

UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL
FACULDADE DE AGRONOMIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM FITOTECNIA

SUBSTRATOS ORGÂNICOS: CARACTERIZAÇÃO, PRODUÇÃO DE MUDAS E
DESENVOLVIMENTO À CAMPO DE ALFACE E BETERRABA E INFLUÊNCIA
NA ATIVIDADE ENZIMÁTICA

Maristela Watthier
Engenheira Agrônoma/UFPel

Dissertação apresentada como um dos requisitos
à obtenção do Grau de Mestre em Fitotecnia
Ênfase Horticultura

Porto Alegre (RS), Brasil
Fevereiro de 2014

CIP - Catalogação na Publicação

Watthier, Maristela

Substratos orgânicos: Caracterização, produção de mudas e desenvolvimento a campo de alface e beterraba e influência na atividade enzimática / Maristela Watthier. -- 2014.
125 f.

Orientador: Magnólia Aparecida Silva da Silva.
Coorientador: Jose Ernani Schwengber.

Dissertação (Mestrado) -- Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Faculdade de Agronomia, Programa de Pós-Graduação em Fitotecnia, Porto Alegre, BR-RS, 2014.

1. Hortaliças orgânicas. 2. Composto de tungue, casca de arroz carbonizada, húmus de minhoca. 3. enzimas de resistência. I. Silva, Magnólia Aparecida Silva da, orient. II. Schwengber, Jose Ernani, coorient. III. Título.

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

MARISTELA WATTHIER
Engenheira Agrônoma - UFPel

DISSERTAÇÃO

Submetida como parte dos requisitos
para obtenção do Grau de

MESTRE EM FITOTECNIA

Programa de Pós-Graduação em Fitotecnia
Faculdade de Agronomia
Universidade Federal do Rio Grande do Sul
Porto Alegre (RS), Brasil

Aprovado em: 21.02.2014
Pela Banca Examinadora

Homologado em: 08.07.2014
Por

MAGNÓLIA APARECIDA SILVA DA SILVA
Orientadora - PPG Fitotecnia

GILMAR ARDUINO BETTIO MARODIN
Coordenador do Programa de
Pós-Graduação em Fitotecnia

JOSÉ ERNANI SCHWENGBER
Coorientador - EMBRAPA Clima Temperado/RS

INGRID BERGMAN INCHAUSTI DE BARROS
PPG Fitotecnia/UFRGS

MARIA HELENA FERMINO
FEPAGRO/RS

ÂNGELA DINIZ CAMPOS
EMBRAPA Clima Temperado
Pelotas/RS

PEDRO ALBERTO SELBACH
Diretor da Faculdade de
Agronomia

*“Aprender é a única coisa que a mente nunca se cansa, nunca tem medo e nunca se arrepende”
(Leonardo da Vinci)*

*“Quando não souberes para onde ir, olha para trás e saberás pelo menos de onde vens”
(Provérbio africano).*

AGRADECIMENTOS

Se você está lendo esta página é porque eu consegui. E ao final desta etapa, feita por momentos felizes e de outros nem tanto, contei com o apoio de muitas pessoas que ajudaram a alcançar essa vitória, e por isso merecem meus agradecimentos, meu respeito e minha admiração...

À Deus, por me guiar e abençoar com suas graças todos os dias da minha vida.

A Meus Pais, Julio e Noelia Watthier pela compreensão, confiança e amor. Obrigada pelos esforços destinados à minha formação.

As minhas irmãs, Marisa, Lenir e Ivanir, agradeço por tudo que passamos juntas, pela confiança, ajuda e incentivo. E é claro aos seus respectivos amores: Cleider, Juca e Cristian. Essa conquista também é de vocês.

Meu profundo agradecimento ao grande amor da minha vida, Alexandre. O tempo todo ao meu lado, incondicionalmente. Nos momentos de alegria e também nos de tristeza, sempre me fazendo acreditar que chegaria ao final desta etapa. Obrigada pelo carinho, paciência e incentivo. Te amo!

A Prof^aDr^aMagnólia pela confiança depositada e pelos ensinamentos prestados.

Ao pesquisador Dr. José Ernani Schwengber, não tenho palavras para agradecer o quanto me ajudaste nestes anos de convívio. Obrigada pelas belas demonstrações de sabedoria e humildade.

A Embrapa Clima Temperado, pelo apoio técnico, estrutural e financeiro. Em especial, a Estação Experimental Cascata, que abriu todas as portas para execução deste trabalho, meu agradecimento a toda equipe de funcionários, que sempre estiveram ao meu lado e com certeza a relação de amizade será eterna.

Aos funcionários de campo da Estação Experimental Cascata/Embrapa, Everton, Antonio, Bebeto, Alexandre, Rudi, Paulão, Joãozinho, Selmar, Delmar e Seu Darci, que foram meu braço direito e esquerdo e, com certeza tiveram grande contribuição para execução deste trabalho.

A Dr. Ângela Campos Diniz, funcionários e estagiários do Laboratório de Fisiologia Vegetal, Fabiane, Rene, Juline e Ivan, muito obrigada pelo aprendizado, amizade e momentos agradáveis que levarei comigo sempre.

Aos estagiários que me ajudaram de forma incansável na realização deste trabalho, Fabrícia, Andréia, Tiago, Carol, Roger e Thobias, as intermináveis avaliações foram mais divertidas e agradáveis ao lado de vocês;

Ao PPG Fitotecnia/UFRGS pela oportunidade de realizar essa etapa. Ao Dpto de Horticultura e Silvicultura/UFRGS, obrigada pela receptividade e ensinamentos prestados por todos os professores.

Aos amigos da 'salinha' como é bom ter a amizade de vocês, obrigada pelo carinho e por alegrarem minha vida. Em especial a Amanda, que é minha irmã de coração, contigo aprendi o valor de uma amizade verdadeira.

A empresa Beifiur pela doação do substrato comercial utilizado neste trabalho.

Ao CNPq pela concessão da bolsa de estudos e a Fapesc/SC pelo apoio financeiro.

A todas as pessoas que não foram mencionadas, mas que contribuíram de alguma forma na realização deste trabalho, muito obrigada!

SUBSTRATOS ORGÂNICOS: CARACTERIZAÇÃO, PRODUÇÃO DE MUDAS E DESENVOLVIMENTO A CAMPO DE ALFACE E BETERRABA E INFLUÊNCIA NA ATIVIDADE ENZIMÁTICA¹

Autora: Maristela Watthier

Orientadora: Magnólia Aparecida Silva da Silva

Coorientador: José Ernani Schwengber

RESUMO

O aumento na produção de hortaliças orgânicas se deve principalmente a adequação do sistema de produção orgânico às características de pequenas propriedades com gestão familiar, priorizando a redução de insumos externos a propriedade. Um dos fatores essenciais no cultivo de hortaliças é a produção de mudas, sendo o substrato de semeadura o insumo essencial para obtenção de mudas de qualidade, das quais se espera obter plantas com alto valor produtivo. Neste sentido, o objetivo do presente trabalho foi verificar a eficiência de substratos formulados a base de casca de arroz carbonizada (CAC), composto de tungue (CT) e húmus de minhoca (H) na produção e indução de resistência a doenças em mudas de alface e beterraba, bem como seu desempenho a campo em diferentes épocas do ano em sistema orgânico de produção. Primeiramente, avaliaram-se as características químicas e físicas dos substratos formulados, através das análises de laboratório, nas duas épocas de cultivo. Em seguida, foi avaliada a eficiência dos substratos formulados a base de composto de tungue na produção e desenvolvimento das mudas de alface, no período de verão. No período de outono foi avaliadas a eficiência dos substratos a base de CT+H+CAC e também a base de H+CAC na produção de mudas e desempenho no campo de alface e beterraba. Também foi conduzido um estudo sobre a influência dos substratos orgânicos na ativação de enzimas peroxidase, polifenoloxidase e β 1,3 glucanase. O composto de tungue e húmus de minhoca misturados com CAC utilizados como substrato na produção de mudas de alface e beterraba mostrou-se superiores ao substrato comercial. Os substratos utilizados na produção das mudas de alface e beterraba interferiram na qualidade da muda produzida e na capacidade produtiva das plantas obtidas a partir destas mudas. Características físicas e químicas do substrato prejudicam o desenvolvimento das mudas e aumentam a atividade das enzimas peroxidase e polifenoloxidase. O uso do composto de tungue e húmus de minhoca pode ser utilizado como substrato orgânico.

¹Dissertação de Mestrado em Fitotecnia, Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, RS, Brasil. (125p.) Fevereiro de 2014.

ORGANIC SUBSTRATES: CHARACTERIZATION, SEEDLING PRODUCTION AND FIELD PRODUCTION OF LETTUCE AND BEETS AND INFLUENCES ON ENZYMATIC ACTIVITY¹

Author: Maristela Watthier

Adviser: Magnólia Aparecida Silva da Silva

Co-adviser: José Ernani Schwengber

ABSTRACT

The increase in the production of organic vegetables is mainly due to adequacy of the organic production system to the characteristics of small properties with family management, prioritizing the reduction of inputs from outside the farm. One of the key factors in growing vegetables is the production of seedlings, being the substrate for sowing the essential ingredient for obtaining quality seedlings, which are expected to obtain plants with high production value. In this sense, the aim of this work was to verify the efficiency of substrates formulated based on carbonized rice husk (CRH), tung compound (TC) and earthworm humus (H) in the production and induction of disease resistance in seedlings of lettuce and beets, as well as their performance in the field in different seasons in an organic production system. First, the chemical and physical characteristics of the substrates formulated were evaluated through laboratory analysis in two growing seasons. Then, the efficiency of substrates formulated based on tung compound in the production and development of lettuce in the summer period was evaluated. During the autumn, the efficiency of substrates based on tung compound and CRH was also evaluated, as well as the substrates based on earthworm humus and CRH. The seedling production and field performance of lettuce and beets were evaluated. A study about the influence of organic substrates in the activation of peroxidase, polyphenol oxidase and β 1,3 glucanase was also conducted. The tung compound and earthworm humus mixed with carbonized rice husk used as a substrate in the production of lettuce and beets proved superior to commercial substrate. The substrates used in the production of lettuce and beets interfered in the quality of the seedling produced and productive capacity of the plants obtained from these seedlings. Physical and chemical characteristics of the substrate harm the development of seedlings and increase the activity of peroxidase and polyphenol in lettuce and beets seedlings. The use of tung compound and earthworm humus can be used as organic substrate.

¹Master of Science dissertation in Agronomy, Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, RS, Brazil. (125p.) February, 2014

SUMÁRIO

	Página
1. INTRODUÇÃO.....	1
2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	4
2.1 Agricultura orgânica.....	4
2.2 Produção orgânica de hortaliças.....	6
2.2.1 Cultura da alface.....	6
2.2.2 Cultura da beterraba.....	8
2.3 Produção de mudas de hortaliças.....	9
2.4 Substratos.....	12
2.4.1 Características físicas, químicas e biológicas em substratos para produção de hortaliças.....	16
2.4.1.1 Características físicas.....	16
2.4.1.2 Características químicas.....	19
2.4.1.3 Características biológicas.....	21
2.4.1.3.1 Indução de resistência a doenças em hortaliças..	21
3. MATERIAL E MÉTODOS.....	24
3.1 Obtenção, composição e avaliação dos substratos a base de composto de tungue (CT), húmus de minhoca (H) e casca de arroz carbonizada (CAC).....	25
3.1.1 Obtenção do composto de tungue (CT).....	25
3.1.2 Obtenção do húmus de minhoca (H).....	25
3.1.3 Substratos formulados.....	26
3.2 Estudo 1. Avaliação das características químicas e físicas dos substratos formulados a partir de composto de tungue, húmus de minhoca e casca de arroz carbonizada nos períodos de verão e outono/inverno.....	26
3.3 Estudo 2. Produção de mudas de alface em substratos a base de composto de tungue (CT) + casca de arroz carbonizada (CAC) + húmus (H) e desenvolvimento das plantas a campo no período de verão.....	27

	Página
3.3.1 Experimento I: Produção de mudas de alface em substratos a base de CT+CAC+H no Período de verão.....	27
3.3.2 Experimento II. Desenvolvimento a campo de alface em função do substrato de semeadura, no período de verão.....	29
3.4 Estudo 3: Produção de mudas de alface e beterraba em diferentes substratos a base de composto de tungue (CT), húmus de minhoca (H) e casca de arroz carbonizada (CAC), no período de outono/inverno.....	30
3.4.1 Experimento III. Produção de mudas de alface em diferentes substratos a base de CT+CAC+H e H+CAC, no período de outono/inverno.....	30
3.4.2 Experimento IV. Produção de mudas de beterraba em diferentes substratos a base de CT+H+CAC e H+CAC, no período de outono/inverno.....	31
3.5 Estudo 4: Desenvolvimento a campo de alface e beterraba a partir de mudas produzidas em diferentes substratos a base de composto de tungue (CT), húmus (H) e casca de arroz carbonizada (CAC), no período de outono/inverno.....	31
3.5.1 Experimento V: Desenvolvimento a campo de alface em função do substrato de semeadura, no outono/inverno.....	32
3.5.2 Experimento VI: Desenvolvimento a campo de beterraba em função do substrato de semeadura, no outono/inverno.....	32
3.6 Estudo 5: Influência dos substratos orgânicos na atividade de enzimas peroxidase, polifenoloxidase e β -1,3 glucanase sua relação com o desenvolvimento das mudas de alface e beterraba.....	33
3.6.1 Determinação da Peroxidase e Polifenoloxidase.....	33
3.6.2 Determinação da β 1,3 glucanase.....	34
3.6.3 Determinação da atividade específica.....	35
3.7 Análises estatísticas.....	35
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	36
4.1 Estudo 1: Avaliação das características químicas e físicas dos substratos formulados a base de composto de tungue, húmus de minhoca e casca de arroz carbonizada.....	36
4.1.1 Características químicas.....	36
4.1.2 Características físicas.....	40
4.1.2.1 Substratos a base de composto de tungue e casca de arroz carbonizada.....	40
4.1.2.2 Substratos a base de húmus de minhoca e casca de arroz carbonizada.....	44

