigor (MARCOS FILHO, 1999). Mesmo sendo avaliados genótipos ao invés de lotes, este fator pode ter interferido nos resultados verificados. Entretanto, é possível inferir que as progênes 7, 28, 29 e 39 apresentam melhor qualidade fisiológica e 1, 4, 6, 10, 35 e 62 com pior desempenho (Tabela 4).

Tabela 4. Valores médios de germinação (GE), massa seca de plântulas (MP), comprimento do hipocótilo (cm), comprimento radícula (CR), emergência de plântulas em areia (EA), índice de velocidade de emergência (IVE), emergência em campo (EC) e peso de mil (P1000) de 62 progênes e a cultivar BRS Syetetuba de quinoa. UNB, Brasília-DF, 2017.

Progênie	GE (%)	MP (mg plântulas ⁻¹)	CH (cm plântulas ⁻¹)	CR (cm plântulas ⁻¹)	EA (%)	IVE	EC (%)	P1000 (g 1000 ⁻¹)
1	74 c	1,0500 c	3,93 b	7,37 b	83 c	14,3 b	43 d	2,8375 c
2	86 b	1,2027 b	4,06 b	6,74 c	86 b	14,0 b	72 a	2,5580 f
3	85 b	1,1082 c	4,56 a	7,26 b	85 c	15,4 b	71 a	2,4500 g
4	87 b	0,9923 d	3,77 b	7,47 b	88 b	16,0 b	61 b	2,5770 f
5	93 a	1,4224 a	4,13 b	7,66 b	89 b	17,2 a	57 b	2,7085 d
6	73 c	1,2959 a	4,69 a	6,99 b	75 d	12,6 b	39 d	2,8615c
7	92 a	1,4517 a	4,92 a	8,28 a	93 a	16,1 b	71 a	2,7455 d
8	75 c	0,8610 d	4,55 a	6,80 c	92 a	18,8 a	72 a	2,5685 f
9	91 a	0,9189 d	3,95 b	8,29 a	94 a	15,5 b	63 b	2,251 h
10	83 b	1,2359 b	4,98 a	7,25 b	88 b	15,7 b	40 d	2,6335 e
11	93 a	1,1877 b	4,23 b	8,24 a	94 a	17,6 a	72 a	2,6965 d
12	92 a	1,2511 a	4,39 b	7,89 a	92 b	16,5 a	35 d	2,513 f
13	84 b	1,2422 b	4,66 a	7,75 b	82 c	15,8 b	52 c	2,8335 c
14	89 a	1,2594 b	4,26 b	7,14 b	95 a	17,6 a	58 b	2,6390 e
15	87 b	4,0888 a	4,15 b	7,49 b	87 b	15,5 b	60 b	2,7598 c
16	90 a	1,2380 b	4,13 b	7,38 b	85 c	15,4 b	68 a	2,4663 g
17	95 a	1,2431 b	4,39 b	7,84 a	84 c	15,3 b	39 d	2,609 e
18	89 a	1,1730 b	4,61 a	7,50 b	89 b	14,7 b	67 a	2,8680 c
19	83 b	1,3170 a	4,53 a	7,50 b	73 d	12,4 b	48 c	2,7470 d
20	90 a	1,4197 a	2,82 d	6,79 c	89 b	18,1 a	55 c	3,0600 b

Continua...

Continuação Tabela 4.

Genótipo	GE (%)	MP (mg plântulas ⁻¹)	CH (cm plântulas ⁻¹)	CR (cm plântulas ⁻¹)	EA (%)	IVE	EC (%)	P1000 (g 1000 ⁻¹)
21	81 b	0,9426 d	4,58 a	7,84 a	95 a	17,5 a	58 b	2,7890 c
22	84 b	1,2168 b	4,87 a	7,31 b	77 d	13,0 b	51 c	2,3730 g
23	89 a	1,1543 b	4,95 a	7,48 b	87 b	18,2 a	67 a	2,7800 c
24	89 a	1,4310 a	4,90 a	7,61 b	93 a	17,5 a	63 b	3,2185 a
25	91 a	1,3502 a	4,52 a	7,38 b	89 b	14,9 b	71 a	2,6400 e
26	96 a	1,2229 b	5,03 a	8,71 a	93 a	16,9 a	69 a	2,7845c
27	83 b	1,2000 b	3,85 b	7,64 b	85 c	14,9 b	44 d	2,8780 c
28	94 a	1,2049 b	4,52 a	8,20 a	96 a	17,2 a	67 a	2,8415 c
29	91 a	1,3587 a	4,64 a	8,71 a	88 b	16,7 a	69 a	2,528 c
30	94 a	1,2049 a	5,04 a	8,20 a	95 a	16,2 b	59 b	2,5280f
31	93 a	1,3216 a	4,51 a	8,83 a	92 a	17,9 a	59 b	2,8640 c
32	90 a	1,3949 a	4,86 a	8,48 a	94 a	18,6 a	60 b	2,7285 d
33	85 b	1,1658 b	4,42 b	8,04 a	81 c	17,8 a	52 c	2,4910 g
34	90 a	1,3370 a	3,57 c	5,92 d	92 a	16,0 b	53 c	2,5075 f
35	87 b	1,0903 c	2,64 d	4,27 e	88 b	15,3 b	58 b	2,5742 e
36	80 b	1,1241 b	4,25 b	6,78 c	76 d	15,9 b	47 c	2,5742 f
37	93 a	1,1932 b	3,43 c	7,65 b	92 a	16,8 a	62 b	2,4505 g
38	74 c	1,0140 c	4,75 a	6,14 d	84 c	15,3 b	49 c	2,8760 c
39	94 a	1,2166 b	4,57 a	7,91 a	93 a	17,4 a	66 a	3,1285 a
40	91 a	1,2795 a	3,72 b	5,75 d	90 b	16,9 a	53 c	2,7285 d
41	96 a	1,2461 b	4,90 a	8,26 a	94 a	17,9 a	56 b	2,7505 d
42	90 a	1,2225 b	3,85 b	8,00 a	91 a	17,8 a	53 c	2,5370 f
43	92 a	1,1019 c	4,68 a	7,71 b	93 a	16,3 a	59 b	3,0465 b
44	95 a	1,2238 b	5,48 a	7,57 b	93 a	16,0 b	60 b	2,2515 h
45	87 b	1,1965 b	5,02 a	7,95 a	91 a	18,1 a	73 a	2,1435 i
46	86 b	1,0212 c	3,95 b	7,12 b	76 d	14,1 b	57 b	2,1225 i
47	95 a	1,1909 b	4,10 b	7,96 a	90 b	16,7 a	71 a	2,6870 d
48	93 a	1,2615 a	4,28 b	8,00 a	90 b	15,2 b	56 b	2,6715 e
49	85 b	1,3738 a	2,89 d	6,57 c	88 b	15,6 b	62 b	2,9630 b
50	89 a	1,2420 b	4,01 b	8,05 a	74 d	15,6 b	64 b	2,4420 g
51	88 a	1,1239 c	4,51 a	6,32 d	83 c	15,1 b	52 c	2,2690 h
52	83 b	1,1951 b	1,87 e	6,33 d	91 a	18,0 a	75 a	2,7325 d
53	84 b	1,1626 b	4,78 a	7,19 b	82 c	19,4 a	64 b	2,6140 e
54	92 a	1,1108 c	4,49 a	7,48 b	88 b	16,6 a	62 b	2,4410 g
55	93 a	1,2668 a	4,35 b	7,78 b	95 a	18,1 a	73 a	2,8430 c
56	89 a	1,0609 c	4,69 a	7,45 b	88 b	18,3 a	65 a	2,4193 g

Continua...

Continuação Tabela 4.