4.2 Estudo 2: Produção de mudas de alface em substratos a base de CT+H+CAC e desenvolvimento das plantas a campo no período de verão.....	48
4.2.1 Experimento I. Produção de mudas de alface em substratos a base de CT+H+CAC no período de verão.....	48
4.2.2 Experimento II. Desenvolvimento a campo de alface em função do substrato de semeadura, no período de verão.....	52
4.3 Estudo 3: Produção de mudas de alface e beterraba em diferentes formulações de substratos a base de composto de tungue (CT), húmus de minhoca (H) e casca de arroz carbonizada (CAC) no período de outono/inverno.....	59
4.3.1 Experimento III: Produção de mudas de alface em diferentes substratos a base de CT+H+CAC e H+CAC, no outono/inverno....	59
4.3.2 Experimento IV: Produção de mudas de beterraba em diferentes substratos a base de CT+H+CAC e H+CAC, no outono/inverno....	69
4.4 Estudo 4: Desenvolvimento a campo de alface e beterraba em função do substrato de semeadura no outono/inverno.....	79
4.4.1 Dados climatológicos durante o desenvolvimento de alface.....	79
4.4.2 Dados climatológicos durante o desenvolvimento de beterraba.....	81
4.4.3 Experimento V. Desenvolvimento a campo de alface em função do substrato de semeadura no período de outono/inverno.....	82
4.4.4 Experimento VI. Desenvolvimento a campo de beterraba em função do substrato de semeadura no período de outono/inverno.	85
4.5 Estudo 5. Influência de substratos orgânicos na atividade de enzimas peroxidase, polifenoloxidase e β 1,3 glucanase e sua relação com o desenvolvimento das mudas de alface e beterraba.....	90
4.5.1 Experimento VII. Atividade específica de enzimas peroxidases, polifenoloxidase e β 1,3 glucanase em mudas de alface em diferentes substratos de semeadura.....	90
4.5.2 Experimento VIII. Atividade específica de enzimas peroxidases, polifenoloxidase e β 1,3 glucanase em mudas de beterraba em função do substrato de semeadura.....	97
5. CONCLUSÕES.....	103
6. CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	104
7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	105

RELAÇÃO DE TABELAS

	Página
1. Características químicas, representadas pelo pH em H ₂ O e Condutividade Elétrica (CE) de substratos orgânicos a base de composto de tungue - CT (A) e húmus de minhoca - H (B) utilizados no cultivo de alface e beterraba em diferentes épocas do ano. Porto Alegre/RS, 2013.....	29
2. Características químicas referentes aos teores de nutrientes presentes nos substratos a base de composto de tungue. Porto Alegre/RS, 2014.....	39
3. Características químicas referentes aos teores de nutrientes presentes nos substratos a base de húmus de minhoca. Porto Alegre/RS, 2014.....	40
4. Densidade seca (DS), porosidade total (PT), espaço de aeração (EA), água facilmente disponível (AFD) e água remanescente (AR) em substratos a base de composto de tungue, utilizados no cultivo de verão e outono. UFRGS. Porto Alegre/RS, 2013.....	41
5. Densidade seca (DS), porosidade total (PT), espaço de aeração (EA), água facilmente disponível (AFD) e água remanescente (AR) em substratos a base de húmus de minhoca, utilizados no cultivo de outono. UFRGS. Porto Alegre/RS, 2013.....	46
6. Porcentagem de emergência (%E), estabilidade do torrão (ET), número de folhas (NF), comprimento da parte aérea (CPA), diâmetro de colo, massa fresca e seca da parte aérea (MFPA e MSPA), massa fresca e seca das raízes (MFSR e MSSR), comprimento do sistema radicular (CSR) e área foliar (AF) de mudas de alface produzidas em diferentes substratos a base de composto de tungue, no período de verão (2012/2013), em sistema orgânico de produção. Porto Alegre/RS, 2013.....	49

7. Número, comprimento e largura de folhas (NF, CF e LF), área foliar, massa seca da parte aérea (MSPA) e produtividade final de alface cultivada em sistemas orgânicos de produção oriunda de formulações de substratos a base de composto de tungue, no período de verão (2012/2013). Porto Alegre/RS, 2013..... 57
8. Percentual de emergência (%E), estabilidade do torrão (ET), número de folhas (NF), comprimento da parte aérea e do sistema radicular (CPA e CSR), diâmetro de colo, massa fresca e seca da parte aérea (MFPA e MSPA), massa fresca e seca das raízes (MFSR e MSSR) e área foliar (AF) e relação parte aérea/raiz (PA/SR) de mudas de alface produzidas em diferentes substratos a base de CT+H+CAC no cultivo de outono, em sistema orgânico de produção. Porto Alegre/RS, 2013..... 60
9. Percentual de emergência (%E), estabilidade do torrão (ET), número de folhas (NF), comprimento da parte aérea e do sistema radicular (CPA e CSR), diâmetro de colo, massa fresca e seca da parte aérea (MFPA e MSPA), massa fresca e seca do sistema radicular (MFSR e MSSR), área foliar (AF) e relação parte aérea/raiz (PA/R) de mudas de alface produzidas em substrato à base de H+CAC no cultivo de outono, em sistema orgânico de produção. Porto Alegre/RS, 2013..... 61
10. Percentagem de emergência (%E), estabilidade do torrão (ET), número de folhas (NF), comprimento da parte aérea e do sistema radicular (CPA e CSR), diâmetro de colo, massa fresca e seca da parte aérea (MFPA e MSPA), massa fresca e seca do sistema radicular (MFSR e MSSR), área foliar e relação parte aérea/raiz (PA/SR) de mudas de beterraba produzidas em substrato comercial e a base de CT+H+CAC no outono, em sistema orgânico de produção. Porto Alegre/RS, 2013..... 72
11. Percentagem de emergência (%E), estabilidade do torrão (ET), número de folhas (NF), comprimento da parte aérea e do sistema radicular (CPA e CSR), diâmetro de colo, massa fresca e seca da parte aérea (MFPA e MSPA), massa fresca e seca do sistema radicular (MFSR e MSSR), área foliar (AF) e relação parte aérea/raiz (PA/SR) de mudas de beterraba produzidas em substrato comercial e a base de H+CAC (v:v) no outono, em sistema orgânico de produção. Porto Alegre/RS, 2013..... 77

12. Dados fitotécnicos de alface produzida em sistema orgânico de produção, oriundas de substratos a base de CT+H+CAC (v:v). Porto Alegre/RS, 2013.....	82
13. Dados fitotécnicos de alface produzidas em sistema orgânico de produção, oriundas de substratos a base de H+CAC (v:v). Porto Alegre/RS, 2013.....	84
14. Número de folhas (NF), altura, massa fresca e seca da parte aérea (MFPA e MSPA), diâmetro de raiz, massa seca de raiz (MSR) e produtividade de beterraba produzida em sistema orgânico de produção, a partir de mudas produzidas em substratos a base CT+H+CAC. Porto Alegre/RS, 2013.....	87
15. Número de folhas (NF), altura, massa fresca e seca da parte aérea (MFPA e MSPA), diâmetro de raiz, massa seca de raiz (MSR) e produtividade de beterraba produzida em sistema orgânico de produção, a partir de mudas produzidas em substratos a base H+CAC. Porto Alegre/RS, 2013.....	88
16. Coeficientes de correlação entre variáveis de rendimento (diâmetro de raiz e produtividade) de beterraba e número de folhas (NF), massa seca da parte aérea (MSPA) e área foliar das mudas obtidas com diferentes substratos a base de CT+H+CAC. Porto Alegre/RS, 2013.....	89
17. Atividade específica de peroxidase (PO), polifenoloxidase (PFO) e β 1,3 glucanase em mudas de alface produzidas em substratos à base de composto de tungue e casca de arroz carbonizada (CAC) (v:v:) (A) e húmus de minhoca e CAC (v:v) (B), em sistema orgânico de produção. Embrapa Clima Temperado. Porto Alegre/RS. 2013.....	91
18. Atividade Específica (AE) de peroxidase (PO), polifenoloxidase (PFO) e β 1,3 glucanase em mudas de beterraba produzidas em substratos à base de composto de tungue (CT) e casca de arroz carbonizada(CAC) (A) e húmus de minhoca e CAC (B), em sistema orgânico de produção. Embrapa Clima Temperado. Porto Alegre/RS. 2013.....	97

19. Correlações entre a atividade específica (AE) de peroxidase (PO), polifenoloxidase(PFO) e β 1,3 glucanase (Beta) com as características do substrato (pH e condutividade elétrica, água facilmente disponível e espaço de aeração) e das mudas de beterraba (massa seca, comprimento da parte aérea e área foliar). Embrapa Clima Temperado. Porto Alegre/RS, 2013..... 100

RELAÇÃO DE FIGURAS

	Página
1. Notas atribuídas à estrutura do torrão formado pelos substratos formulados em estudo. Porto Alegre/RS, 2013.....	29
2. pH e condutividade elétrica (CE) em substratos a base de composto de tungue, no cultivo de verão (A) e no outono (B) e em base de húmus de minhoca no cultivo de outono (C). UFRGS. Porto Alegre/RS, 2013.....	37
3. Características dos substratos a base de composto de tungue referente à porosidade total (PT), espaço de aeração (EA), água facilmente disponível (AFD) e água remanescente (AR), no cultivo de verão (A) e outono (B). Porto Alegre/RS, 2013. Equações de regressão: Verão: $PT = -0,174x + 84,83$ $R^2 = 0,95$; $EA = -0,585x + 67,43$ $R^2 = 0,98$; $AFD = 0,227x + 3,678$ $R^2 = 0,95$; $AR = 0,186x + 13,06$ $R^2 = 0,94$. Outono: $PT = -0,101x + 78,21$ $R^2 = 0,73$; $EA = -0,355x + 42,33$ $R^2 = 0,84$; $AFD = 0,116x + 19,09$ $R^2 = 0,73$; $AR = 0,137x + 16,42$ $R^2 = 0,89$	44
4. Ilustração do formato esférico das partículas de húmus de minhoca. Foto: Maristela Watthier. Porto Alegre/RS, 2013.	46
5. Características dos substratos a base de húmus de minhoca referente a porosidade total (PT), espaço de aeração (EA), água facilmente disponível (AFD) e água remanescente (AR). Porto Alegre/RS, 2013. Equações de regressão: $PT = 0,004x^2 - 0,268x + 74,88$ $R^2 = 0,69$; $EA = 0,008x^2 - 0,987x + 50,57$ $R^2 = 0,85$; $AFD = -0,002x^2 + 0,229x + 13,95$ $R^2 = 0,89$; $AR = 0,325x + 11,81$ $R^2 = 0,97$	47
6. Dados de temperatura máxima e média do ar durante o desenvolvimento de alface, no período de verão (2012/2013), na Estação Experimental Cascata, Embrapa Clima Temperado. Porto Alegre/RS, 2013.	53
7. Visão geral do experimento de produção de alface e detalhe tela de sombreamento com redução de 80%da passagem de luz. Embrapa Clima Temperado. Porto Alegre/RS, 2013.	53

8.	Detalhe de queimadura de bordas das folhas de alface ocasionadas pelas altas temperaturas, no período de verão. Embrapa Clima Temperado. Porto Alegre/RS, 2013.	54
9.	Alongamento do caule de alface 'Veneranda' ocasionado pelas altas temperaturas, no cultivo de verão. Embrapa Clima Temperado. Porto Alegre/RS, 2013.	55
10.	Comprimento do caule de alface 'Veneranda' por ocasião da colheita, em função do substrato de semeadura (CT+H+CAC). Porto Alegre/RS, 2013.....	55
11.	Número e largura das folhas de alface em função do percentual de composto de tungue utilizado como substrato de semeadura, cultivadas em sistema orgânico de produção, no período de verão. Porto Alegre/RS, 2013.	58
12.	Comprimento da parte aérea de mudas de alface produzidas em sistema orgânico de produção, em função dos substratos formulados a base de composto de tungue (A) e a base de húmus de minhoca (B). Porto Alegre/RS, 2013.	63
13.	Massa fresca e seca da parte aérea (MFPA e MSPA) de mudas de beterraba em função do percentual de composto de tungue em mistura com casca de arroz carbonizada na composição de substratos orgânicos. Porto Alegre/RS, 2013.	73
14.	Massa seca do sistema radicular e da parte aérea de mudas de beterraba, em função da condutividade elétrica apresentada nos substratos à base de CT+H+CAC. Porto Alegre/RS, 2013.....	74
15.	Número de folhas, massa fresca e seca do sistema radicular de mudas de beterraba em função do percentual de húmus de minhoca, produzidas em sistema orgânico de produção. Pelotas/RS, 2013.....	78
16.	Vista geral dos experimentos de produção de beterraba e alface, no período de outono/inverno, em sistema orgânico de produção. Embrapa Clima Temperado. Porto Alegre/RS, 2013.....	79
17.	Temperaturas máximas e mínimas, em °C, durante o período de crescimento de mudas de alface, na Estação Experimental da Cascata, Embrapa Clima Temperado, Pelotas/RS, 2013.....	80
18.	Acúmulo de gelo sobre as folhas de alface. Embrapa Clima Temperado, Pelotas/RS, Julho, 2013.....	80

	Página
19. Temperaturas máximas e médias do ar, em °C, durante o período de crescimento de mudas de beterraba, na Estação Experimental da Cascata, Embrapa Clima Temperado, Pelotas/RS, 2013.....	81
20. Curva de regressão de área foliar de alface em função do comprimento das folhas e massa fresca. Porto Alegre/RS. 2013.....	85
21. Atividade específica de peroxidase (PO) em função dos substratos a base de húmus de minhoca em mudas de alface, cultivadas em sistema orgânico de produção. Embrapa Clima Temperado. Porto Alegre/RS, 2013.	91
22. Atividade específica de polifenoloxidase em mudas de alface em função do percentual de composto de tungue.Embrapa Clima Temperado. Porto Alegre/RS, 2013.	92
23. Relação entre atividade de peroxidase (PO) e massa seca da parte aérea (MSPA) em g planta ⁻¹ de mudas de alface em função dos substratos a base de CT+H+CAC. Porto Alegre/RS, 2013.....	94
24. Relação entre atividade de polifenoloxidase (PFO) e comprimento da parte aérea (CPA) em cm de mudas de alface, em função dos substratos a base de CT+H+CAC. Porto Alegre/RS, 2013.....	94
25. Atividade específica de polifenoloxidase (PFO) em mudas de beterraba em função dos substratos a base de composto de tungue (A) e húmus de minhoca (B). Embrapa Clima Temperado. Porto Alegre/RS, 2013.	98
26. Atividade específica de β 1,3 glucanase em função dos substratos a base de composto de tungue em mudas de beterraba, cultivadas em sistema orgânico de produção. Embrapa Clima Temperado. Porto Alegre/RS, 2013.	101

1 INTRODUÇÃO

Desde 2008, o Brasil é o maior consumidor de agrotóxicos do mundo, sendo que cada habitante consome o equivalente a 5,2 litros ao ano. Porém, a demanda por alimentos livres de resíduos de agrotóxicos e produzidos em harmonia com o ambiente é uma realidade que se constata no mundo inteiro e que cresce a cada ano, refletindo diretamente no mercado de produtos orgânicos.

Produto orgânico é muito mais que um alimento sem agrotóxicos e sem aditivos químicos, visto que é o resultado de um sistema de produção agrícola que busca manejar, de forma equilibrada, o solo e os demais recursos naturais (água, plantas, animais, insetos), conservando-os a longo prazo e mantendo a harmonia desses elementos entre si e os seres humanos.

Nos sistemas orgânicos de produção o cultivo de hortaliças apresenta-se com expressivo destaque, sendo um dos componentes fundamentais, a utilização de mudas de qualidade, garante qualidade, produtividade e diminuição de riscos. Com base nisso, a pesquisa tem avançado com o objetivo de disponibilizar ao produtor informações que melhorem as suas atividades.

No Brasil, desde 2003, há legislação específica para a produção em sistemas orgânicos através da Lei 10.831, sendo que sua regulamentação se dá através de publicações específicas. A Instrução Normativa (IN) n° 38, de 02 de agosto de 2011, estabelece o regulamento técnico para produção de sementes e mudas e a IN n° 46, de 6 outubro de 2011, estabelece o regulamento técnico para os sistemas orgânicos animal e vegetal, a qual, em seu art. 100, regulamenta a produção de sementes e mudas. Porém, o prazo que estava estabelecido para proibição do uso de sementes e mudas não oriundas de sistemas orgânicos de produção está sendo alterado para 2016 devido à falta destes insumos produzidos organicamente.

Um dos insumos essenciais à produção de mudas de qualidade em bandejas é o substrato, o qual exerce a função de solo fornecendo à planta

sustentação, nutrientes, água e oxigênio. Atualmente, grande parte dos substratos comerciais ainda é produzida utilizando-se turfa como componente principal. No entanto, são crescentes os esforços visando à substituição deste material devido às questões de proteção ambiental.

Além das questões de proteção ambiental, a necessidade dos agricultores orgânicos diminuírem a dependência de insumos externos à propriedade agrícola tem induzido a avaliação de novos resíduos agroindustriais para a confecção de substratos orgânicos. Entre os resíduos agroindustriais mais utilizados está a casca de arroz carbonizada, que devido a sua grande disponibilidade e características desejáveis, vem sendo amplamente utilizada, principalmente quando misturada a outros materiais orgânicos.

Resíduos da indústria de extração de óleo vegetal de tungue, utilizado para fabricação tintas e vernizes, ou em outros segmentos industriais, como o biodiesel, tem surgido como mais uma alternativa para a composição de substratos orgânicos. Estes resíduos apresentam uma disponibilidade anual média no Rio Grande do Sul de aproximadamente 3.000 m³, sendo que estes devem ser previamente compostados para uso como substrato. Outro insumo utilizado é o húmus de minhocas, obtido a partir do processo de bio-oxidação e estabilização de resíduos orgânicos, dos quais o mais utilizado é esterco bovino, através da ação conjunta de minhocas e microrganismos. Este insumo é de fácil preparo por parte dos agricultores e vem sendo estudado principalmente como fonte de adubo orgânico.

Características químicas, físicas e biológicas dos substratos podem interferir na qualidade das mudas e na atividade enzimática dessas plantas. Entre as enzimas envolvidas nos processos de indução de resistência e/ou fatores estressantes estão a peroxidase, polifenoloxidase e β 1,3 glucanase. Porém, plantas que alocam seus recursos para atenuar fatores estressantes têm maior gasto energético que poderá refletir na produtividade.

Além da utilização de mudas de qualidade, o manejo adequado da lavoura é fundamental para a obtenção de uma produção final satisfatória em qualidade e quantidade, atendendo à demanda dos consumidores, e preservando o ambiente.

Neste sentido, o objetivo do presente trabalho foi verificar a eficiência de substratos formulados a base de casca de arroz carbonizada, composto de tungue e húmus de minhoca na produção e atividade específica de enzimas peroxidase, polifenoloxidase e β 1,3 glucanase em mudas de alface e beterraba,

bem como seu desempenho a campo em diferentes épocas do ano em sistema orgânico de produção.

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 Agricultura orgânica

A terminologia "agricultura orgânica" surgiu entre as décadas de 1920 a 1930, com os trabalhos do inglês Albert Howard, que ressaltava a importância da matéria orgânica nos processos produtivos e mostrava que o solo não devia ser entendido apenas como um conjunto de substâncias, tendência proveniente da química analítica, pois nele ocorre uma série de processos vivos e dinâmicos essenciais à saúde das plantas ("solo vivo"). Em 1940, Jerome Irving Rodale difundiu a agricultura orgânica nos Estados Unidos (Ehlers, 1999).

Para Neves *et al.* (2000), a agricultura orgânica é definida como um sistema holístico de manejo da unidade de produção agrícola, que promove a agrobiodiversidade e os ciclos biológicos, visando à sustentabilidade social, ambiental e econômica da unidade de produção no tempo e no espaço. Baseia-se na conservação dos recursos naturais e não utiliza fertilizantes sintéticos de alta solubilidade, agrotóxicos, antibióticos e hormônios.

Segundo a International Federation of Organic Agriculture Movements (Internacional Federation of Organic Agriculture Moviments - IFOAM, 2008), agricultura orgânica é um sistema de produção que promove a saúde dos solos, ecossistemas e pessoas. Tem como base os processos ecológicos, biodiversidade e ciclos adaptados às condições locais em alternativa ao uso de insumos com efeitos adversos. A agricultura orgânica combina tradição, inovação e ciência de modo a ser benéfica para o espaço partilhado, promove relacionamentos justos assegurando uma boa qualidade de vida a todos os envolvidos.

No Brasil, em 23 de dezembro de 2003, foi promulgada a Lei 10.831, que regulamenta a produção orgânica no país. No primeiro artigo da Lei consta a definição:

Sistema orgânico de produção agropecuária é todo aquele em que se adotam técnicas específicas, mediante a otimização do uso dos recursos naturais e socioeconômicos disponíveis e o respeito à integridade cultural das comunidades rurais, tendo por objetivo a sustentabilidade econômica e ecológica, a maximização dos benefícios sociais, minimização da dependência de energia não renovável, empregando, sempre que possível métodos culturais, biológicos e mecânicos, em contraposição ao uso de materiais sintéticos, a eliminação do uso de organismos geneticamente modificados e radiações ionizantes, em qualquer fase do processo de produção, processamento, armazenamento, distribuição e comercialização, e a proteção do meio ambiente.

O conceito de sistema orgânico de produção agropecuária e industrial abrange, portanto, outros conceitos denominados: ecológico, biodinâmico, natural, regenerativo, biológico, agroecológicos, permacultura e outros que atendam os princípios estabelecidos em Brasil (2003).

De acordo com Forschungsinstitut für biologischen Landbau (FiBL) e IFOAM (2011) a área ocupada no Brasil com produção orgânica em 2009 foi de 1,8 milhões de hectares com as mais diversas culturas (frutas, hortaliças, cereais, café, mel, leite, carnes, soja, palmito, açúcar e frango), posicionando o país como o segundo maior produtor em produção orgânica na América Latina, ficando atrás somente da Argentina (4,4 milhões de ha).

Segundo Brasil (2012), a área total do país com certificação orgânica representa 1,5 milhões de hectares, sendo o estado do Mato Grosso o campeão em área, com 622.800 hectares, seguido do Pará, com 602.600 hectares e Amapá, com 132.500 hectares, devido, principalmente as áreas de exploração com a Castanha-do-Brasil, carne bovina e açaí.

Conforme consta no Cadastro Nacional de Produtores Orgânicos (MAPA, 2014), o Brasil fechou o ano de 2013 com 6.719 produtores e 10.064 unidades de produção orgânica. Esses produtores estão distribuídos em todas as regiões, sendo que a região Norte possui o maior número de agricultores com 2.796, seguido da região Sul com 1.896, Sudeste com 1.463, Norte com 317 e Centro-oeste com 247 agricultores cadastrados como produtores orgânicos no MAPA.

No Rio Grande do Sul a área ocupada por agricultura orgânica é em torno de 11.000 hectares e com 863 produtores cadastrados, sendo que os principais produtos são grãos, laticínios, frutas e hortaliças, mel, aves e ovos (MAPA, 2014).

A procura por alimentos saudáveis é uma realidade que se percebe no mundo inteiro e que se reflete diretamente no mercado de produtos orgânicos. Souza & Rezende (2003) citam um crescimento médio mundial na ordem de 20% ao ano, sendo que o mercado brasileiro se expande a uma taxa de 40% ao ano.

2.2 Produção orgânica de hortaliças

Segundo Morais (2007), o consumo de hortaliças tem aumentado não só pelo crescente aumento da população, mas também pela tendência de mudança no hábito alimentar do consumidor, tornando-se inevitável o aumento da produção. Por outro lado, o consumidor de hortaliças tem se tornado mais exigente, havendo necessidade de produzi-las em quantidade e qualidade, bem como manter o seu fornecimento o ano todo, sem prejuízo do meio ambiente e da saúde do trabalhador.

O aumento na produção de hortaliças orgânicas se deve principalmente a adequação do sistema de produção orgânico às características de pequenas propriedades com gestão familiar, seja pela diversidade de produtos cultivados em uma mesma área, seja pela menor dependência de recursos externos, com maior utilização de mão de obra e menor necessidade de capital (Ormond, 2002).

Além disso, Andersson (2011) afirma que o segmento de hortaliças orgânicas sempre esteve ligado a agricultura familiar de base ecológica e sustentável, uma vez que a produção orgânica de hortaliças necessita de pequenas áreas para o seu cultivo e da maximização de insumos existentes na própria localidade, além de contribuir para o fortalecimento da renda agrícola da família, garantindo, sua permanência no campo e aproximando dos mercados consumidores.

Segundo Ormond (2002), no Brasil, o cultivo de hortaliças orgânicas é o segundo seguimento agropecuário com maior número de produtores certificados (7,8%), em contrapartida, em pequenas áreas (1,11%). Essa produção concentra-se principalmente nas regiões Sul (55%), Sudeste (37%) e Centro-Oeste (6%). A alface, juntamente com couve, tomate, cenoura, agrião e berinjela, são as principais hortaliças produzidas em sistema orgânico no Brasil (MAPA, 2014).

2.2.1 Cultura da alface

A alface (*Lactuca sativa* L.), pertencente à família Asteraceae, originou-se de espécies silvestres, atualmente ainda encontradas em regiões de clima temperado do sul da Europa e da Ásia Ocidental (Filgueira, 2012). Sua introdução no país foi feita pelos portugueses.

É uma das hortaliças folhosas mais presentes na dieta da população brasileira, ocupando importante parcela do mercado nacional e, dessa forma, a

alface vem adquirindo uma importância econômica crescente no país (Bezerra Neto *et al.* 2005; Lopes *et al.* 2005; Resende *et al.* 2007). Por ser um produto perecível, é consumida *in natura* na forma de saladas cruas e em sanduíches, sendo as regiões Sul e Sudeste as maiores consumidoras (Lopes *et al.* 2005).

É uma planta herbácea, delicada, e com pequeno caule, no qual as folhas crescem em forma de roseta. Estas podem ser lisas ou crespas, formando ou não cabeça, e a coloração em vários tons de verde ou roxa, conforme a cultivar. Apresenta ciclo curto, grande área foliar e sistema radicular pouco profundo, exigindo solos areno-argilosos, ricos em matéria orgânica e com boa quantidade de nutrientes prontamente disponíveis a planta (Vidigal *et al.* 1995; Filgueira, 2012). A melhora das condições físico-químicas do solo através do uso de compostos orgânicos pode levar a maiores produções (Souza *et al.* 2005).

O Brasil possui uma área de aproximadamente 35.000 hectares plantados com alface, caracterizados pela produção intensiva, pelo cultivo em pequenas áreas e por produtores familiares, gerando cerca de cinco empregos diretos por hectare (Costa & Sala, 2005).

O fato de ser originária de clima temperado justifica o seu bom desenvolvimento durante a fase vegetativa em condições de clima mais ameno, resistindo até mesmo a situações de geadas leves. Por outro lado, a fase reprodutiva da planta, que se inicia com o pendoamento, ocorre em temperaturas mais elevadas (acima de 25°C) e dias longos. Esse fato faz com que as folhas fiquem leitosas e amargas, perdendo seu valor comercial. Com o avanço dos trabalhos de melhoramento no país foi possível o desenvolvimento de cultivares adaptadas ao calor e resistentes ao pendoamento precoce. Atualmente, é possível, a partir da escolha da cultivar adequada para cada época, colher alface de boa qualidade o ano todo também em sistema orgânico de produção (Resende *et al.* 2007).

Segundo o mesmo autor, para cultivos em sistemas orgânicos, deve-se escolher cultivares mais adaptadas às condições locais, rústicas, que possuam sistema radicular bem desenvolvido e com boa capacidade de exploração do solo, e maior nível de resistência ou tolerância a pragas e doenças.

O cultivo é realizado, normalmente, a partir de mudas transplantadas para local definitivo em espaçamentos de 0,25 a 0,30 m entre linhas e plantas, sendo feito em patamares ou em canteiros (Fahl *et al.* 1998). O período de cultivo varia de 40 a 70 dias dependendo da época de plantio (verão ou inverno), cultivar

utilizada e sistema de condução, no campo ou protegido (Lima, 2007).

Os três principais grupos de cultivares de alface cultivada no Brasil são: a) Grupo folhas lisas ou manteiga: as folhas são lisas, muito delicadas, de coloração verde amarelada, aspecto amanteigado, podendo formar ou não uma cabeça compacta; b) Grupo folhas crespas: possui folhas bem consistentes, crespas e soltas, não formam cabeça; c) Grupo americana: possui folhas crespas e cabeça compacta, consistentes, com nervuras destacadas e boa capacidade de transporte e preferida pelas redes de lojas de refeições rápidas (Programa Padrão, 2013). Entre os grupos mais consumidos no país, o de folhas crespas vem crescendo consideravelmente nos últimos anos, correspondendo a 46,43% do volume comercializado de 27.423 toneladas, no ano de 2006, pela Ceagesp (Agrianual, 2006).