Genótipo	GE (%)	MP (mg plântulas ⁻¹)	CH (cm plântulas ⁻¹)	CR (cm plântulas ⁻¹)	EA (%)	IVE	EC (%)	P1000 (g 1000 ⁻¹)
57	94 a	1,1699 b	2,74 d	4,26 e	93 a	16,7 a	59 b	2,7005 d
58	96 a	1,2796 a	4,37 b	6,68 c	94 a	17,5 a	57 b	2,6565 e
59	95 a	1,1462 b	4,01 b	7,90 a	91 a	16,4 a	65 a	2,4860 g
60	92 a	1,0609 c	3,62 c	7,15 b	85 c	15,5 b	66 a	2,1650 i
61	82 b	1,2979 a	4,28 b	7,11 b	94 a	18,5 a	67 a	2,7145 d
62	85 b	1,1393 c	4,16 b	7,56 b	76 d	17,7 a	40 d	2,7555 d
BRS Syetetuba	86 b	1,1417 b	2,82 d	6,92 c	95 a	14,7 b	44 d	2,7310 d

Médias seguidas pela mesma letra na coluna pertencem a um mesmo grupo de similaridade pelo teste de Scott Knott a 5% de probabilidade.

5.3.2 Parâmetros genéticos

As estimativas de parâmetros genéticos para as variáveis respostas germinação, massa seca de plântulas, comprimento do hipocótilo, comprimento da radícula, emergência de plântulas em areia, índice de velocidade de emergência, emergência em campo e peso de mil sementes estão apresentadas na Tabela 5.

Tabela 5. Estimativas das variâncias fenotípica ($\hat{\sigma}_f^2$), genotípica ($\hat{\sigma}_g^2$), ambiental ($\hat{\sigma}_e^2$), herdabilidade sentido amplo (h_g^2 - %), coeficiente de variação genético (CV_g - %) e razão entre coeficiente de variação genético e ambiental (CV_g/CV_e), para germinação (GE), massa seca de plântulas (MP), comprimento do hipocótilo (CH), comprimento da radícula (CR), emergência de plântulas em areia (EA), índice de velocidade de emergência (IVE), emergência em campo (EC) e peso de mil sementes (P1000) de 62 progênes e a cultivar BRS Syetetuba de quinoa. UNB, Brasília-DF, 2017.

Parâmetro genético	GE	MP	CH	CR	EA	IVE	EC	P1000
$\hat{\sigma}_f^2$ (média)	30,7	2,179	0,454	0,757	35,04	2,32	98,10	0,000104
$\hat{\sigma}_g^2$ (média)	25,57	1,823	0,406	0,669	31,58	1,54	87,77	0,0001
$\hat{\sigma}_e^2$ (média)	5,16	0,355	0,049	0,880	3,459	0,79	10,34	0,000003
h_g^2 (média)	83,20	83,69	89,32	88,37	90,13	66,05	89,46	96,83
CV_g	5,74	1,4609	15,02	11,06	6,39	7,57	15,93	0,89
CV_g/CV_e	1,12	1,13	1,45	1,38	1,51	0,70	1,46	2,76

Exceto no teste de índice de velocidade de emergência, com herdabilidade média de 66,05%, os valores indicam elevada herdabilidade, com resultados superiores a 83,30%, com máximo de 96,83% para o peso de mil sementes (Tabela 5). A herdabilidade mede o grau em que a característica fenotípica é condicionada por fatores genéticos (EBERHART, 1970; CARVALHO et al., 2001). Os valores altos obtidos neste experimento indicam que métodos de seleção simples a massal, podem levar a ganhos consideráveis.

Munir et al. (2011), ao avaliar os parâmetros genéticos relacionados a qualidade de sementes de 25 genótipos de quinoa, encontraram altos valores de herdabilidade para germinação (91,0%), comprimento da radícula (97%) e tempo para 50% de germinação (94%). Entretanto, para comprimento do hipocótilo, o valor encontrado (15%) foi muito inferior ao verificado neste trabalho (89%).

Em outras espécies, resultados comparáveis aos obtidos neste estudo foram relatados. Em nabo forrageiro, Oliveira et al. (2017), verificaram herdabilidade de 90,2% para germinação, 96% para índice de velocidade de emergência, 84% para emergência de plântulas em campo e 90,7% para peso de mil sementes. Em soja, Martins et al., 2016 encontraram valores de herdabilidade de 96,1 % para germinação, 97 % para primeira contagem, 93,6% para massa seca de plântulas e 93,2% para emergência de plântulas em campo. Enquanto, em cenoura, encontraram-se valores de 92,82%, 89,24%, e 97,66% para germinação, primeira contagem e peso de cem sementes (VIEIRA et al., 2005).

O coeficiente de variação genético (CV_g) permite a comparação da variabilidade genética em diferentes características analisadas. As variáveis que apresentaram maior CV_g foram emergência de plântulas em campo (15,93%), comprimento do hipocótilo (15,02%) e comprimento da radícula (11,06%) (Tabela 5). Em quinoa, o comprimento do hipocótilo, comprimento da radícula e germinação apresentaram os maiores CV_g s (MUNIR et al., 2011), superando o encontrado neste trabalho, 74%, 72% e 70% para CR, CH e GE, respectivamente.

A relação CV_g/CV_e permite que se façam inferências sobre o ganho por seleção. Quanto maior o seu resultado, maiores são as chances de seleção de genótipos com desempenho superior (RIBEIRO, 2007). Valores superiores à unidade indicam que a variância genética é superior à ambiental (CRUZ; REGAZZI; CARNEIRO, 2004). Valores superiores à unidade para a razão CV_g/CV_e foram encontrados para GE (1,12), MP (1,13), CH (1,45), CR (1,38), EA (1,51), EC (1,46) e P1000 (2,76). Entretanto o índice de velocidade de emergência, com o menor valor obtido, (0,70), indica não ser uma característica útil na

seleção para qualidade de sementes em quinoa. Esses resultados corroboram com os valores de herdabilidade demonstrados.

Para CV_g/CV_e foram relatados resultados superiores a unidade para germinação, primeira contagem e peso de cem sementes em meios-irmãos de cenoura (VIEIRA et al., 2005) e germinação, emergência de plântulas em campo, índice de velocidade de emergência e peso de mil sementes em progênies de meios-irmãos de nabo forrageiro (OLIVEIRA et al., 2017).

A correlação é um parâmetro importante em programas de melhoramento genético, pois permite a seleção simultânea ou indireta, principalmente quando o caráter de interesse apresenta baixa herdabilidade e/ou tenha problemas de medição e identificação (CRUZ; REGAZZI, CARNEIRO, 2004). A seleção indireta por características com base em outras avaliadas mais facilmente e que possuam alta herdabilidade, proporciona maiores ganhos genéticos com economia de tempo, mão-de-obra e recursos (FERRÃO, 2004).

As correlações entre os caracteres avaliados para qualidade de sementes de quinoa indicam serem positivas e significativas para GE e MP, GE e CR, GE e EA, GE e IVE, GE e EC, MP e P100, EA e IVE, e EA e EC, IVE e EC com média magnitude para EA e IVE e CH e CR (Tabela 6). Para os outros caracteres, a correlação mostrou-se fraca, segundo os preceitos de Guerra e Livera (1999). Baixa correlação entre massa seca de plântulas e germinação ($r=0,428$, $p>0,05$) foi verificado também por Cabral et al. (2013), ao avaliar dez linhagens de milho pipoca.

Tabela 6. Estimativas de valores de correlação fenotípica para germinação (GE, %), massa seca de plântulas (MP, mg plântula⁻¹), comprimento do hipocótilo (CH, cm plântula⁻¹), comprimento da radícula (CR, cm plântula⁻¹), emergência de plântulas em areia (EA, %), índice de velocidade de emergência (IVE), emergência em campo (EC, %) e peso de mil sementes (P1000, g 1000⁻¹ sementes) de 62 progênies e a cultivar BRS Syetetuba de quinoa. UNB, Brasília-DF, 2017.

	GE	MP	CH	CR	EA	IVE	EC	P1000
GE	1	0,3375**	0,0609	0,3045*	0,5444**	0,2838*	0,3052*	-0,0897
MP		1	0,0513	0,1414	0,0382	0,0396	-0,0465	0,3736**
CH			1	0,5994**	0,0375	0,0529	0,023	-0,0409
CR				1	0,1612	0,1809	0,1475	0,0477
EA					1	0,5946**	0,3890**	0,1474
IVE						1	0,3687**	0,1549
EC							1	-0,0671
P1000								1

** e * Significativo a 1 e 5% de probabilidade, respectivamente.

A correlação entre comprimento da radícula e comprimento do hipocótilo indica que se reduziria pela metade o tempo de avaliação do comprimento da plântula, havendo redundância na avaliação desses dois caracteres em programas de melhoramento.