2.2.2 Cultura da beterraba

A beterraba (*Beta vulgaris*) é uma hortaliça da família Chenopodiaceae, originária do sul e do leste da Europa e norte da África. Seu cultivo foi intensificado no Brasil após a chegada dos europeus e asiáticos, sendo cultivada como variedade de mesa. Nos últimos dez anos, pôde-se observar um aumento crescente na procura por esta hortaliça, tanto para utilização nas indústrias de conservas de alimentos infantis como para consumo *in natura* (Souza *et al.* 2003 apud Marques *et al.* 2010).

A principal parte comestível da beterraba é a raiz tuberosa, purpúrea, que se desenvolve pelo intumescimento do hipocótilo. Seu sistema radicular do tipo pivotante pode atingir até 60 cm de profundidade com poucas ramificações laterais e sua coloração, tanto de raízes, folhas e pecíolo são devido à presença de antocianinas (Tivelli *et al.* 2011).

A beterraba é uma planta típica de clima temperado e se desenvolve bem em temperaturas amenas ou baixas. Para a germinação da semente a temperatura ótima situa-se entre 10 a 15°C, entretanto 20°C é a temperatura de melhor desenvolvimento da parte aérea (Castro *et al.* 2004). Quando cultivada sob temperatura e pluviosidade elevadas pode ocorrer má coloração interna, com formação de anéis de coloração mais clara, além de reduzir a concentração de pigmentos nas raízes, sobretudo de betacianina.

Temperaturas elevadas associadas à alta umidade relativa do ar também favorecem a ocorrência da doença mancha-das-folhas (*Cercospora beticola*), que pode causar redução drástica da área foliar e, conseqüentemente, da produção.

Um dos fatores de grande importância no cultivo de beterraba e que afeta drasticamente a produtividade é a disponibilidade de água, sendo que o período crítico estende-se durante os primeiros 60 dias, recomendando-se o uso de sistemas de irrigação.

No Brasil, há poucas cultivares desenvolvidas devido à exigência de luz desta cultura para passar da fase vegetativa para reprodutiva. Assim, a maioria das cultivares de beterraba de mesa produzidas no país é de origem norte-americana ou européia. A cultivar mais tradicionalmente utilizada é a Early Wonder, da qual há seleções diferenciadas, e que se tornou padrão de qualidade. A cultivar Itapuã 202 é a única desenvolvida no Brasil e suas sementes são produzidas no Rio Grande do Sul.

Normalmente, a cultura da beterraba tem sido estabelecida por semeadura direta ou produção de mudas de raiz nua, embora seja a única raiz tuberosa que permite o transplante de mudas (Filgueira, 2012). No sistema de semeadura direta, apesar da precocidade da produção, ocorrem problemas relacionados com a uniformidade de germinação e com o crescimento das plantas, comprometendo o estande final (Minami, 1995). Para o sistema de produção de mudas de raiz nua, o principal inconveniente tem sido o estresse provocado pelo transplante que, dependendo da intensidade, pode causar morte ou desuniformidade de plantas e prolongamento do ciclo da cultura (McKee, 1981).

Neste sentido, a produção de mudas em bandejas tem sido uma alternativa utilizada para o estabelecimento da cultura, com as vantagens de elevar a produtividade e a qualidade do produto final, além de reduzir o consumo de sementes, porém, tem a desvantagem de prolongar o ciclo da cultura (Guimarães, 2002; Filgueira, 2012).

2.3 Produção de mudas de hortaliças

Dentro dos conceitos modernos de produção de hortaliças, a produção de mudas de alta qualidade é um dos requisitos mais importantes do sistema produtivo (Minami, 2010). Além de outras recomendações técnicas, a utilização dessas mudas torna a exploração olerícola mais competitiva e,

consequentemente, mais rentável, condicionando adequada produtividade e diminuição de riscos nas lavouras (Calvete & Santi, 2000; Reghin *et al.* 2007).

Rosa *et al.* (2004) e Reghin *et al.* (2007) também registraram que a formação de mudas é uma etapa do processo produtivo de vital importância, pois dela depende o desempenho da planta durante seu cultivo. Portanto, uma muda má formada, debilitada, compromete todo o desenvolvimento futuro da cultura, aumentando seu ciclo e, em muitos casos, ocasionando perdas na produção (Minami, 1995; Souza & Ferreira, 1997).

Minami (2010) considera que mudas de alta qualidade devam possuir alguns atributos, como: ser bem formada; sadia, livre de pragas, doenças, danos mecânicos ou físicos; ser de fácil transporte e transplante; fácil de ser retirada do recipiente e todo lote deve ser uniforme, de acordo com a espécie e tamanho do recipiente. Certas características das mudas são necessárias para a redução do estresse no momento do transplante e para a obtenção da produção máxima na colheita. Como exemplos podem ser citados o diâmetro do caule de mudas em salsação (Dufault, 1985) e de tomate (Liptay *et al.* 1981) que nestas espécies constitui um indicador do seu vigor. Isso se explica pelo fato das reservas acumularem-se no caule, dando mais vigor às plantas transplantadas.

Além disso, também deve ser considerada a relação raiz/parte aérea, o qual para Taiz & Zeiger (2004) expressa um balanço funcional entre a taxa fotossintética e a absorção de água pelas raízes, que em condições normais apresenta certo equilíbrio.

Atualmente, a maioria dos olericultores, sejam eles orgânicos ou não, tem optado pela produção de mudas em bandejas de poliestireno expandido (PEE), popularmente conhecido como isopor[®], sob condições de casa de vegetação. Isto se deve, principalmente, à facilidade de manuseio, proteção contra pragas e intempéries e menor custo, obtendo-se mudas com alta uniformidade em período mais curto (Oliveira, 2011).

A grande vantagem do sistema de produção de mudas é o estabelecimento da cultura com espaçamento ou população predeterminada de plantas, com mudas de tamanho selecionado e uniforme, diminuição dos problemas fitossanitários, e menor competição inicial com as plantas daninhas (Minami, 2010).

O tamanho do recipiente e o tipo do substrato são os primeiros aspectos a serem investigados para garantir a produção de mudas de boa qualidade. O

primeiro afeta diretamente o volume disponível para o desenvolvimento das raízes, permitindo o desenvolvimento sem que haja restrições significativas do sistema radicular (Jesus, 1987; Latimer, 1991) e o segundo deve garantir condições físicas, químicas e biológicas satisfatórias para o desenvolvimento da muda.

A utilização de recipientes na produção de mudas de hortaliças proporciona menor interferência no sistema radicular, devido ao não rompimento das raízes por ocasião do transplante, evitando ou diminuindo a incidência de várias doenças. Isto proporciona maior proteção a muda, maior porcentagem de pegamento e maior uniformidade. Além disso, há uma maior facilidade no manuseio das mudas com torrão (Silva Junior & Visconti, 1991).

Em sistemas orgânicos, a produção de mudas deve ser feita de acordo com a legislação vigente. A Instrução Normativa (IN) n° 38, de 02 de agosto de 2011, institui o regulamento técnico para produção de sementes e mudas em sistemas orgânicos de produção e a IN n° 46, de 6 Outubro de 2011, estabelece o regulamento técnico para os sistemas orgânicos animal e vegetal e a listagem de todas as substâncias, produtos e práticas de manejos permitidos para uso em sistemas orgânicos de produção (Brasil, 2011). Por estas instruções normativas,

As sementes e mudas deverão ser oriundas de sistemas orgânicos de produção, mas caso o OAC (Organismo de Avaliação da Conformidade Orgânica) ou o OCS (Organismo de Controle Social) constatem a indisponibilidade de sementes e mudas oriundas de sistemas orgânicos, ou a inadequação das existentes à situação ecológica da unidade de produção, poderão autorizar a utilização de outros materiais existentes no mercado, dando preferência aos que não tenham recebido tratamento com agrotóxicos ou com outros insumos não permitidos nesta normativa.

Apesar de existir a legislação que exigirá em 2016 que as mudas sejam oriundas de sistemas orgânicos, algumas barreiras ainda precisam ser derrubadas, pois não há atualmente no Rio Grande do Sul viveiristas registrados para produção comercial das mudas, visto que alguns agricultores optam por comprar as mudas, em virtude da tecnologia que precisa ser implantada e mão de obra. E para aqueles que optarem por produzir suas próprias mudas, a disponibilidade de substratos para plantas registrados é muito baixa, no Brasil, apenas dois produtos são certificados: Substrato S10[®] e Biomix[®].

A produção orgânica está muito ligada à agricultura familiar e prioriza a redução de uso de insumos externos a propriedade agrícola. Por isso, orienta-se ao produtor fazer sua própria muda, com resíduos disponíveis na propriedade ou

na região. Entretanto, ainda não há estudos e tecnologias adaptadas a esta realidade e que valorize o que cada região dispõe, para assim transformá-los em insumo agrícola e transformar as propriedades orgânicas auto-suficientes.

2.4 Substratos

“Substrato para plantas” é o ‘Produto usado como meio de crescimento de plantas’, é a definição dada pela Lei 12.890, de 10 de dezembro de 2013 (Brasil, 2013). É um dos insumos essenciais à produção de mudas em bandejas, o qual exerce a função de solo, fornecendo à planta sustentação, nutrientes, água e oxigênio. Segundo Minami & Puchala (2000), a utilização de substratos apropriados torna-se imprescindível quando se pretende otimizar a relação custo:benefício dos sistemas de produção de hortaliças, a partir da formação de mudas em ambiente protegido. De acordo com Lima *et al.* (2009), esta alternativa proporciona maior rendimento em relação aos métodos tradicionais, por induzir precocidade, menor possibilidade de contaminação por fitopatógenos, menor gasto de sementes, além de proporcionar condições mais favoráveis ao desenvolvimento do sistema radicular das plântulas.

O termo substrato aplica-se em horticultura a todo material sólido, distinto de solo, natural, residual, mineral ou orgânico que colocado num recipiente, em forma pura ou em mistura, permite a fixação do sistema radicular, desempenhando, portanto, papel de suporte para a planta (Cadahia, 1998).

Segundo Kämpf (2005), entende-se por substrato para plantas o meio onde se desenvolvem as raízes das plantas cultivadas fora do solo. Tem como principal função a de sustentar a planta, fornecer nutrientes e permitir a troca gasosa no sistema radicular (Gonçalves, 1995). É composto de uma parte sólida (partículas minerais e orgânicas) e uma gasosa formada pelos poros, que podem ser ocupados pela água e/ou ar.

Um substrato, geralmente, é o resultado da mistura de dois ou mais materiais formulados e manipulados para atingir propriedades físicas e químicas desejáveis. Não havendo um substrato ótimo para todas as plantas cultivadas em recipientes, as proporções das misturas são as mais diversas (Fonteno *et al.* 1981).

Para Minami (2010), o substrato é o componente mais sensível e complicado do sistema de produção de mudas, pois qualquer variação na sua

composição ou propriedade pode alterar o processo final da produção de mudas, desde a não germinação das sementes até o desenvolvimento irregular das plantas, podendo aparecer sintomas de deficiência ou excesso de nutrientes.

O uso desse insumo na produção de mudas nos diferentes setores da agricultura tem possibilitado o aproveitamento de resíduos e colaborado com a redução dos impactos ambientais.

Em virtude disso, alternativas ambientalmente corretas e de baixo custo têm sido propostas na composição de substratos para mudas (Leal *et al.* 2007; Lüdke *et al.* 2008; Bezerra *et al.* 2009; Fernandes *et al.* 2009; Santos *et al.* 2010), porém, comumente, estes não possuem nutrientes prontamente liberados para atender ao rápido crescimento das mudas de hortaliças.

De modo geral, o desenvolvimento de um substrato deve ser baseado em critérios essenciais como: o custo, a disponibilidade e a qualidade dos componentes. De acordo com Bunt (1976), apud Gomes *et al.* (2008), quatro problemas gerais podem ser considerados na formulação de substrato: acidez excessiva, excesso ou deficiência de nutrientes e salinidade excessiva, sendo que este último fator é medido pela condutividade elétrica do substrato, podendo restringir ou, até mesmo, impedir o desenvolvimento das mudas.

Embora a turfa tenha se consolidado como componente padrão de substratos, questões de ordem ambiental e econômica têm levado a necessidade de sua substituição gradual por outros materiais (Lopes *et al.* 2008).

Neste sentido tem-se buscado alternativas ao uso deste material, como casca de árvores, cortiça, esterco bovino, cama de aviário, resíduos da indústria de alimentos, da indústria têxtil, casca de arroz (*in natura*, carbonizada ou queimada), poliestireno expandido (isopor[®]), espuma fenólica, areia, subprodutos da madeira como serragem e maravalha, fibra de madeira, compostos de lixo domiciliar urbano e compostos de restos de poda, solo mineral, xaxim e vermicomposto (Verdonck, 1984; Fonteno, 1996; Burger *et al.* 1997; Puchalski, 1999; Schie, 1999; Kämpf, 2000; Gruszynski, 2002;).

Como componentes de substratos para produção de mudas de hortaliças alguns materiais têm sido estudados, como o composto a base de mistura de torta de mamona com palhada de capim elefante (*Pennisetum purpureum*) (Leal *et al.* 2009); resíduos da indústria de chá preto decomposto (Lima *et al.* 2007); casca de pinus compostada; carvão vegetal (Oliveira, 2011); fibra da casca de coco verde (Liz, 2006; Carrijo, 2002); compostos a partir de esterco de cama de

aviário (Miranda *et al.* 1998); composto de esterco bovino (Tessaro *et al.* 2009); casca de mamona (Lopes *et al.* 2008; 2011); húmus de minhoca (Gomes *et al.* 2008; Steffen *et al.* 2010); casca de mamoneira (Oliveira, 2011; Lopes *et al.* 2011) e casca de tungue decomposta (Gruszynski, 2002).

Entre os resíduos agroindustriais produzidos no RS e com potencial para a composição de substratos, está a casca de arroz, a qual representa 20% do peso total da produção do grão (Folletto *et al.* 2005). Segundo dados da Companhia Nacional de Abastecimento (Conab) na safra 2012/2013 a produção nacional quase atingiu 12 milhões de toneladas do grão em casca, destes, mais de oito milhões são produzidas no Rio Grande do Sul (IRGA, 2013), podendo gerar cerca de 1,6 milhões de toneladas de casca, após o beneficiamento. A quase totalidade deste resíduo acaba sendo rejeitada pelos produtores locais, sendo, muitas vezes, jogado a céu aberto nas proximidades dos engenhos ou incinerado na própria indústria, cujos processos de combustão e gaseificação formam partículas de cinzas as quais são tóxicas e prejudiciais ao homem (Souza, 1993). Outro destino comum ao resíduo excedente do beneficiamento do arroz é o descarte em lavouras e leito de rios, liberando gás metano em seu processo de decomposição, o qual é prejudicial à camada de ozônio (Perozzi, 2004 apud Steffen, 2008; Foletto *et al.* 2005).

Nos últimos anos, a casca de arroz carbonizada passou a ser intensamente utilizada como substrato para plantas, tanto na forma pura como misturada a outros materiais, em função de suas características favoráveis. Por apresentar baixa densidade e alta porosidade, a casca de arroz carbonizada proporciona melhor escoamento de excesso de água, favorecendo o desenvolvimento do sistema radicular (Mauad *et al.* 2004). Segundo Couto *et al.* (2003), a adição de casca de arroz carbonizada a outros materiais constitui um importante aliado na melhoria das propriedades físicas do substrato final. No entanto, por necessitar de irrigação constante, seu uso como substrato puro torna-se inconveniente em cultivos comerciais (Mello, 2006), mas excelente na propagação de plantas por estaquia (Steffen, 2010).

Outra grande fonte de resíduo são os dejetos de animais, entre eles, o esterco bovino. Segundo IBGE (2006) o Brasil tem um rebanho de aproximadamente 206 milhões de bovinos, sendo que a produção de dejetos frescos por animal é da ordem de 10 a 12% de seu peso corporal, o que representa uma produção média de 40 kg/animal/dia de resíduo. Uma das

alternativas para o aproveitamento deste resíduo é a minhocultura, através da produção de húmus. Dentre as espécies de minhocas existentes, a *Eisenia andrei* (Vermelha da Califórnia) é a mais utilizada por suas características diferenciadas, tais como a facilidade em adaptação às condições de cativeiro e elevada taxa de multiplicação (Brown & James, 2007), demonstrando elevada eficiência na conversão de resíduos orgânicos em húmus (Edwards & Arancon, 2004) e aceitação a variadas fontes de alimentos (Atiyeh *et al.* 2002).

O húmus de minhoca é obtido a partir do processo de bio-oxidação e estabilização do resíduo orgânico, através da ação conjunta de minhocas e microrganismos (Aira & Domínguez, 2009). Provém de materiais originários de plantas e animais que passaram por processo de decomposição, via hidrólise, oxidação, redução e síntese de microrganismos (Landgraf *et al.* 2005). Experimentos mostram que o húmus estimula a nutrição mineral das plantas, o desenvolvimento radicular, os processos metabólicos, a atividade respiratória, o crescimento celular e a formação de flores em certas espécies (Souza & Resende, 2003).

A produção de húmus visa atender a demanda por fertilização de baixo custo em sistemas agrícolas, principalmente na agricultura familiar e em agroecossistemas de base ecológica, podendo também servir como fitoprotetor na supressão de doenças em plantas (Zibetti, 2013).

Outro material que apresenta uso potencial na composição de substratos é o composto obtido de resíduos da indústria de extração de óleo de tungue (*Aleurites fordii* Hemsl), utilizado para fabricação de tintas e vernizes e também na produção de biodiesel. Segundo Moraes *et al.* (2012) essa cultura vem se destacando devido à alta taxa de óleo em sua composição (em torno de 47%), despertando o interesse das indústrias de biodiesel, sobretudo no Rio Grande do Sul, principal Estado produtor (IBGE, 2009).

Durante o processo industrial de extração de óleo originam-se resíduos de podem retornar ao sistema produtivo, entre eles, a torta e a casca de tungue. A disponibilidade anual média deste resíduo, no Rio Grande do Sul, é de 3.000 m³. Para permitir a utilização destes materiais de forma mais ampla e segura, uma possibilidade é a compostagem. A qual permite a obtenção de um material quimicamente estável, similar ao húmus do solo (Silva, 2008), e possível de ser utilizado como substrato orgânico puro ou em misturas em sistemas agrícolas de base ecológica.

2.4.1 Características físicas, químicas e biológicas em substratos para produção de hortaliças

A determinação das variáveis físicas e químicas potenciais de componentes de substratos é de suma importância, pois auxiliam no manejo adequado da fertilização, irrigação e na definição dos componentes para misturas dos substratos e, portanto, o sucesso do cultivo (Burés, 1997; Liz & Carrijo, 2008).

Segundo Burés (1997) para entender as propriedades dos substratos e suas repercussões, é necessário considerá-los como um sistema de matriz sólida/matriz porosa, de modo análogo ao que se utiliza em edafologia para definir os solos naturais. A diferença básica a respeito dos solos naturais está na distinta composição da matriz sólida, que por sua vez gera configuração de poros diferentes em ambos os casos.

2.4.1.1 Características físicas

A estrutura física de um substrato é formada basicamente por um esqueleto sólido que conforma um espaço de poros, que podem estar cheios de água ou de ar e que correspondem aos espaços situados entre as partículas de substratos ou dentro das mesmas.

As principais propriedades físicas de um substrato são: densidade, porosidade e a disponibilidade de água (Kämpf, 2005).

A densidade de um substrato é a relação entre a massa de certa quantidade de substrato e o volume que essa massa ocupa: $d = m / v$ e pode ser expressa em g cm^{-3} ou kg m^{-3} . Em substratos expansivos, ou seja, que se retraem com a diminuição do teor de água e expandem com o aumento deste teor, o volume passa a ser um fator que pode variar em função do teor de água contido no material no momento de análises.

Segundo Fermino (2002), para substratos, fala-se em "densidade úmida" ao referir-se ao material com o teor de água com o qual se encontra no momento da análise, e, em "densidade seca", ao referir-se ao material seco em estufa.

Existem diferentes valores de densidade considerados ideais para substratos usados no cultivo de plantas. Liz (2006) concluiu que a densidade de substratos utilizados para produção de mudas e no cultivo de hortaliças pode variar de 0,1 a 1 g cm^{-3} . De acordo com Bunt (1973), a densidade seca considerada ideal de um substrato para plantas está entre 0,40 e $0,50 \text{ g cm}^{-3}$.

Para o preenchimento das células de uma bandeja usada para a produção de mudas de hortaliças recomenda-se o uso de substratos com a densidade entre 0,10 e 0,30 g cm⁻³ (Kämpf, 2005; Fermino, 2002).

Segundo Martínez (2002), para cultivo em recipientes a céu aberto, recomenda-se substratos com densidade entre 0,50 e 0,75 g cm⁻³, e substratos com até 0,15 g cm⁻³ de densidade quando o cultivo for em recipiente sob alguma estrutura de proteção, sendo que o valor ótimo de densidade para um substrato usado na produção vegetal deve estar abaixo de 0,40 g cm⁻³.

É importante saber o valor da densidade para a interpretação de outras características, como porosidade, espaço de aeração e disponibilidade de água, além da salinidade e teor de nutrientes (Fermino, 2003).

Quando a densidade do substrato é aumentada pela compactação exercida no momento do preenchimento das células da bandeja, aumenta-se também o percentual de sólidos por unidade de volume, modificando-se, assim, as características físicas do substrato utilizado (Gruszynski, 2002). Segundo Fonteno (1996) a modificação da densidade tem efeito leve sobre a porosidade, moderado sobre a capacidade de recipiente e um grande efeito sobre a água facilmente disponível.

O manejo da densidade de um substrato, principalmente no momento do enchimento de bandejas, é uma das variáveis que pode influenciar os resultados obtidos na produção de mudas de hortaliças, exigindo que, na escolha do substrato para esse tipo de produção, seja levada em consideração a facilidade que o substrato irá oferecer para a emissão de radículas e para a emergência das plântulas. Ou seja, é importante relacionar a densidade do substrato escolhido com o tamanho da semente que será semeada, com a exigência dessa semente por água, com a sensibilidade dessa semente à luz e, ainda, com o tamanho e altura da célula da bandeja a ser utilizada (Liz, 2006).

A curva de disponibilidade ou de retenção de água de um meio é resultado da relação entre a umidade volumétrica e a tensão de umidade de meio e nos fornece informações relacionadas à porosidade total, espaço de aeração, teor de água facilmente disponível, de água disponível, de água tamponante e/ou de reserva e de água remanescente em substratos (De Boodt & Verdonck, 1972).

A porosidade de um substrato é definida como a diferença entre o volume total e o volume de sólidos de uma amostra, ou seja, é equivalente ao teor de água, com base em volume, no ponto de saturação hídrica do material a 0 hPa

(Fermino, 2002). É uma característica que tende a sofrer modificações ao longo do cultivo pela acomodação das partículas.

O substrato deve ser suficientemente poroso, a fim de permitir trocas gasosas eficientes, evitando falta de ar para a respiração das raízes e para atividade microbiana do meio. O valor de 85% ($0,85 \text{ m}^3 \text{ m}^{-3}$) para a porosidade total tornou-se referência internacional (De Boot & Verdonck, 1972).

Segundo Burés (1997) a porosidade pode diminuir quando se aumenta a compactação de um dado material. Quando se pressiona uma amostra de turfa ou se coloca um peso sobre ela, observa-se um aumento da densidade e uma diminuição da porosidade. Outros materiais apresentam elasticidade e voltam as suas formas originais, quando cessada a força de compressão. Outros, ainda, apresentam deformações permanentes, como a vermiculita, ou se desagregam como a perlita.

A compactação pode levar a uma diminuição da porosidade total e da capacidade de recipiente, mas observa-se um impacto muito maior na proporção entre macro e microporos. Na medida em que as partículas ficam muito mais próximas uma das outras, aumenta a proporção de microporos, diminuindo o espaço de aeração e aumentando a retenção de água (Fermino, 2003).

O espaço de aeração é obtido a uma tensão de 10 hPa, sendo que os valores satisfatórios para substratos de cultivo de plantas, situam-se entre 20 e 40% (De Boot & Verdonck, 1972; Fermino, 2003).

Segundo De Boodt & Verdonck (1972) e Haynes & Goh (1978) água facilmente disponível é aquele volume de água liberado, em condições de laboratório, entre 10 e 50 cm de tensão (10 e 50 hPa). Se aceita como valores ótimos entre 20 e 30% ($0,20$ e $0,30 \text{ m}^3 \text{ m}^{-3}$). E para água disponível, De Boot *et al.* (1972), sugere um percentual de 50%. Para os mesmos autores água tamponante é o volume de água liberado entre 50 e 100 hPa, e estima-se que 4 a 10% ($0,4$ a $0,10 \text{ m}^3 \text{ m}^{-3}$) seja um valor de referência (Fermino, 2003). O volume liberado acima desta tensão é considerado água dificilmente disponível, remanescente ou residual.

A curva de retenção de água para substratos é análoga ao nível de umidade normalmente mantido em cultivos em recipientes, sob estufa, situando-se entre 10 e 100 cm de tensão (10 e 100 hPa) (Fonteno *et al.* 1981).

2.4.1.2 Características químicas

De acordo com Burés (1997) no substrato existem três fases: sólida, líquida e gasosa que por sua vez estão misturadas com substâncias químicas reativas que se transformam entre elas e interagem com o ambiente que circunda o substrato. Um substrato poderá ser mais ou menos estável ao longo do tempo em função da sua reatividade química, pois o material que compõe o substrato pode reagir com a fase líquida, liberando ou adsorvendo elementos nutritivos ou pode ser um material que não se decompõem nem libera elementos solúveis.

As propriedades químicas dos substratos referem-se principalmente ao valor de pH, à capacidade de troca de cátions e à salinidade (Kämpf, 2005).

O valor de pH é definido como a atividade do íon hidrogênio, expressa como logaritmo negativo da sua concentração, e determina a acidez relativa de um meio. Sua importância se dá, principalmente no seu efeito sobre a disponibilidade de nutrientes para as plantas, em especial os microelementos (Waller & Wilson, 1984; Handreck & Black, 1999).

A faixa de valor de pH considerada 'ideal' para os cultivos pode variar de acordo com os autores (Gruszynski, 2002). Com o pH na faixa de 5,0 a 6,0, a maioria dos nutrientes são facilmente assimiláveis pelas plantas. Estando o pH abaixo de 5,0, plântulas de hortaliças podem manifestar deficiências de alguns nutrientes, entre eles: N, K, Ca, Mg e B. Acima de 6,5 é possível que a assimilação de P, Fe, Mn, B, Zn e Cu seja menor (Abad & Noguera, 2004 apud Liz, 2006). Ainda segundo esses mesmos autores os óxidos metálicos de Fe, Mn, Cu, Zn e outros, se mantêm solúveis quando o pH é menor que 5,0, podendo, em função da concentração, tornarem-se fitotóxicos. Mas segundo Handreck & Black (1999), a baixa solubilidade do ferro em um valor de pH maior que 6,5 e a elevada solubilidade do manganês em valor de pH abaixo de 5,5 são os maiores problemas.

Um importante mecanismo que auxilia na regulação do fornecimento de nutrientes de carga positiva para as plantas é a capacidade de troca de cátions ou CTC (Bunt, 1988). A CTC é a quantidade de cargas eletrostáticas de superfície negativamente carregadas de um substrato por unidade de peso ou volume. Essas cargas são balanceadas por cátions (nutrientes de carga positiva) que ficam retidos em forma trocável nessas superfícies, em equilíbrio dinâmico com a solução (Handreck & Black, 1999, Fonteno, 1996; Rowel, 1994).

A CTC está relacionada diretamente com a capacidade de tamponamento do substrato às variações bruscas no valor de pH e na disponibilidade de nutrientes, sendo importante na redução de perdas de cátions por lixiviação (Fermino, 1996). Segundo Fonteno (1996) a CTC deve ser entre 6 e 15 meq 100 mL⁻¹ para uma ampla reserva de nutrientes, entretanto, Handreck & Black (1999) sugerem uma CTC entre 5 e 10 meq 100 mL⁻¹. Essas recomendações são referencias, devendo-se considerar que quanto maior a quantidade de CTC no substrato, menor serão as tecnologias usadas pelos agricultores no controle das condições nutricionais e da irrigação.

Tendo-se em vista a grande variação na densidade dos substratos, a CTC deve ser expressa em volume (cmol_c L⁻¹), levando-se em conta o valor da densidade seca da amostra analisada (Kämpf, 2000).

Segundo Kämpf (2005) o conhecimento do nível de salinidade do substrato é importante para evitar perdas na produção, especialmente na utilização de materiais alternativos. A determinação dessa característica tem como objetivo conhecer a concentração de sais do meio aonde as raízes da plantas vão se desenvolver.

A condutividade elétrica (CE) de um substrato é um indicativo da concentração de sais ionizados na solução (Wilson, 1994 apud Gruszynski, 2002). A sensibilidade à concentração de sais varia conforme a espécie da planta e a idade da planta – quanto mais jovem a muda, mais sensível (Kämpf, 2005), por isso a importância de se ter um controle rígido da salinidade na fase de mudas de hortaliças.