O teste de vigor objetiva a predição da capacidade das sementes em emergir uma plântula normal em condições adversas de campo. Neste trabalho, os testes que se correlacionaram de forma significativa e positiva com a emergência de plântulas em campo foram germinação, emergência de plântulas em areia e índice de velocidade de emergência. Assim, esses testes podem ser utilizados na seleção de genótipos que apresentem maior capacidade de alcançar um estande satisfatório em campo, visto ser estes uns dos principais problemas relacionados a produção de sementes de quinoa (SIGSTAD; GARCIA, 2001).

5.3.3 Divergência genética

Nos resultados da divergência genética, pela distância generalizada de Mahalanobis, os valores obtidos não possuem unidade de medida específica, apenas indicam divergência para maior valor numeral entre os genótipos e o oposto com maior similaridade entre si (CRUZ, 2005).

As distâncias genéticas entre os genótipos avaliados variaram de 1,63 a 264,7, demonstrando grande variabilidade entre os genótipos (Anexo C). Os pares de progênies mais dissimilares foram: 24 e 46 (264,7), 39 e 46 (228,54), 24 e 60 (202,25), 9 e 24 (195,56), 24 e 45 (193,74), 43 e 46 (179,34), 24 e 51 (179,19), 22 e 24 (165,91). Os pares de progênies mais similares foram: 54 e 56 (1,63), 11 e 47 (1,87) e 28 e 55 (2,39), 32 e 41 (3,2), 26 e 28 (3,29) e 5 e 48 (3,35).

A partir das distâncias genéticas foi possível realizar a análise de agrupamento, utilizando-se o método UPGMA e observando que os 63 genótipos formaram oito grupos de similaridade, adotando-se como ponto de corte 54% com base no critério de Mojema (1977) (Figura 1).

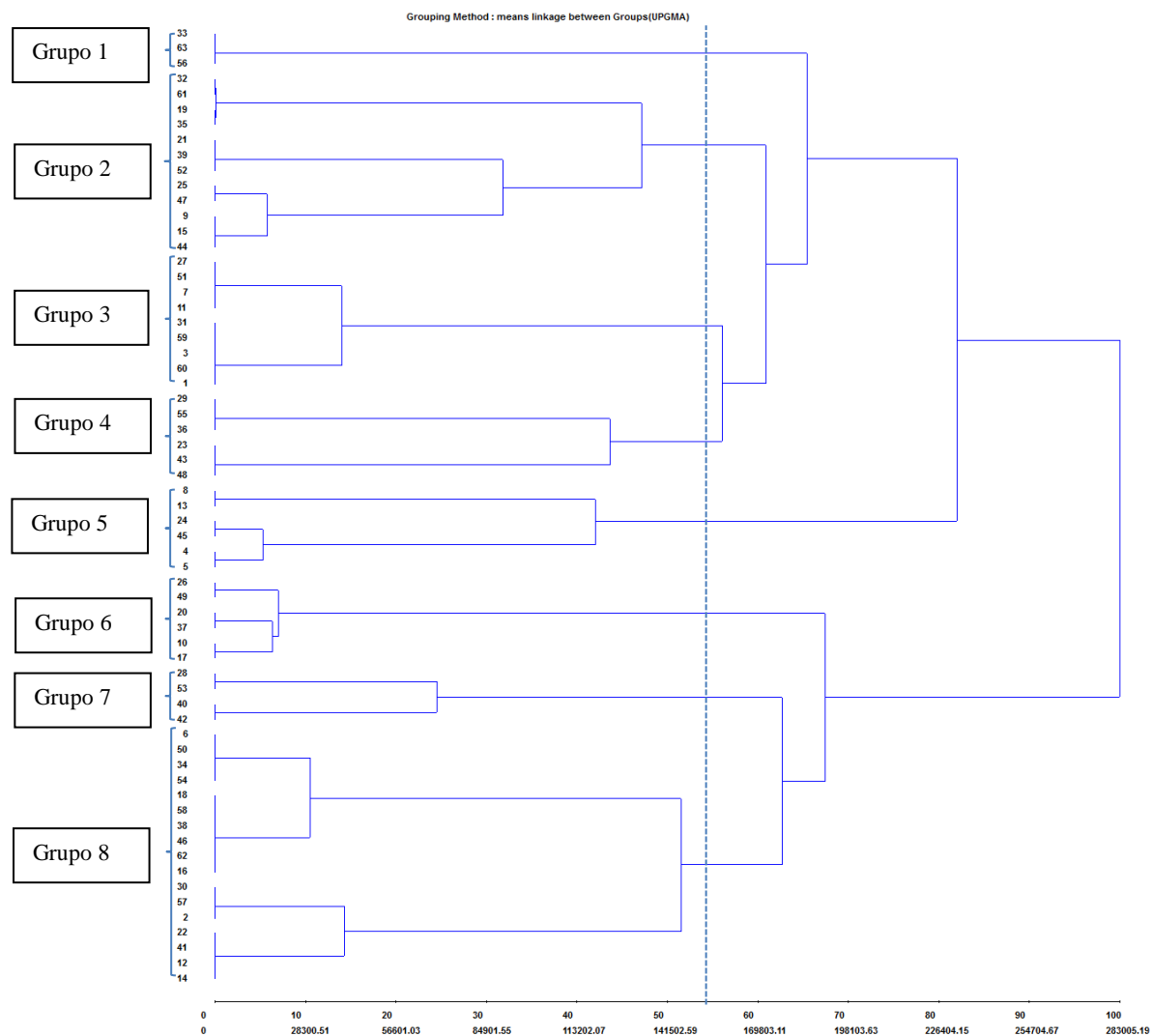


Figura 1. Dendrograma representativo da divergência genética entre 62 progênes e a cultivar BRS Syetetuba (63) de quinoa, obtido pelo método de agrupamento Hierárquico UPGMA com base em oito características relacionadas à qualidade fisiológica das sementes.

O grupo 1 foi composto apenas pelas progênes 33, 63 (BRS Syetetuba) e 56, média de GE (86,6%), MP (1,12), CH (3,98), CR (7,47), EA (87,8), IVE (16,9), EC (53,7) e P1000 (2,54).

O grupo 2 foi formado pelas progênes 32, 61, 19, 35, 21, 39, 52, 25, 47, 9, 15 e 44, e as médias para as variáveis avaliadas de GE (88,02), MP (1,43), CH (4,12), CR (7,34), EA (89,8), IVE (16,36), EC (62,92), P1000 (2,67).

O grupo 3 foi composto pelas progênes 27, 51, 7, 11, 31, 59, 3, 60 e 1 com as médias: GE (88,1), MP (1,18), CH (4,23), CR (7,67), EA (87,9), IVE (15,9), EC (60,2) e P1000 (2,59).

O grupo 4 abrange as progênies 29,55, 36, 23, 43 e 48, com as seguintes médias: GE (89,17), MP (1,21), CH (4,53), CR (7,74), EA (87,7), IVE (16,7), EC (61,7) e P1000 (2,74).

No grupo 5 encontram-se: 8, 13, 24, 45, 4 e 5 e suas médias foram: GE (85,6), MP (1,19), CH (4,51), CR (7,54), EA (89,3), IVE (17,2), EC (62,7) e P1000 (2,67).

No grupo 6 encontram-se 26, 49, 20, 37, 10 e 17 com as respectivas médias de GE (95,5), MP (1,28), CH (3,92), CR (7,47), EA (88,9), IVE (16,4), EC (54,1) e P1000 (2,75).

O grupo 7 reúne as progênies 28, 53, 40 e 42, com as seguintes médias: GE (89,5), MP (1,21), CH (4,21), CR (7,28), EA (89,6), IVE (17,8), EC (59,13) e P1000 (2,68).

O grupo 8 composto pelos genótipos 6, 50, 34, 54, 18, 58, 38, 46, 62, 16, 30, 57, 2, 22, 41, 12 e 14, é o maior, com as médias: GE (87,9), MP (1,2), CH (4,29), CR (7,10), EA (85,8), IVE (15,7) e EC (55,3) e P1000 (2,59).