Gruszynski (2002) apresenta interpretação de valores de condutividade elétrica (dS m⁻¹ a 25°C) determinada por eletrodos mergulhados em extrato de pasta de substrato saturado: CE entre 0 e 0,75 dS m⁻¹ é considerada muito baixa, podendo não ser suficiente para sustentar um rápido crescimento de mudas de hortaliças; entre 0,76 e 2,0 dS m⁻¹ a CE é baixa, sendo adequada para a produção de mudas de hortaliças; entre 2,0 e 3,5 dS m⁻¹ é normal, considerada faixa padrão para a maioria das hortaliças em crescimento e limite superior para as sensíveis à salinidade; acima de 3,5 dS m⁻¹ não é recomendado à semeadura para obtenção de mudas de hortaliças.

2.4.1.3 Características biológicas

O substrato orgânico pode ser local de microrganismos patogênicos, agentes supressivos de patógenos ou de populações fúngicas simbiotes das hortaliças (Burés, 1997).

A matéria orgânica (M.O) e os seus produtos, ou substâncias húmicas, derivados da sua decomposição sofrem continuamente ataques microbianos, liberando compostos carbonados toda vez que se mineralizam, tais como o nitrogênio e o fósforo que são nutrientes para as plantas, contribuindo desta forma a melhorar a fertilidade do meio. À medida que a MO se decompõem, as substâncias húmicas que restam são mais resistentes ao ataque microbiano, por isso os materiais orgânicos geralmente se estabilizam previamente ao uso como substrato, mediante os processos de compostagem e maturação (Burés, 1997).

Alguns componentes da matéria orgânica, classificados sob o termo *fitotoxinas*, causam injúrias e eventualmente matam plantas quando presentes em substratos. Muitas cascas e serragens utilizadas contêm fitotoxinas, com variações de acordo com a espécie (Handreck & Black, 1999). Trabalhos como o de Yates & Rogers (1981) e Ortega *et al.* (1996) demonstram a influência negativa de compostos fenólicos presentes em cascas de árvores na germinação e no desenvolvimento vegetal. No entanto, cascas de coníferas e serragens de madeira podem ter o nível de fitotoxinas reduzido através da compostagem, o que contribui igualmente para redução da relação C:N (Handreck & Black, 1999; Burés, 1997).

Características biológicas favoráveis também podem estar presentes nas matérias primas e nos substratos orgânicos. Alguns compostos e microorganismos antagonísticos podem auxiliar na supressão de patógenos e a inoculação de micorrizas já é uma prática comercial (Koide *et al.* 1999).

2.4.1.3.1 Indução de resistência a doenças em hortaliças

O conhecimento da resistência sistêmica na planta torna-se importante para a defesa das plantas, podendo promover significativa redução no uso de agrotóxicos.

Segundo Campos (2009), muitas substâncias ou processos envolvidos na defesa contra patógenos, observadas em plantas resistentes, estão também

presentes naquelas que, de alguma forma, receberam algum tipo de indução dos mecanismos de defesa, mas que haviam se mostrado suscetíveis em outra ocasião. Plantas que sobreviveram à infecção por determinados patógenos necrotróficos podem apresentar resistência sistêmica induzida. Plantas tidas como suscetíveis em uma condição de cultivo, podem definir e limitar o desenvolvimento das lesões de doenças, sugerindo com isso que a resistência pode ser induzida de acordo com a intensidade das respostas de defesa das plantas.

A indução de resistência ocorre quando há o aumento da capacidade defensiva de uma planta se essa é corretamente estimulada (Van Loon *et al.* 1998). De acordo com esses autores, todas as plantas possuem mecanismos de defesa contra fitopatógenos. Estes mecanismos falham quando a planta é infectada pelo patógeno porque ele cessa o desencadeamento das reações de resistência. Se os mecanismos de defesa são acionados por um estímulo antes da infecção por um patógeno, a doença pode ser reduzida. A indução da resistência ocorre naturalmente, como um resultado da infecção do patógeno (Machado, 2010).

Sabe-se que uma grande variedade de enzimas está relacionada com a resistência induzida, tais como peroxidases, polifenoloxidasas, β -1,3-glucanases (Bettiol, 2009). Quando a planta é levada ao estado de indução, a atividade dessas enzimas ou, pelo menos de algumas delas, tende a aumentar em relação às atividades em tecidos de plantas não expostas a eliciadores.

A enzima peroxidase (H_2O_2 oxireductase, E.C. 1.11.1.7), está presente nos tecidos das plantas, em certas células animais e em microrganismos, é conhecida por participar de vários processos fisiológicos de grande importância (Hoagland, 1990). As peroxidases participam da biossíntese do hormônio vegetal etileno (Ishige *et al.* 1993), da oxidação de compostos fenólicos, os quais acumulam-se em resposta à infecção (Fry, 1986). Esta enzima está envolvida em diversas reações, ligações de polissacarídeos, lignificação, cicatrização de ferimentos, oxidação de fenóis, defesa de patógenos e outras.

Polifenoloxidasas (E.C 1.10.3.1) têm a propriedade de oxidar compostos fenólicos a quinonas, as quais geralmente são mais tóxicos aos microrganismos que os compostos fenólicos originais (Sticher *et al.* 1997).

A atividade de enzimas oxidativas como peroxidases e polifenoloxidasas tem sido bastante estudada em plantas como parte dos mecanismos de defesas

induzidas, ou em condições de estresse (Sánchez *et al.* 2000; Nojosa *et al.* 2003). Sendo que estas estão entre as primeiras enzimas que aumentam a sua atividade após um fator estressante (Jansen *et al.* 2001).

Esse aumento na atividade pode ser provocado por ferimentos, infecções por fungos, salinidade, déficit hídrico, déficit nutricional, dentre outros, levando também ao acréscimo na produção de lignina e etileno (Schallenberger, 1994; Sánchez *et al.* 2000). Pode também ser fator determinante da capacidade de adaptação dessas plantas, podendo essa atividade ser identificada como um marcador bioquímico de estresse (Piza *et al.* 2003), com danos no crescimento e desenvolvimento vegetal (Ulisses *et al.* 2008).

Plantas que alocam seus recursos para atenuar fatores estressantes têm maior gasto energético que irá refletir na produtividade, uma vez que as alterações metabólicas que levam à resistência possuem um custo adaptativo associado, o qual pode pesar mais do que o benefício da atividade das enzimas na defesa contra fatores estressantes (Iriti & Faoro, 2003).

Entre os fatores que podem levar ao aumento na atividade dessas enzimas estão às altas temperaturas (Hall, 2001; Mittler, 2004; Scandalios, 2005), estresse por seca ou falta de água (Mahajan & Tuteja, 2005); salinidade (Ulisses *et al.* 1998; Caverzan, 2012), frio (Aroca *et al.* 2003), deficiência de nutrientes, entre outros.

Outra enzima importante na defesa de plantas é a β -1,3 glucanases (E.C.3.2.1.39). Esse grupo de enzimas contém três classes estruturalmente distintas de β -1,3 glucanases, com representantes ácidos e básicos, com atividades específicas e substratos bastante diferentes. Vários fatores de estresse, além da tentativa de invasão por fungos, induzem o aumento da atividade de β -1,3 glucanases (Kemp *et al.* 1999). São enzimas responsáveis pela degradação de glucanos, um dos principais constituintes de paredes celulares de fungos (Sela-Buurlage *et al.* 1993; Van Loon & Van Strien, 1999). Dessa maneira contribuem para a diminuição ou inibição do crescimento de patógenos (Stintzi *et al.* 1993). Sua presença tem sido registrada em um grande número de espécies vegetais (Costa & Magnusson, 2003). A presença de ferimentos nas plantas causa a deposição de β -1,3 glucano na parede celular na forma de caloses, que podem ser provenientes dos mecanismos de proteção. Consequentemente, parte do ferimento é fechado ou limitado e a invasão do patógeno é restringida (Morohashi & Matsushima, 2000).

3 MATERIAL E MÉTODOS

Os estudos foram realizados no período de março de 2012 a outubro de 2013, nas instalações do Departamento de Horticultura e Silvicultura (DHS), Faculdade de Agronomia na Universidade Federal do Rio Grande do Sul (UFRGS), em Porto Alegre/RS, na Estação Experimental Cascata (EEC) e no laboratório de Fisiologia Vegetal da Embrapa Clima Temperado, Pelotas/RS (Km 78, BR 392).

As sementes utilizadas nos estudos são da empresa Feltrin[®]. São sementes produzidas convencionalmente, pois não foram encontradas no mercado sementes orgânicas das espécies em avaliação no período. Para estudo com alface foi utilizada a cultivar 'Veneranda' que se caracteriza por folhas verdes-claras, grandes e soltas. Sua colheita é realizada aos 60-70 dias e é resistente ao pendoamento, segundo informações do fabricante. Com a beterraba foi empregada a cultivar Early Wonder 'Katrina' que se caracteriza, de acordo com o fabricante, pela raiz de formato globular, medindo de 8 a 10 cm de diâmetro e início da colheita variando de 60 a 70 dias.

O substrato utilizado como referência foi o substrato comercial S-10[®]: Substrato Orgânico Certificado Classe A, registrado no MAPA sob número RS – 11478 10005-7, da empresa Beifiur[®], produzido em Garibaldi/RS. Este substrato é composto basicamente de turfa, sendo acrescentado resíduo orgânico da agroindústria (bagaço, engaço e sementes de uva, casca de arroz queimada e carbonizada e fertilizante orgânico classe A – A100).

Os outros substratos testados foram resultado da combinação de composto de casca de tungue, casca de arroz carbonizada e húmus de minhoca.

A casca de arroz utilizada foi obtida em indústrias arrozeiras da região de Pelotas e a carbonização da casca de arroz foi realizada de acordo com metodologia descrita por Medeiros (1998).

É importante relatar que foram mantidas as condições de um sistema de

produção orgânico, não sendo realizadas adubações complementares durante o período de formação das mudas de ambas as espécies.

Os dados climatológicos foram obtidos no Laboratório de Agrometeorologia - Embrapa Clima Temperado, que tem estação de coleta de dados na Estação Experimental Cascata.

3.1 Obtenção, composição e avaliação dos substratos a base de composto de tungue (CT), húmus de minhoca (H) e casca de arroz carbonizada (CAC)

3.1.1 Obtenção do composto de tungue (CT)

Para obtenção do composto de tungue utilizou-se como matéria prima a torta e a casca de tungue, as quais foram adquiridas da indústria de óleos vegetais Varela, do município de Fagundes Varela, RS. O processo de compostagem foi realizado utilizando-se a metodologia descrita por Kiehl (1985) e Pereira Neto (2011). A compostagem foi realizada em sistemas modulares, em células de alvenaria com capacidade de cerca de 3m³. Cada célula foi preenchida com uma camada de casca seguida de uma camada de torta. A quantidade utilizada de cada resíduo, torta e casca (proporção de 3:1), foram calculadas a fim de chegar a uma relação C/N entre 25 a 30:1. A casca de tungue, por estar originalmente em pedaços de tamanho grande passou por procedimento de trituração para diminuição do tamanho das partículas a fim de facilitar o processo de compostagem (Kiehl, 1985; Pereira Neto, 2011). O controle de todo o processo de compostagem foi feito segundo Costa & Medeiros (2013).

3.1.2 Obtenção do húmus de minhoca (H)

Para a produção de húmus foram utilizadas minhocas *Eusemia andrei* Bouché (1972) em resíduo de esterco bovino, proveniente de gado leiteiro e recolhido no estábulo onde se faz a ordenha na propriedade da família Scheer, localizada no município do Morro Redondo/RS. O manejo da produção e estabilização do húmus foi seguido conforme Schiedeck *et al.* (2006). Após, o húmus foi peneirado e misturado com casca de arroz carbonizada, nas proporções estabelecidas.

3.1.3 Substratos formulados

Nos substratos a base de composto de tungue, optou-se por acrescentar 10% de húmus à formulação, em virtude desse material já ter sido estudado como indutor de resistência a doenças e por possuir uma carga nutricional alta. Neste sentido, os substratos formulados a base de composto de tungue (CT), casca de arroz carbonizada (CAC) e húmus de minhoca (H) foram:

SC - substrato comercial S-10[®];

T2 – 90% Casca de Arroz Carbonizada (CAC) + 10%Húmus (H) (v:v);

T3 – 75%CAC + 15% Composto de Tungue (CT) + 10%H (v:v);

T4 – 55% CAC + 35% CT + 10%H (v:v);

T5 – 35%CAC +55%CT+10%H (v:v);

T6- 15%CAC + 75%CT + 10%H (v:v);

T7- 90% CT + 10%H (v:v).

Para os substratos a base de húmus de minhoca (H) e casca de arroz carbonizada (CAC) foram estabelecidos os seguintes tratamentos:

SC - Substrato comercial S-10[®];

H2 – 0%H + 100% CAC (v:v);

H3 - 20%H + 80%CAC (v:v);

H4 - 40%H + 60%CAC (v:v);

H5 - 60% H + 40%CAC (v:v);

H6 - 80%H + 20%CAC (v:v);

H7 - 100% H (v:v).

3.2 Estudo 1. Avaliação das características químicas e físicas dos substratos formulados a partir de composto de tungue, húmus de minhoca e casca de arroz carbonizada nos períodos de verão e outono/inverno

Todos os substratos foram analisados física e quimicamente no Laboratório de Biotecnologia – Análise de Substratos da Faculdade de Agronomia/UFRGS e a quantificação do teor de nutrientes foi realizada no Laboratório de Química de Solos da Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel/UFPel.

A caracterização química referente a pH e condutividade elétrica (CE) foi efetuada segundo métodos descritos por Tedesco (1995).

Para a determinação das densidades úmida e seca foi empregado o método descrito por Hoffmann (1970), e recomendado pela Federação dos Institutos para Pesquisas e Análises Agrícolas, VDLUFA (Alemanha) (Röber e Schaller, 1985) e ALVA (Áustria) (Baumgarten, 2002), para análise de substratos hortícolas.

A determinação da porosidade total, espaço de aeração e água disponível realizou-se através de curvas de retenção de água nas tensões de 0, 10, 50 e 100 hPa, e foram obtidos pelo método da mesa de tensão de acordo com a metodologia descrita na IN SDA n° 31 de Outubro de 2008.