Neste estudo, os grupos se formaram indicando elevada distância genética, caracterizando diversidade genética existente entre as progênies (VANDERPLANK, 1991).

A identificação de progênies ou genótipos de interesse no melhoramento, por análise multivariada e de agrupamentos possibilita a recomendação de cruzamentos entre genitores divergentes, ampliando-se a base genética e conseqüentemente a variabilidade expressa nos recombinantes (ABREU et al., 2004). As progênies mais divergentes para qualidade de semente em quinoa podem ser usadas na obtenção de híbridos ou na composição de populações. A quinoa é espécie com taxa variável de polinização cruzada, podendo-se aplicar seleção recorrente no melhoramento genético (LESCANO, 1994).

Contudo, para a superioridade dos híbridos, a escolha dos genótipos deve ser feita considerando o conjunto de características de qualidade de semente e morfoagronômicas. Desde modo, com base nos resultados obtidos, se espera que a partir dos cruzamentos entre os genótipos 7 (Grupo 3), genótipo 28 (grupo 7), genótipo 29 (grupo 4) e 39 (grupo 2), que se destacaram em relação às características relacionadas à qualidade de sementes (Tabela 4), possam contribuir na seleção de quinoa, associando qualidade fisiológica de sementes e fenologia da planta.

No estudo da diversidade genética, a importância relativa de oito variáveis, se destacou a massa de mil sementes (37,40%) seguida pela emergência de plântulas em campo (12,70%) e emergência de plântulas em areia (12,7 %) (SINGH, 1981). Constatou-se que a característica com menor contribuição foi o índice de velocidade de emergência (Tabela 7). Santos et al. (2012) e Cardoso et al. (2009), obtiveram maior contribuição da variável peso

de mil sementes para diversidade com base em caracteres de qualidade fisiológica para sementes de soja e mamão, respectivamente.

Tabela 7. Importância relativa de oito características relacionadas à qualidade fisiológica das sementes em 62 genótipos e BRS Syetetuba de quinoa obtidas pelo método de Singh (1981). UNB, Brasília-DF, 2017.

Variável	S.j.	Valor em %
Germinação	7010,52	8,04
Massa seca de plântulas	7150,36	8,20
Comprimento hipocótilo	8543,74	9,80
Comprimento radícula	7619,96	8,74
Emergência de plântulas em areia	11076,26	12,70
Índice de velocidade de emergência	2697,37	3,09
Emergência de plântulas em campo	10488,14	12,03
Peso de mil sementes	32618,77	37,40

5.4. CONCLUSÃO

Germinação, massa seca de plântulas, comprimento do hipocótilo, comprimento da radícula, emergência de plântulas em areia, índice de velocidade de emergência e peso de mil sementes apresentaram elevada herdabilidade (> 83,3%) e razão CVg/CVe.

Divergência genética em quinoa é refletida no peso de mil sementes, emergência de plântulas em areia e emergência em campo.

A análise de agrupamento possibilita identificar progênies para hibridações que conduzem a recombinantes com qualidade de sementes em quinoa.

5.5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABREU, F.B.; LEAL, N.R.; RODRIGUES, R.; AMARAL JUNIOR, A.T.; SILVA, D.J.H. Divergência genética entre acessos de feijão-vagem de crescimento indeterminado. **Horticultura Brasileira**, v.22, n.3, p.547-552, 2004.

ANDO, H.; CHEN, Y.; TANG, H.; SHIMIZU, M.; WATANABE, K.; MIYASUNAGA, T. Food components in fractions of quinoa seed. **Food Science Technology Research**, v.8, p. 80-84, 2002.

BONIFACIO, A. *Chenopodium* sp.: genetic resources, ethnobotany, and geographic distribution. **Food Reviews International**, v. 19, p. 1-7, 2003.

BRASIL, Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento. **Regras para análise de sementes**. Brasília: MAPA, 2009. 398p.

CABRAL, P.D.; AMARAL JÚNIOR, A.T.; VIEIRA, H.D.; SANTOS, J.S.; FREITAS, I.L.J.; PEREIRA, M.G. Genetic effects on seed quality in diallel crosses of popcorn. **Ciência Agrotecnológica**, v.37, n.6, p. 502-511, 2013.

CARDOSO, D.L.; SILVA, R.F.; PEREIRA, M.G.; VIANA, A.P.; ARAÚJO, E.F. Diversidade genética e parâmetros genéticos relacionados à qualidade fisiológica de sementes em germoplasma de mamoeiro. **Revista Ceres**, v. 56, n.5, p. 572-579, 2009.

CARPENTIERI-PÍPOLO, V.; DESTRO, D.; PRETE, C.E.; GONZALES, M.G.N.; POPPER, I.; ZANATTA, S.; SILVA, F.A.M. Seleção de genótipos parentais de acerola com base na divergência genética multivariada. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 35, n.8, p. 1613-1619, 2000.

CARVALHO, F.I.F.; SILVA, A.S. KUREK, A.J.; MARCHIORO, V.S. **Estimativas e implicações da herdabilidade como estratégia de seleção**. Pelotas: Universitária da UFPel. 2001.99 p.

CECCATO, D.; HERRERA, J.D.; BURRIEZA, H.; BERTERO, D.; MARTÍNEZ, E.; DELFINO, I.; MONCADA, S.; BAZILE, D.; CASTELLIÓN, M. Fisiología de las semillas y respuesta a las condiciones de germinación In: BAZILE, D. et al. (Eds) **Estado de la arte de la quinua en el mundo en 2013**. FAO: Santiago, Chile e CIRAD: Montpellier, Francia, p. 153-166, 2014.

CRUZ, C. D. **Programa Genes**: aplicativo computacional em genética e estatística. Viçosa: Editora UFV, 442p, 1997.

CRUZ, C. D.; REGAZZI, A. J.; CARNEIRO, P. C. S. **Modelos biométricos aplicados ao melhoramento genético**. 3.ed. Viçosa: UFV, 2004. 480 p.

CRUZ, C.D. **Princípios de genética quantitativa**. Viçosa: UFV, 2005. 394p.

EBERHART, A.S. Factors affecting efficiencies of breeding methods. **African Soils**, v.15, p. 669-680, 1970.

FERGUSON, J.M. AOSA perspective of seed vigor testing. **Journal of Seed Technology**, v.17, n.2, p. 101-104, 1993.

FAO. **Quinoa**: an ancient crop to contribute to world food security. Regional Office for Latin America and the Caribbean, 2011. 63p.

FERRÃO, R.G. **Biometria aplicada ao melhoramento genético do café conilon**. 2004. 271f. Tese (Doutorado em Genética e Melhoramento) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG. 2004.

GUERRA, N. B.; LIVERA, A. V. S. Correlação entre o perfil sensorial e determinações físicas e químicas do abacaxi cv. pérola. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 21, n.1, p. 32-35, 1999.

GUERRA, A.F. Manejo de irrigação do trigo para obtenção de máxima produtividade na região dos cerrados. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.30, n.4, p.515-521, 1995.

HAGER, A.S.; MAKINEN, O.; ARENT, E.K. Amylolytic activities and starch reserve mobilization during the germination of quinoa. **European Food Research Technology**, v. 239, p. 621-627, 2014.

JACOBSEN, S.E. The worldwide potential of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). **Food Reviews International**, v.19, n.1 2, p. 167–177, 2003.

KOTTEK, M.; GRIESER, J.; BECK, C.; RUDOLPH, B.; RUBEL, F. World Map of the Köppen Geiger climate classification updated. **Meteorologische Zeitschrift**, v. 15, p. 259-263, 2006.

LAUS, M.N.; GAGLIARDI, A.; SOCCIO, M.; FLAGELLA, Z.; PASTORE, D. Antioxidant activity of free and bound compounds in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) seeds in comparison with durum wheat and emmer. **Journal of Food Science**, v. 77, n.11, p. 1150-1155, 2014.

LESCANO, J.L. **Mejoramiento y fisiología de cultivos andinos: cultivos Andinos en el Perú**. Lima: CONCYTEC, 1994. 231p.

MAGUIRE, J. D. Speed of germination aid in selection and evaluation for seeding emergence and vigor. **Crop Science**, Madison, v. 2, n. 2, p. 76-177, 1962.

MAHALANOBIS, P.C. On the generalized distance in statistics. **Proceedings of the National Institute of Science of India**, v.2, p.49-55, 1936.

MAKINEN, O.E.; HAGER, A.S.; ARENT, E. Localization and development of proteolytic activities in quinoa (*Chenopodium quinoa*) seeds during germination and early seedling growth. **Journal of Cereal Science**, v. 1, n.6, p.1-6, 2014.

MARCOS-FILHO, J. Teste de envelhecimento acelerado. In: KRZYZANOWSKI, F.C.; VIEIRA, R.D.; FRANÇA-NETO, J.B. (Eds.). **Vigor de sementes: conceitos e testes**. Londrina: ABRATES, p.1-24, 1999.

MAROSTEGA, T.N. **Variabilidade genética de acessos de maracujazeiro e avaliação da qualidade fisiológica de sementes.** 2014. 82f. Dissertação (Mestrado em Genética e Melhoramento) – Universidade do Estado de Mato Grosso, Cárceres, MT. 2014.

MARTÍNEZ, E.A.; VEAS, E.; JORQUERA, C.; SAN MARTÍN, R.; JARA, P. La reintroducción de *Chenopodium quinoa* Willd. en Chile árido: el cultivo de las dos carreras de tierras bajas bajo extremadamente bajo riego. **Journal of Agronomy and Crop Science**, v.195, p.1-10, 2009.

MARTINS, C.C.; UNÊDA-TREVISOLI, S.H.; MÔRO, G.V.; VIEIRA, R.D. Metodologia para seleção de linhagens de soja visando germinação, vigor e emergência em campo. **Revista Ciência Agronômica**, v.47, n.3, p. 455-461, 2016.

McDONALD, M. B. The history of seed vigour testing. **Journal of Seed Technology**, v. 17, n. 2, p. 93- 100, 1993.

MOJEMA, R. Hierarchical grouping methods and stopping rules: An evaluation. **The Computer Journal**, v.20, n.359-363, 1977.

MUJICA, A.; CHURA, E.; RUIZ, E.; MARTINEZ, R. Mecanismos de resistencia a sequía de la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.). In: Primer congreso peruano de mejoramiento genético y biotecnología agrícola, Lima. **Anais...** Lima, Peru, 2010. 114p.

MUNIR, H.; BASRA, S.M.A.; CHEEMA, M.A.; WAHID, A. Phenotypic flexibility in exotic quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) germoplasm for seedling vigor and viability. **Pakistan Journal Agriculture Science**, v.48, n.4, p. 255-261, 2011.

NAKAGAWA, J. Testes de vigor baseados no desempenho das plântulas. In: KRZYZANOWSKI, F. C.; VIEIRA, R. D.; FRANÇA-NETO, J. B. (Eds.). **Vigor de sementes: conceitos e testes.** Londrina: ABRATES. p. 4-1-4-26. 1999.

NEGREIROS, J.R.S.; ALEXANDRE, R.S.; ÁLVARES, V.S.; BRUCKNER, C.; CRUZ, C.D. Divergência genética entre progênies de maracujazeiro-amarelo com base em características das plântulas. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v.30, n.1, p. 197-201, 2008.

NERLING; D.; COELHO, C.M.; NODARI, R.O. Genetic for physiological quality of seeds from corn (*Zea mays* L.) intervarietal crossbreeds. **Journal of Seed Science**, v.35, n.4, p. 449-456, 2013.

NOBRE, D.A. **Desempenho agrônômico e qualidade das sementes de diferentes genótipos de girassol no norte de Minas Gerais**. 2012. 95f. Dissertação (Mestrado em Ciências Agrárias) – Universidade Federal de Minas Gerais, Montes Claros, Minas Gerais. 2012.

OLIVEIRA, S.S.C.; MARTINS, C.C.; PEREIRA, F.E.C.B.; LOPES, M.T.G.; TORRES, S.B. Testes for selection forage turnip progeny to order the vigor and longevity of seeds. **Revista Caatinga**, v.30, n.1, p.230-236, 2017.

PARSONS, R.F. Incidence and ecology of very fast germination. **Seed Science Research**, v.22, p.161-167, 2012.

PEREIRA, M.D.; MARTINS FILHO, S. Accelerated aging of cubiu (*Solanun sessiliflorum* Dunal) seeds. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 40, 251-256, 2010.

PESSOA, A.M.S.; BARROSO, P.A.; REGO, E.R.; MEDEIROS, G.D.A.; BRUNO, R.L.A.; REGO, M.M. Genetic divergence of physiological-quality traits of seeds in a population of peppers. **Genetics and Molecular Research**, v.14, n.4, p. 12479-12488, 2015.

PIMENTEL GOMES, F. **Curso de estatística experimental**. 14 ed. Piracicaba: Degaspari, 2000. 477p.

PRETE, C.E.C.; GUERRA, E.P. Qualidade fisiológica das sementes. In: DESTRO, D.; MONTALVÁN, R. (Eds.). **Melhoramento genético de plantas**. Londrina: UEL, p. 661-676, 1999.

RAO, R.C. **Advanced statistical methods in biometric research**. New York: John Willey and Sons, 1952. 390 p.

REPO-CARRASCO, R.; ESPINOZA, C.; JACOBSEN, S. Nutritional value and use of the Andean crops quinoa (*Chenopodium quinoa*) and kañiwa (*Chenopodium pallidicaule*). **Food Reviews International**, v.19, n. 1-2, p.179-189, 2003.

RIBEIRO, E.H. **Avaliação de linhagens endogâmicas recombinadas de feijão comum (*Phaseolus vulgaris* L.) obtidas pelo método SSD (Single Seed Descent)**. 2007. 79f. Dissertação (Mestrado em genética e melhoramento de plantas) – Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, Campo dos Goytacazes, RJ. 2007.

ROCHA, J.E.S. **Controle genético de caracteres agronômicos em quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.)**. 2011. 164f. Tese (Doutorado em Agronomia)-Universidade de Brasília, Brasília, DF. 2011.

ROCHA, J.E.S. **Seleção de genótipos de quinoa com características agronômicas e estabilidade de rendimento no Planalto Central**. 2008. 128f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Universidade de Brasília, Brasília, DF. 2008.

RUIZ, G.A.; XIAO, W.; BOEKEL, M.; MINOR, M.; STIGER, M. Effect of extraction pH on heat-induced aggregation, gelation and microstructure of protein isolate from quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). **Food Chemistry**, v.209, p. 203-210, 2016.

SANTOS, E.R.; BARROS, H.B.; CAPONE, A.; MELO, A.V.; CELLA, A.J.; SANTOS, W.R. Divergência genética entre genótipos de soja com base na qualidade de sementes. **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, v.7, n.2, p. 247-254, 2012.

SIGSTAD, E.E.; GARCIA, C.L. A microcalorimetric analysis of quinoa seeds with different initial water content during germination at 25°C. **Thermochimica Acta**, v.366, p.149-155, 2001.

SINGH, D. The relative importance of characteres affecting genetic divergencce. **The Indian Journal of Genetic and Plant Breeding**, v.41, p.237-245, 1981.

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

SPEHAR, C.R.; ROCHA, J.E.S.; RIBEIRO JUNIOR, W.Q.; SANTOS, R.L.B.; ASCHERI, J.L.R.; SOUZA, F.F.J. Avances y desafios de la producción y utilización de la quinua em Brasil. In: BAZILE, D. et al. (Eds.). **Estado de la arte de la quinua en el mundo en 2013**. FAO: Santiago, Chile e CIRAD: Montpellier, Francia, p. 681-708, 2014.

SPEHAR, C.R.; ROCHA, J.E.S.; SANTOS, R.L.B. Desempenho agrônômico e recomendações para cultivo de quinoa (BRS Syetetuba) no Cerrado. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, n. 1, p. 145-147, 2011.

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

SPEHAR, C.R. Utilização da quinoa para diversificar alimentos. In: Simpósio sobre ingredientes na alimentação animal, Uberlândia. **Anais...Uberlândia**, MG: Colégio Brasileiro de Nutrição Animal: UFU, 2002. 58p.