Para quantificação de nutrientes foram utilizadas as seguintes metodologias: Nitrogênio total (Digestão sulfúrica – Kjeldahl), Fósforo total (Digestão sulfúrica – Espectrometria de AM), Potássio, Cálcio e Magnésio total (Digestão sulfúrica – Espectrometria de AA), Enxofre total (Digestão nitro-perclórica – turbidimetria), Boro (Incineração a 550°C – Espectrometria de AM), Cobre, Zinco, Ferro e Manganês (Digestão nitro-perclórica - Espectrometria de AA).

3.3 Estudo 2. Produção de mudas de alface em substratos a base de composto de tungue (CT) + casca de arroz carbonizada (CAC) + húmus (H) e desenvolvimento das plantas a campo no período de verão

Os experimentos foram realizados na Embrapa Clima Temperado - Estação Experimental Cascata, no período de dezembro de 2012 a fevereiro de 2013.

3.3.1 Experimento I: Produção de mudas de alface em substratos a base de CT+CAC+H no período de verão

A produção das mudas foi feita em casa de vegetação coberta com filme de polietileno (200 micras), com portas nas extremidades e cortinas laterais retráteis com tela antiafídeo e ainda utilizou-se tela de sombreamento preta (sombrite®) com redução de 40% da passagem da luz, no interior da estufa. O manejo da temperatura foi realizado fazendo-se a abertura das cortinas laterais e

das portas de entrada, durante as horas mais quentes do dia (09h00min às 17h00min).

A semeadura de alface foi feita em bandejas de poliestireno expandido (isopor[®]) com dimensões de 18,5 cm x 19,0 cm x 11,0 cm de largura, comprimento e profundidade, respectivamente.

As bandejas com 200 células foram totalmente preenchidas com os substratos formulados e nelas semeadas de 2 a 3 sementes por célula de alface tipo crespa 'Veneranda'. As bandejas ficaram suspensas a 80 cm do solo em uma bancada de ferro, com uma grade na parte superior para facilitar a poda natural das raízes pelo ar, assim como as operações de semeadura, desbaste e avaliações durante o experimento.

Utilizou-se irrigação por nebulização, controlada por timer. O manejo da irrigação foi igual para todos os substratos, visto que não havia estrutura física para fazê-los separadamente.

Logo após a emergência das plântulas foi realizado o desbaste, deixando-se uma planta por célula.

O delineamento experimental foi completamente casualizado com três blocos, sendo que cada bandeja representava um bloco. A avaliação das mudas foi feita aos 35 dias após a semeadura retirando-se ao acaso cinco plantas por bandeja para determinação dos parâmetros:

a) Percentagem de Emergência: A avaliação da percentagem de emergência foi realizada até a uniformização da emergência de plântulas e foram consideradas emergidas as plântulas com hipocótilo exposto.

A percentagem de emergência foi calculada de acordo com Labouriau & Valadares (1976):

$\%E = N/A * 100$, onde: %E = percentagem de emergência; N = Número total de plântulas emergidas; A = Número Total de sementes semeadas.

b) Comprimento e largura das folhas (cm): O comprimento estimado das mudas foi determinado a partir do colo até o ápice das folhas e a largura no centro de cada folha, ambas com auxílio de uma régua graduada em centímetros.

c) Número de Folhas: Foi feita a contagem do número de folhas definitivas de cada uma das plantas avaliadas.

d) Diâmetro de colo (mm): foi medido através de paquímetro digital, sendo considerado colo, onde estão inseridas as folhas.

e) **Massa Fresca (g):** As plantas foram separadas em parte área e radicular. Após esse procedimento, ambas as partes foram pesadas em balança de precisão, obtendo-se assim, o peso de matéria fresca da parte área, bem como das raízes.

f) **Massa Seca (g):** O peso de matéria seca foi obtido após a pesagem da matéria fresca. Tanto a parte área como a radicular das plantas foram acondicionadas em sacos de papel, os quais foram mantidos em estufa de ventilação de ar forçado a 65° até peso constante, sendo esses pesados novamente para a obtenção da matéria seca.

g) **Medição de área foliar:** Determinada através de um integrador de área foliar, Modelo LI-3100. Sendo que foram medidas todas as folhas das mudas e plantas adultas.

h) **Estrutura do torrão com a muda:** No momento em que as mudas foram retiradas das bandejas foi atribuído uma nota, na escala de 1 a 5, considerando-se a coesão do torrão. Para tal nota, o valor 5 foi considerado como ótimo e 1 péssimo (sem estrutura), conforme Figura 1.



Fonte: Maristela Watthier

FIGURA 1. Notas atribuídas à estrutura do torrão formado pelos substratos formulados em estudo. Porto Alegre/RS, 2013.

3.3.2 Experimento II. Desenvolvimento a campo de alface em função do substrato de semeadura, no período de verão

As mudas, com 35 dias, foram transplantadas em espaçamento de 0,25x0,25m, em quatro linhas de cultivo, sendo que cada unidade experimental foi composta por 42 plantas dispostas em três metros lineares de canteiro.

Os canteiros para o cultivo foram preparados com enxada rotativa e adubados com cama de aviário compostada para correção da fertilidade (7 t há⁻¹), de acordo com a análise química do solo e recomendação para a cultura (SBCS, 2004). Este método de análise não é completo o suficiente para dar suporte ao manejo ecológico do solo, pois mostra apenas as características químicas do

mesmo. Porém, como é uma ferramenta amplamente utilizada foi usada para auxiliar no cálculo da adubação orgânica.

Após a correção de fertilidade foi instalado o sistema de irrigação por gotejamento, sendo que foram colocadas três fitas gotejadoras por canteiro e o solo coberto com mulching de plástico preto para facilitar no controle de plantas espontâneas. Os canteiros foram abrigados com tela de sombreamento preta (80%), estendida nas horas mais quentes do dia para evitar a exposição direta das plantas ao sol.

O delineamento experimental utilizado foi o completamente casualizado em triplicata, sendo que cada canteiro representava um bloco.

Após 40 dias de desenvolvimento as plantas foram colhidas para avaliação final, sendo que os parâmetros avaliados foram: número de folhas, comprimento e largura das folhas, massa fresca e seca da parte aérea, área foliar e produtividade.

3.4 Estudo 3: Produção de mudas de alface e beterraba em diferentes substratos a base de composto de tungue (CT), húmus de minhoca (H) e casca de arroz carbonizada (CAC), no período de outono/inverno

A produção das mudas foi feita em casa de vegetação. O manejo para controle do excesso de umidade e também para possibilitar a ventilação do ambiente foi realizado fazendo-se a abertura e fechamento das cortinas laterais e das portas de entrada. As bandejas ficaram suspensas em bancadas de ferro, para facilitar o manejo e a poda natural das raízes.

3.4.1 Experimento III. Produção de mudas de alface em diferentes substratos a base de CT+CAC+H e H+CAC, no período de outono/inverno

Para execução do experimento III seguiu-se a mesma metodologia descrita no experimento I (página 31).

Durante o crescimento das mudas foi feita a limpeza das bandejas, visto que naquelas que estavam preenchidas com substrato a base de húmus de minhoca surgiram várias plantas espontâneas.

A semeadura foi feita no dia 11 de abril de 2013 e a avaliação final foi realizada no dia 14 de maio de 2014 e os parâmetros avaliados foram: emergência de sementes, número de folhas, comprimento da parte aérea, diâmetro de colo, massa fresca e seca da parte aérea, massa fresca e seca do sistema radicular, área foliar, estrutura do torrão com a muda e relação parte aérea/raiz, seguindo a metodologia descrita no experimento I.

3.4.2 Experimento IV. Produção de mudas de beterraba em diferentes substratos a base de CT+H+CAC e H+CAC, no período de outono/inverno

A semeadura da beterraba foi realizada no dia 20 de março de 2013 e em bandejas de isopor[®] de 200 células. Estas foram preenchidas com os substratos formulados e nelas semeadas dois glomérulos/célula da beterraba Early Wonder 'Katrina' (*Beta vulgaris*).

Inicialmente as mudas ficaram sob sistema de nebulização, porém aos 20 dias após a semeadura da beterraba, surgiram sintomas de cercosporiose nas folhas e, por medida de segurança, tomou-se a decisão de transferi-las para o sistema floating, para assim, evitar o molhamento foliar e a propagação do fungo. Para controle dos sintomas de cercosporiose, foi realizada a limpeza das folhas mais atacadas, cortando-se as folhas com tesoura esterilizada e aplicação de calda bordalesa a 0,2% como forma preventiva, em duas aplicações, com intervalo de 15 dias.

A análise final das mudas de beterraba foi feita no dia 23 de abril de 2013.

Os parâmetros avaliados foram: número de folhas, comprimento da parte aérea, diâmetro de colo, massa fresca e seca da parte aérea, massa fresca e seca do sistema radicular, área foliar e relação parte aérea/raiz.

3.5 Estudo 4: Desenvolvimento a campo de alface e beterraba a partir de mudas produzidas em diferentes substratos a base de composto de tungue (CT), húmus (H) e casca de arroz carbonizada (CAC), no período de outono/inverno

Neste estudo foram transplantadas à campo as mudas de alface e beterraba remanescentes do experimento III e IV, após a retirada das amostras

para avaliações fitotécnicas.

O delineamento experimental utilizado foi o completamente casualizado com três repetições, sendo que cada canteiro representava um bloco.

Os dados climatológicos foram obtidos no Laboratório de Agrometeorologia - Embrapa Clima Temperado, que tem estação de coleta de dados na Estação Experimental Cascata.

3.5.1 Experimento V: Desenvolvimento a campo de alface em função do substrato de semeadura, no outono/inverno

O preparo do solo, correção de fertilidade, irrigação e cobertura do solo foram os mesmos utilizados no experimento II (página 34).

Os canteiros foram abrigados com túnel baixo, cobertos com plástico transparente, para manejo de temperatura e dos danos provocados pela chuva. A abertura e fechamento dos túneis foi realizado todos os dias para controle da ventilação e umidade.

Após 35 DAS, no dia 15 de maio de 2013, as mudas foram transplantadas em espaçamento de 0,25 x 0,25m, em quatro linhas de cultivo, sendo que cada unidade experimental foi composta por 42 plantas dispostas em três metros lineares de canteiro. O delineamento experimental foi completamente casualizado com três repetições, sendo que cada canteiro representava um bloco. A avaliação final foi realizada no dia 12 de julho de 2013, completando o ciclo com 59 dias após o transplante. Os parâmetros avaliados foram: número, comprimento e largura das folhas, massa fresca e seca da parte aérea e área foliar.

3.5.2 Experimento VI: Desenvolvimento a campo de beterraba em função do substrato de semeadura, no outono/inverno

O preparo dos canteiros seguiu a mesma metodologia da alface, porém nesta área não foi necessário fazer a correção de fertilidade, de acordo com a análise química do solo. O sistema de irrigação utilizado foi o de microaspersão. Durante o cultivo foram realizadas três capinas manuais para manejo das plantas espontâneas. Não foi necessário fazer aplicação de produtos fitossanitários para controle de pragas e doenças.

O delineamento experimental utilizado foi o completamente casualizado, em triplicata, sendo que cada canteiro representava um bloco.

A avaliação final foi realizada no dia 21 de agosto de 2013 e as variáveis analisadas foram: número de folhas, altura da parte aérea, diâmetro de raiz, massa fresca e seca de raízes e folhas e produtividade.

3.6 Estudo 5: Influência dos substratos orgânicos na atividade de enzimas peroxidase, polifenoloxidase e β -1,3 glucanase sua relação com o desenvolvimento das mudas de alface e beterraba

Deste estudo resultaram os experimentos VII e VIII. Porém como a metodologia utilizada foi a mesma, optou-se por não separar os dois experimentos.

Todas as análises foram realizadas no laboratório de Fisiologia Vegetal, da Embrapa Clima Temperado, Pelotas/RS, no período de setembro a dezembro de 2013.

As amostras para análise foram coletadas no dia nove de maio de 2013, quando as mudas já estavam desenvolvidas. Foi coletada toda a parte aérea das mudas de alface e beterraba, de forma aleatória até que completasse em torno de dois gramas de material vegetal. Este foi colocado imediatamente sobre gelo em caixa de isopor® e levado ao laboratório para pesagem em balança analítica de precisão. Foram pesadas 0,5 gramas para cada análise a ser realizada (Peroxidase, Polifenoloxidase e β -1,3 glucanase), sendo que essas amostras foram acondicionadas em ependorf e rapidamente armazenadas no freezer a 20°C negativos, para análises posteriores.

3.6.1 Determinação da Peroxidase e Polifenoloxidase

Para preparo dos extratos, as folhas anteriormente congeladas foram homogeneizadas em almofariz com pistilo através de força mecânica a temperatura de no máximo 4°C em 10 mL de tampão fosfato 0,05 M (pH 7,0), contendo 1 mg de polivinilpirrolidona¹⁰. Após, o homogeneizado foi filtrado e centrifugado a 4000g por 20 minutos em refrigeração, sendo que o precipitado foi descartado e o sobrenadante acondicionado em gelo para ser usado como fonte enzimática de peroxidase e polifenoloxidase.

A análise da atividade de peroxidase e polifenoloxidasas foi realizada de acordo com metodologia descrita por Campos (2003). Para peroxidase foi colocado em tubos de ensaio 2,5 mL de tampão fosfato-citrato contendo solução de fosfato de sódio dibásico 0,2 M e ácido cítrico 0,1 M, pH 5,0; 0,1 mL; 0,25 mL de guaiacol a 5%; 0,25 mL de H₂O₂ a 3% e 1,5 mL de extrato enzimático, sendo misturados em vortex para homogeneização. Essa mistura foi incubada a 30°C por 15 minutos e após foi adicionado 0,25 mL de meta bissulfito de sódio a 2% e novamente foi agitado em vortex. Posteriormente os tubos foram deixados em descanso por 10 minutos e então foi realizada a leitura de absorvância em espectrofotômetro com comprimento de onda de 450 nm, sendo que para controle da reação enzimática utilizou-se água.

Já para a polifenoloxidase foram colocados no tubo de ensaio 3,6 mL de tampão fosfato 0,05 M, pH 6,0; 0,1 mL de catecol 0,1M e 1mL de extrato enzimático; em seguida misturados em vortex e incubados a 30°C por 30 minutos. Após foi acrescentado a essa mistura 0,2mL de ácido perclórico a 1,4% e novamente agitado em vortex e deixado em repouso por 10 minutos e então feita a leitura de absorvância em 395 nm, em espectrofotômetro, sendo que para controle da reação enzimática utilizou-se água.