VANDERPLANK, J. **Passion flowers**. Massachusetts: MIT Press, 1996. 224p.

VEGA-GÁLVEZ, A.; DAGNINO-SUBIABRE, A.; TERREROS, G.; LÓPEZ, J.; MIRANDA, M.; DI SCALA, K. Mathematical modeling of convective air drying of quinoa-supplemented feed for laboratory rats. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v.54, n.1, p.161-171, 2011.

VIEIRA, J.V.; CRUZ, C.D.; NASCIMENTO, W.M.; MIRANDA, J.E.C. Seleção de progênies de meio-irmãos de cenoura baseada em características de sementes. **Horticultura Brasileira**, v.23, n.1, p. 44-47, 2005.

ANEXOS

Anexo A: Capítulo 4

Resumo da análise de variância para teor de água (TA), massa seca (MS), peso de mil (P1000), germinação (GE), índice de velocidade de germinação (IVG), massa seca de plântulas (MP), emergência de plântulas em areia (EA), índice de velocidade de emergência (IVE), comprimento do hipocótilo (CH), comprimento da radícula (CR) e emergência em campo (EC) de sementes de quinoa colhidas em diferentes dias após a antese (épocas) em dois períodos de cultivo, 2015 e 2016.

Fonte de Variação	GL	QM		GL	QM		GL	QM						
		TA	MS		P1000	GE		IVG	MP	EA	IVE	CH	CR	EC
Períodos (P)	1	312,8251**	30593,2671**	1	3,2550**	1	0,2077 ^{ns}	5752,1903**	1,5226**	590,9347**	5,6240 ^{ns}	23,8419**	126,3555**	1049,0320**
Época (E)	10	3430,2155**	342364,8107**	10	13,9868**	10	8020,7313**	328,7478**	1,1831**	474,9200**	38,7076**	0,9484**	17,9040**	1292,3347**
A x E	10	90,0046**	9040,1000**	10	0,4945**	10	2466,5204**	90,0522**	0,0835**	139,5523**	13,1909**	0,8543**	0,5195**	53,5778*
Erro	44			154		66								
Total	65			175		87								
CV (%)		4,61	2,67		3,24		9,5	10,68	8,37	5,94	12,93	8,10	5,23	17,89

^{ns}: Não significativo a 5% de probabilidade; *: Significativo a 1% de probabilidade e **: significativo a 5% de probabilidade, pelo teste F.
GL: Graus de liberdade; QM: Quadrado médio.

Anexo B: Capítulo 4

Resumo da análise de variância para variação entre verde e vermelho (a^*), variação entre amarelo e azul (b^*) e ângulo de Hue (h^o) das inflorescências de quinoa colhidas em diferentes dias após a antese (épocas) em dois períodos de cultivo, 2015 e 2016.

Fonte de variação	GL	Quadrados médios			
		a^*	b^*	L^*	h^o
Período (P)	1	15,2770 ^{**}	40,8334 ^{**}	69,4451 ^{**}	156,1922 ^{**}
Época (E)	10	202,8253 ^{**}	97,2739 ^{**}	544,9630 [*]	548,7457 ^{**}
A x E	10	8,3591 ^{**}	5,3465	13,6975 ^{ns}	68,7776 ^{**}
Erro	154				
Total	175				
CV (%)		110,52	10,89	9,13	6,35

^{ns} : Não significativo a 5% de probabilidade; ^{*} : Significativo a 1% de probabilidade e ^{**} : significativo a 5% de probabilidade, pelo teste F.

Anexo C: Capítulo 5

Medidas de dissimilaridade entre 62 progênies e BRS Syetetuba de quinoa em relação à germinação, massa seca de plântulas, comprimento do hipocótilo, comprimento da radícula, emergência de plântulas em areia, índice de velocidade de emergência,

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21
1		44,85	50,9	29,68	48,73	16,04	76,53	58,33	85,28	20,89	64,17	41,34	18,41	42,81	26,31	53,19	35,63	38,79	25,06	65,54	28,41
2			5,72	13,24	22,69	62,58	29,31	37,85	42,32	30,71	21,3	42,55	27,6	14,29	13,52	4,95	37,06	19,61	39,67	69,06	34,54
3				12,06	34,56	70,4	40,97	26,79	27,6	31,32	28,36	42,48	35,1	21,38	24,76	5,36	40,21	32,59	46,78	100,53	34,67
4					29,64	65,4	47,12	24,16	22,15	28,55	22,69	32,35	28,51	16,31	18,54	13,75	30,17	26,61	48,11	71,79	16,26
5						62,07	11,58	79,18	72,1	23,99	12,1	22,22	14,31	7,02	5,49	18,22	17,1	14,9	36,47	28,59	38,92
6							91,02	102,43	135,95	25,04	97,46	54,36	21,71	67,58	40,24	69,58	41,46	56,75	9,92	85,41	68,03
7								83,58	86,96	44,52	9,13	51,07	29,29	15,78	16,03	29,55	46,03	13,05	61,92	49,34	43,99
8									45,62	61,01	53,68	87,84	65,73	45,84	56,88	48,73	90,76	53,98	99,82	130,27	21,75
9										66,31	53,38	53,28	86,32	49,32	67,31	32,71	63,37	80,24	105,13	154,95	53,73
10											44,67	11,312	12,10	19,36	17,32	28,76	12,22	31,47	20,43	70,89	31,86
11												45,21	30,37	8,89	13,84	20,39	41,80	12,33	68,22	46,76	25,04
12													27,62	22,98	26,97	29,26	4,96	49,39	35,91	74,58	49,63
13														19,66	5,60	28,85	16,67	13,19	12,93	39,70	28,01
14															7,62	14,53	24,23	13,18	48,59	42,90	20,50
15																16,29	19,12	6,03	24,04	30,29	23,66
16																	25,51	28,64	38,52	76,07	42,75
17																		38,31	20,61	61,00	49,90
18																			42,04	35,78	19,58
19																				71,75	66,50
20																					67,84

emergência em campo e peso de mil sementes com base na Distância Generalizada de Mahalanobis (D^2_{ij}).

Continua...

Continuação Anexo C.

	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32	33	34	35	36	37	38	39	40	41	42	43
1	49,95	46,09	94,25	58,97	71,84	10,82	65,67	59,21	64,1	56,93	58,6	34,82	49,22	54,5	23,05	59,22	12,93	83,85	41,67	58,81	40,96	49,1
2	31,67	20,36	91,81	8,39	34,64	38,73	35,63	30,92	21,97	43,76	33	26,07	15,15	28,72	32,56	17,25	44,44	72,14	21,1	35,07	21,03	52,39
3	22,96	24,54	119,45	17,89	41,38	52,26	47,86	41,63	22,48	55,11	39,31	17,19	25,66	45,57	29,2	20,09	49,64	95,16	37,5	41,97	27,74	68,2
4	39,13	24,64	104,78	26,62	37,48	30,65	36,11	39,05	27,69	41,17	37,19	17,66	23,47	34,21	29,8	13,42	39,32	75,53	28,56	33,84	13,94	46,55
5	53,28	14,76	47,94	9,05	16,04	20,08	15,76	9,58	12,72	9,74	6,49	28,97	17,5	52,88	45,14	18,03	58,41	36,27	12,25	7,51	10,15	29,64
6	43,28	61,18	105,23	71,9	97,11	23,52	97,88	75,4	83,04	80,14	76,3	46,43	66,91	79,23	21,49	92,78	21,6	107,96	55,75	79,61	66,8	74,53
7	77,64	1,49	37,55	7,17	6,27	44,46	9,13	4,86	12,81	10,86	6,13	54,36	40,57	85,22	79,62	35,76	77,52	28,3	33,61	9,99	29,95	29,83
8	76,39	43,47	137,27	60,44	69,61	79,38	67,16	78,62	63,66	85,98	73,54	52,25	64,25	61,93	61,7	58,57	43,71	109,58	66,87	73,6	58,56	74,87
9	55,7	73,88	195,56	61,61	74,48	90,09	79,25	87,33	43,73	89,07	75,68	40,52	52,78	81,04	71,57	24,35	105,15	151,23	82,23	72,27	35,2	113,33
10	23,92	28,57	85,70	31,83	46,62	17,00	48,47	41,60	23,86	39,61	28,34	17,12	23,69	56,22	17,93	36,71	25,31	78,03	25,32	29,10	19,48	48,93
11	74,99	12,50	52,55	9,57	5,21	39,94	4,92	8,08	12,90	10,50	9,13	41,03	32,67	64,36	69,56	17,96	69,88	31,19	28,27	9,07	17,40	25,84
12	31,13	45,39	110,47	39,71	51,35	25,90	53,96	48,33	21,37	40,04	30,52	17,69	22,34	67,61	31,78	22,90	62,74	94,05	32,94	29,01	10,19	66,88
13	40,32	13,14	49,22	22,58	28,95	7,16	30,47	18,18	29,44	20,39	19,53	22,12	33,81	57,92	22,78	40,78	22,95	42,43	20,77	20,20	23,26	24,46
14	50,53	11,98	58,08	8,85	16,57	25,30	13,60	17,56	8,62	16,87	9,42	27,18	11,03	39,10	43,45	12,83	44,81	42,52	10,50	9,38	8,31	28,71
15	44,05	9,79	46,16	8,70	18,28	10,33	16,67	10,41	18,08	13,69	12,28	24,50	18,88	41,28	31,47	22,13	32,67	34,71	11,24	13,27	13,50	21,42
16	23,07	22,84	105,79	9,90	33,46	41,75	39,06	30,12	14,85	40,76	28,14	14,42	14,76	41,14	29,21	8,80	60,38	82,64	25,76	30,29	11,68	62,82
17	27,82	35,16	95,15	33,46	44,45	17,82	48,94	38,38	24,60	33,94	29,61	15,24	24,53	61,77	23,84	25,96	54,08	78,80	26,63	25,35	13,12	53,99
18	67,59	7,01	30,71	10,87	10,94	21,90	8,86	8,96	23,85	13,58	15,57	45,10	35,14	53,54	53,99	37,76	34,86	19,15	19,67	13,53	30,23	9,48
19	23,78	43,49	98,11	43,44	69,11	19,67	75,28	49,30	54,40	57,68	53,18	26,40	46,12	68,48	14,07	59,89	36,46	93,16	40,89	55,59	42,16	66,79
20	131,94	47,43	31,34	52,01	52,55	29,91	37,47	36,97	74,00	30,31	43,87	88,90	55,13	64,99	91,59	66,98	76,74	27,00	27,19	42,09	55,03	30,93

Continua...

Continuação Anexo C.

	44	45	46	47	48	49	50	51	52	53	54	55	56	57	58	59	60	61	62	63
1	96,07	113,65	94,43	58,74	40,75	43,45	60,42	63,59	67,73	41,51	50,07	71,4	59,18	74,23	57,53	63,62	96,74	37,38	18,94	23,25
2	31,76	39,61	57,63	15,4	17,74	38,27	27,13	27,59	35,48	16,19	10,17	32,26	13,88	38,11	20,2	14,75	31,6	12,7	39,49	44,03
3	19,63	20,29	39,01	23,2	26,47	66,13	21,81	17,69	55,5	12,62	4,48	46,45	4,89	61,62	30,82	16,37	21,73	18,64	45,1	55,57
4	40,31	46,54	53,56	18,18	19,77	46,7	31,52	31,55	35,41	20,42	8,68	39,83	13,44	46,06	28,8	13,06	28,33	21,85	21,63	33,52
5	46,07	69,04	102,38	9,72	3,35	22,56	37,86	56,11	44,35	22,38	23,77	15,08	28,76	44,12	5,12	17,36	65,96	12,52	20,68	39,29
6	111,01	137,02	105,47	87,12	59,08	63,16	63,66	70,41	113,73	50,15	73,12	100,12	81,78	104,56	72,01	98,42	134,48	49,54	45,71	33,98
7	49,55	71,96	138,36	11,72	12,88	38,43	62,27	83,53	63,03	35,03	36,17	7,81	39,03	68,6	16,74	24,22	84,34	21,46	43,85	83,44
8	64,58	57,82	87,97	54,47	68,07	93,29	80,09	59,31	67,44	36,64	34,6	67,24	30,91	77,12	68,32	49,31	57,6	43,19	56,85	94,67
9	32,19	27,94	42,85	51,18	52,97	119,85	53,58	38,11	81,86	60,37	20,99	88,65	25,3	98,3	69,27	23,23	9,9	71,34	63,63	87,12
10	39,85	64,58	72,66	41,21	19,29	53,44	41,96	31,14	82,90	21,98	23,82	53,71	29,09	65,89	24,97	37,10	66,78	24,49	12,51	36,43
11	45,01	58,60	113,92	1,87	10,19	34,72	51,74	70,69	37,50	27,38	21,53	5,26	24,05	52,16	14,93	9,33	57,25	17,39	31,54	66,92
12	36,45	61,32	66,89	41,41	16,99	64,77	38,43	33,74	84,88	37,43	24,45	62,46	32,22	73,21	26,40	28,65	53,11	40,37	16,10	36,07
13	63,16	86,84	97,07	25,47	14,07	27,73	37,13	55,11	63,13	16,28	30,89	31,92	36,05	63,03	21,64	39,28	88,26	12,12	16,09	27,21
14	32,40	50,94	90,83	9,08	6,03	29,38	45,19	43,41	37,59	18,00	13,24	14,15	16,51	32,23	4,89	9,07	46,86	11,01	14,34	47,75
15	51,13	71,23	92,65	10,34	4,90	15,92	34,94	50,47	37,32	16,17	20,94	16,47	26,74	40,96	10,83	20,26	65,29	6,87	15,68	29,04
16	19,74	25,86	42,70	14,03	13,97	50,13	13,46	19,46	45,37	13,68	4,00	37,21	6,82	51,12	18,11	8,98	21,51	15,20	39,02	41,64
17	44,11	72,42	67,12	33,93	13,21	52,58	27,71	35,58	80,35	30,10	24,45	55,90	33,02	68,84	22,14	30,99	61,67	33,24	18,16	22,88
18	62,25	87,14	124,57	10,83	12,52	20,82	58,06	73,05	46,08	24,86	31,41	9,31	36,63	46,30	16,65	27,59	84,40	13,52	25,89	53,10
19	77,10	100,38	75,31	56,04	34,27	51,46	29,19	48,10	93,12	32,59	46,57	76,26	55,00	90,04	47,22	65,62	97,20	33,34	42,08	21,54
20	141,35	173,27	197,82	43,78	40,48	7,80	101,04	136,01	41,32	70,39	87,94	33,09	97,02	44,83	37,95	70,68	148,95	43,13	43,68	51,49

Continua....

Continuação Anexo C.

21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32	33	34	35	36	37	38	39	40	41	42	43
21	75,00	20,84	67,58	38,25	29,39	30,62	24,06	35,34	35,54	31,43	31,59	41,58	47,85	61,90	54,85	41,91	27,32	47,71	39,06	28,51	31,88	22,82
22		57,94	165,91	47,18	84,77	54,77	97,35	75,58	44,09	87,79	67,37	14,47	38,64	69,56	13,03	44,19	59,11	148,67	57,52	70,92	37,13	110,48
23			42,58	12,13	11,61	30,58	14,15	11,17	20,86	16,74	12,93	30,83	34,98	56,86	43,38	35,24	36,15	29,25	20,38	11,67	25,96	18,12
24				58,29	38,19	56,63	29,55	31,98	77,05	29,01	40,71	123,50	97,88	123,75	132,90	111,30	82,71	6,26	57,34	39,70	90,74	17,72
25					14,25	36,93	16,99	11,43	10,24	21,38	12,97	34,34	19,81	50,18	50,01	20,00	58,32	44,33	19,19	15,47	19,44	36,54
26						43,11	3,29	5,07	14,72	6,56	7,36	51,29	49,42	89,61	80,99	35,70	72,76	21,09	37,91	5,15	29,36	18,15
27							37,48	30,54	42,00	25,59	30,72	33,01	34,18	52,76	30,78	42,00	27,19	48,27	22,26	29,49	24,71	27,62
28								7,72	20,39	5,80	9,42	59,51	44,45	76,21	85,73	35,39	67,12	13,63	30,45	6,74	29,76	11,65
29									19,32	4,41	6,01	44,46	45,47	83,30	66,93	35,79	65,49	20,63	32,35	8,50	26,45	19,92
30										20,85	9,02	28,21	23,64	72,95	55,32	16,20	70,31	59,59	31,43	10,05	11,84	45,82
31											4,90	48,56	46,77	87,98	74,03	36,49	68,03	16,91	32,09	4,35	23,82	14,96
32												36,49	34,31	81,41	62,16	28,31	64,35	30,70	27,83	3,20	16,50	26,24
33													30,14	60,80	10,84	22,79	48,25	102,26	38,94	38,86	13,09	72,06
34														19,43	35,26	13,09	54,69	81,69	8,98	34,18	13,80	61,81
35															47,14	43,09	49,98	103,76	19,32	76,48	49,53	77,82
36																27,46	30,74	42,87	38,46	63,99	33,69	82,48
37																	78,62	82,69	27,36	28,19	4,87	64,18
38																		77,58	38,56	62,60	59,92	43,94
39																			46,52	25,36	69,35	7,11
40																				24,47	22,18	32,97
41																					17,75	18,47
42																						50,21

Continua...

Continuação Anexo C.

	44	45	46	47	48	49	50	51	52	53	54	55	56	57	58	59	60	61	62	63
22	31,96	41,08	20,82	63,40	44,19	97,46	16,56	8,99	108,59	30,29	23,87	99,50	28,22	100,86	54,51	49,70	43,29	44,70	57,89	45,17
23	48,05	66,38	106,82	10,57	15,98	35,01	44,99	58,71	53,78	9,35	21,77	12,23	21,42	52,01	12,88	25,78	74,99	6,73	27,34	55,82
24	151,24	193,74	264,70	57,06	57,85	38,67	146,90	179,19	97,14	83,47	112,26	27,23	116,82	91,11	54,14	95,96	202,25	56,72	66,18	117,16
25	32,42	49,41	91,22	7,01	8,40	32,40	36,55	47,76	45,23	19,10	16,91	13,99	20,18	45,53	9,51	13,30	51,89	10,95	37,79	57,48
26	52,25	75,74	139,21	7,90	13,64	44,94	65,05	87,62	65,42	33,95	32,92	6,24	35,60	72,69	19,33	21,55	83,70	25,27	36,48	82,21
27	85,06	112,32	109,77	35,19	17,84	20,67	52,40	68,62	54,81	36,23	43,82	42,19	54,04	57,18	30,70	45,61	95,96	26,01	10,02	17,56
28	64,93	89,73	153,07	8,74	14,52	31,52	77,61	96,10	49,56	39,94	38,76	2,39	42,86	55,77	18,26	22,91	88,72	25,48	30,09	78,00
29	62,42	82,51	134,04	8,77	11,11	29,35	52,31	86,26	55,31	28,72	36,16	7,23	39,51	71,30	19,31	26,94	90,49	16,38	35,05	63,68
30	15,90	35,65	85,40	14,10	7,55	58,19	42,40	42,74	70,66	26,00	12,82	24,48	16,01	66,66	13,03	8,68	43,44	24,28	28,87	69,70
31	70,02	96,18	148,71	13,18	10,87	30,38	66,07	95,86	59,31	38,16	42,17	9,25	47,12	70,65	19,50	28,83	98,57	24,84	23,84	63,20
32	44,67	65,97	124,28	12,49	8,35	38,52	54,39	71,98	62,46	25,82	28,69	10,73	30,61	67,54	12,51	20,84	78,26	16,83	23,59	67,12
33	32,24	37,08	34,54	34,14	24,44	68,27	10,58	18,47	71,91	12,04	11,16	61,72	12,75	80,60	33,58	27,77	38,62	22,34	28,52	29,84
34	35,35	53,56	66,65	27,12	17,36	36,40	40,05	26,61	38,36	28,77	17,97	42,58	23,94	21,22	11,94	18,19	35,51	23,05	27,26	36,42
35	85,09	99,76	86,17	53,34	53,10	39,74	67,88	49,12	29,81	49,33	45,53	69,99	52,47	9,30	40,40	51,06	60,66	41,59	52,33	39,07
36	58,90	68,35	38,99	57,63	42,10	66,15	20,49	20,83	80,37	19,42	28,99	85,31	32,52	75,99	47,24	55,55	62,82	29,20	37,26	19,70
37	28,71	36,11	57,61	14,69	13,03	48,72	28,76	33,35	35,08	30,62	9,79	37,18	15,16	45,36	19,63	3,46	18,78	27,46	30,74	42,87
38	94,97	116,70	111,90	64,54	53,64	52,13	77,91	65,81	80,92	34,50	54,25	68,51	58,35	65,66	54,93	75,41	111,68	33,86	30,70	47,35
39	126,50	163,88	228,54	34,31	41,38	32,00	122,31	155,00	73,46	68,62	85,87	13,91	91,04	73,98	40,59	67,65	162,45	46,35	52,25	98,88
40	58,94	85,51	101,68	22,39	16,78	17,46	51,80	49,41	34,75	24,97	29,48	27,11	34,94	13,74	6,58	29,11	68,69	15,44	21,45	32,34
41	45,40	73,91	125,86	10,59	7,22	39,61	57,96	72,06	65,17	28,65	27,79	10,86	31,42	60,53	9,48	19,37	78,14	22,01	20,27	63,86
42	30,87	42,73	63,88	15,42	7,10	42,02	26,83	34,00	43,55	21,79	10,60	32,91	15,37	51,69	15,04	8,32	34,00	19,36	15,17	33,54
43	100,36	135,97	179,34	26,71	28,45	28,55	97,09	115,63	64,95	48,39	60,13	15,87	66,40	60,23	31,19	51,29	129,13	34,20	28,06	70,22

Continua...

Continuação Anexo C.

	44	45	46	47	48	49	50	51	52	53	54	55	56	57	58	59	60	61	62	BRS Syetetuba
44	11,04	50,52	42,85	36,71	112,95	42,52	21,12	107,89	35,73	13,12	68,43	12,80	91,90	36,74	22,14	23,85	48,52	62,15	97,20	
45		40,71	57,58	59,99	136,13	42,73	27,41	107,00	42,45	20,44	88,84	15,73	116,13	63,26	32,71	17,84	57,25	87,34	114,54	
46			98,48	88,33	153,64	28,43	14,86	126,01	63,07	40,35	154,85	43,35	130,90	99,53	69,80	27,68	86,90	103,74	71,67	
47				7,84	30,65	39,25	59,89	34,29	22,18	17,01	8,45	20,56	45,53	11,73	8,29	51,26	14,42	31,50	53,03	
48					28,81	34,81	47,81	47,48	23,87	16,45	18,11	23,52	48,61	8,40	10,48	52,89	16,61	16,50	37,79	
49						75,93	101,66	22,90	50,68	62,90	26,34	71,95	30,92	30,48	51,44	112,13	26,01	36,16	37,52	
50							24,17	75,20	22,41	20,35	75,36	23,06	92,48	45,42	36,44	39,98	31,95	60,75	33,57	
51								93,57	30,04	15,83	96,76	18,02	75,57	47,11	38,94	21,88	46,09	58,16	53,51	
52									58,36	55,39	41,45	60,93	27,72	47,87	41,44	72,19	37,01	56,73	53,14	
53										12,66	35,67	10,04	59,24	20,37	28,28	53,55	5,51	32,59	44,11	
54											40,60	1,63	55,42	19,78	7,62	17,79	19,45	31,10	47,89	
55												42,60	49,42	16,86	25,80	90,81	19,41	37,56	79,35	
56														62,10	23,14	11,86	20,83	19,01	38,01	59,03
57															29,49	48,54	78,96	44,03	51,15	58,93
58																16,40	58,88	14,42	23,65	48,61
59																	22,53	25,44	31,35	57,73
60																		63,21	74,91	80,61
61																			27,47	40,89
62																				33,76
BRS Syetetuba																				