A atividade das enzimas foi expressa em unidade enzimática (ue), no qual uma unidade enzimática é definida como a quantidade de enzima que causa um aumento de 0,001 unidade por minuto de absorvância.

3.6.2 Determinação da β 1,3 glucanase

A β -1,3-glucanase foi determinada colorimetricamente, pelo método de Abeles & Forrence (1970), com modificações, tendo-se utilizado laminarina e dinitrossalicilato como substratos. As folhas congeladas (500 mg/amostra) foram homogeneizadas em almofariz com pistilo através de força mecânica, em tampão citrato de sódio 0,1 M (pH 5,4), com 0,1% (v/v) de beta-mercapto etanol a 0,1% (p/v) de L-ácido ascórbico. Para o extrato de beterraba foi necessário fazer a clarificação em carvão ativado. O homogeneizado foi centrifugado a 15.000 *rpm* por 45 min a 4°C, e o sedimento foi descartado. O sobrenadante – extrato bruto – foi armazenado em gelo. As leituras das absorvâncias foram realizadas a 500 nm, em espectrofotômetro Shimadzu, modelo UV - 1601PC. A unidade de atividade da enzima foi definida como a quantidade de enzima que produziu o equivalente a 1

nmol de glicose por 1.000 mL de preparação por miligrama de proteína, nas condições descritas acima.

3.6.3 Determinação da atividade específica

Para o cálculo da atividade específica das enzimas foi realizada a determinação da proteína total pelo método de Bradford (1976). Para fonte enzimática utilizou-se o mesmo extrato usado para PO e PFO. O resultado foi expresso em UE min⁻¹mg de proteína.

3.7 Análises estatísticas

Os resultados foram avaliados no programa WinStat, versão 1.0 e pelo Sistema de Análise e Separação de Médias em Experimentos Agrícolas (SASM-Agri), versão 8,2 (Canteri, *et al.* 2001). Foi realizado o teste de normalidade dos dados, através de Shapiro-Wilk (W) e as transformações quando necessárias foram realizadas, segundo o teste de homocedasticidade (Box & Cox, 1964).

Realizou-se análise de variância e as médias comparadas pelo Teste de Tukey e Duncan a 5% de probabilidade de erro, análise de regressão foi feita com o programa OriginPro[®] versão 7,0.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Estudo 1: Avaliação das características químicas e físicas dos substratos formulados a base de composto de tungue, húmus de minhoca e casca de arroz carbonizada

4.1.1 Características químicas

Em relação aos parâmetros químicos analisados nos substratos, observou-se um aumento na condutividade elétrica à medida que se aumentou o percentual de composto de tungue, entretanto quanto ao valor de pH o resultado foi inverso, houve uma diminuição no valor de pH com a maior proporção de composto de tungue, nas duas épocas de cultivo (Figura 2A e 2B).

O húmus, além de ser um material rico em microrganismos, o que favorece a assimilação de nutrientes pelas raízes das plantas, apresenta a vantagem de possuir pH próximo à neutralidade. A presença de glândulas calcíferas em minhocas faz com que o pH do húmus se eleve, alterando, conseqüentemente, a disponibilidade dos nutrientes (Cabrera *et al.* 2007). Isto se comprova ao analisarmos as diferenças de pH entre as composições com composto de tungue e húmus de minhoca (Tabela 1A e 1B). Percebe-se que de maneira geral os substratos formulados com húmus de minhoca apresentam pH superior aos substratos formulados com composto de tungue.

Observando o comportamento dos substratos formulados a base de húmus de minhoca, obteve-se uma curva negativa para pH e positiva para CE, ou seja, conforme aumenta-se a proporção de húmus em relação a CAC, o valor de pH diminui até certo ponto (H6) e aumenta em H7, ao mesmo tempo em que ocorre o oposto para CE (Figura 2C).

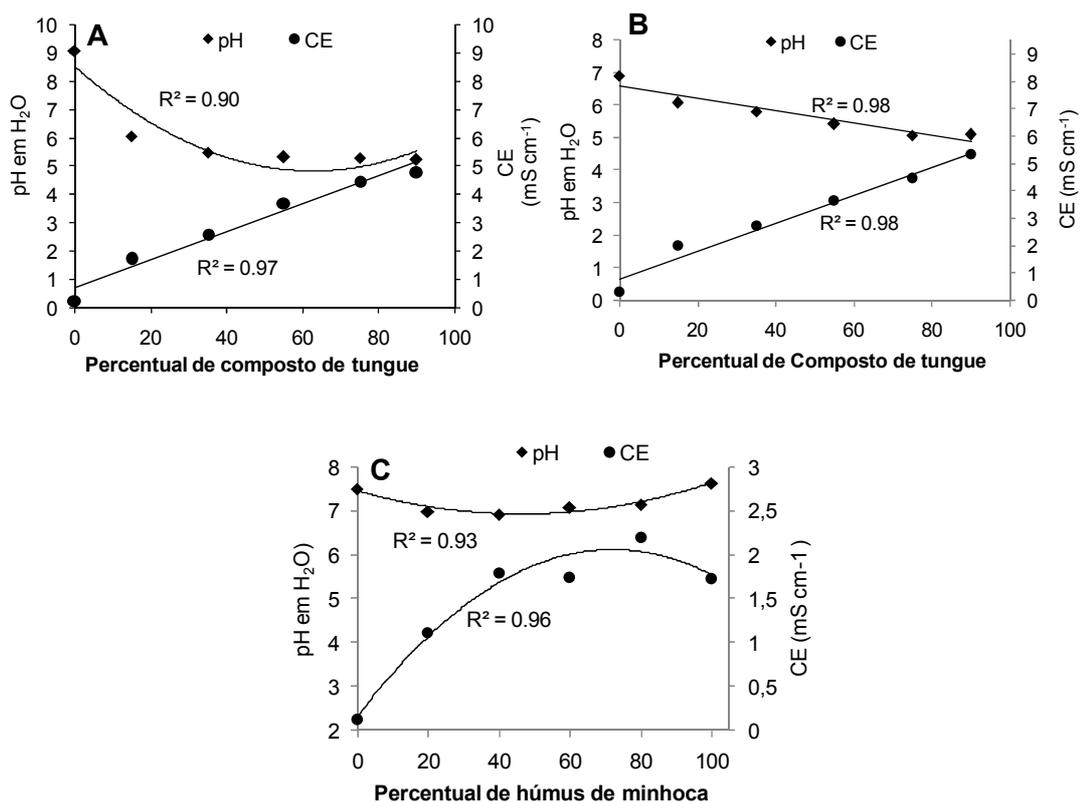


FIGURA 2. Teor de pH e condutividade elétrica (CE) em substratos a base de composto de tungue, no cultivo de verão (A) e no outono (B) e em base de húmus de minhoca no cultivo de outono (C). UFRGS. Porto Alegre/RS, 2013.

Kämpf (2005) considera um valor ideal de pH situado entre 5,0 e 5,8 para substratos de base orgânica. Analisando os substratos a base de composto de tungue (Tabela 1A), somente os substratos T2 e T3 nas duas épocas de cultivo estão fora da faixa adequada, assim como a condutividade elétrica (CE) baixa (0,28 e 1,73 mS cm⁻¹) (Kämpf, 2005). Pela tabela 1B percebe-se que todos os substratos a base de húmus de minhoca estão fora dos valores de pH considerado adequado para substratos orgânicos. Conforme classificação da mesma autora, os substratos aqui estudados podem ser classificados, com relação ao pH como: SC - extremamente baixo, T4, T5, T6 e T7 - ótimo, T2, T3 e todos os substratos a base de húmus – alto (Tabela 1).

Valores de pH abaixo ou muito acima da faixa considerada ideal (5,0 a 5,8) podem ser prejudiciais ao desenvolvimento das mudas, podendo causar desequilíbrios fisiológicos e afetar a disponibilidade de nutrientes (Kämpf, 2005). Estando o pH abaixo de 5,0, tal como o SC (pH= 4,2 e 3,78, no verão e outono, respectivamente), mudas de hortaliças podem manifestar sintomas de deficiências de alguns nutrientes, entre eles, N, K, Ca, Mg e B. E permanecendo acima de 6,5, assim como o T2 (pH= 9,1 e 6,92) e todos a base de húmus é

possível que a assimilação de Fe, Mn, Cu e outros seja menor (Abad & Nogueira, 2004).

TABELA 1. Características químicas, representadas pelo pH em H₂O e Condutividade Elétrica (CE) de substratos orgânicos a base de composto de tungue - CT (A) e húmus de minhoca - H (B) utilizados no cultivo de alface e beterraba em diferentes épocas do ano. Porto Alegre/RS, 2013.

(A)					(B)		
Substrato	pH (H ₂ O)		CE (mS cm ⁻¹)		Substrato	pH (H ₂ O)	CE (mS cm ⁻¹)
	Verão	Outono	Verão	Outono			
SC	4,2	3,8	1,5	1,7	SC	3,8	1,7
T2 - 0%CT	9,1 **	6,9**	0,3**	0,3**	H2 - 0% H	7,5**	0,1**
T3 - 15%CT	6,1	6,1	1,7	2,0	H3 - 20%H	6,9	1,1
T4 - 35%CT	5,5	5,8	2,6	2,7	H4 - 40%H	6,9	1,8
T5 - 55%CT	5,3	5,4	3,7	3,7	H5 - 60%H	7,1	1,7
T6 - 75%CT	5,2	5,1	4,4	4,5	H6 - 80%H	7,1	2,2
T7 - 90%CT	5,2	5,1	4,8	5,3	H7 - 100%H	7,6	1,7
CV (%)	1,7	1,6	1,8	1,3	CV (%)	1,9	0,9

**Significativo a 1%.

Na Tabela 1, nota-se que o SC sofreu uma queda no pH e um leve aumento na condutividade elétrica (CE) ao longo do tempo, ou seja, do verão (dezembro/2012) até outono (março/2013). Este fato não é desejável, pois o material a ser utilizado como substrato deve estar estável para ser comercializado. As mudanças químicas ocorridas no lote em estudo demonstram que o mesmo não estava estabilizado, o que para agricultores e/ou viveiristas não é uma característica desejável, visto que esse parâmetro pode vir a prejudicar o desenvolvimento das mudas. No entanto, esse comportamento não foi detectado para os substratos a base de composto de tungue, os quais mantiveram suas características estáveis durante o período.

Cavins *et al.* (2000) afirmam que a condutividade elétrica deve estar entre 2,0 e 3,5 mS cm⁻¹, o que representa um teor total de sais (salinidade) adequado para a produção em substratos, da maioria das espécies vegetais. Gruszynski (2002) relata que os valores de CE entre 0 e 0,75 mS cm⁻¹ é considerada muito baixa, podendo não sustentar um rápido crescimento das mudas de hortaliças, tal como T2 e H2; entre 0,76 e 2,0 mS cm⁻¹ a CE é baixa, sendo adequada para produção de mudas da maioria das hortaliças, o que acontece com os substratos T3, H3, H4, H5 e H7; entre 2,0 e 3,5 mS cm⁻¹ a CE é considerada normal, e tida como faixa padrão para a maioria das hortaliças em crescimento e limite superior para as sensíveis à salinidade (T4 e H6); entre 3,5 e 5,0 mS cm⁻¹ a CE é considerada alta e prejudicial, principalmente em épocas quentes, o que acontece em T5, T6 e T7, e quando for entre 5,0 e 6,0 mS cm⁻¹ é muito alta, dificultando a absorção de água.

Segundo a Tabela 1 houve uma grande variação no valor de CE entre os substratos, tendo o T2 e o H2 os valores mais baixos (0,3 e 0,1 mS cm⁻¹, respectivamente) devido ao grande percentual de CAC, e o T7 o mais alto (5,3 mS cm⁻¹) em virtude de a sua composição ser de composto de tungue puro. Observa-se ainda que o CT, de maneira geral, apresenta maior CE, em relação ao húmus de minhoca.

Assim, os substratos devem apresentar valores adequados de pH e CE, uma vez que o pH, além de influenciar a disponibilidade de nutrientes, está relacionado a desequilíbrios fisiológicos da planta, enquanto que o alto teor de sais solúveis pode provocar a queima ou necrose das raízes, sendo resultante das condições inerentes do próprio substrato ou do excesso de adubação (Backes *et al.* 1991; Carneiro, 1995).

Em relação ao teor de nutrientes presente nos substratos formulados observa-se, nas Tabelas 2 e 3, uma tendência linear para todos os nutrientes a medida que aumenta-se o percentual de composto de tungue ou húmus de minhoca até 100%. Isto já era esperado, pois a casca de arroz carbonizada (CAC) utilizada nas misturas possui baixas quantidades de nutrientes.

TABELA 2. Características químicas referentes aos teores de nutrientes presentes nos substratos a base de composto de tungue. Porto Alegre/RS, 2014.

Valores totais	Substratos						
	SC	T2	T3	T4	T5	T6	T7
N (g Kg ⁻¹)	10,04	8,48	13,5	15,8	18,35	18,18	26,59
P (g Kg ⁻¹)	1,4	1,11	2,28	2,41	2,18	2,84	7,13
K (g Kg ⁻¹)	5,49	3,4	9,42	10,73	10,2	13,08	28,26
Ca (g Kg ⁻¹)	4,6	4,39	4,73	4,67	5,41	5,34	18,39
Mg (g Kg ⁻¹)	3	2,44	2,55	3,26	3,53	3,59	6,36
S (g Kg ⁻¹)	7,41	1,56	2,09	2,94	3,18	2,41	4,94
Na (g Kg ⁻¹)	0,97	0,76	0,59	0,51	0,38	0,51	0,97
B (mg.Kg ⁻¹)	20,81	24,53	32,61	36,34	43,48	43,48	69,88
Cu (mg.Kg ⁻¹)	12,39	12,39	13,63	14,87	16,11	13,63	163,59
Zn (mg.Kg ⁻¹)	53,8	46,85	52,37	49,38	48,04	52,06	147,15
Fe (mg.Kg ⁻¹)	2548,1	1809,5	1656,6	1412,4	1126,7	1097,0	1917,3
Mn (mg.Kg ⁻¹)	292,18	423,57	359,25	281,15	168,4	135,98	214,08

TABELA 3. Características químicas referentes aos teores de nutrientes presentes nos substratos a base de húmus de minhoca. Porto Alegre/RS, 2014.

Valores totais	Substratos						
	SC	H2	H3	H4	H5	H6	H7
N (g Kg ⁻¹)	10,04	4,67	5,89	6,41	6,06	6,06	10,39
P (g Kg ⁻¹)	1,4	1,71	2,14	2,79	3,08	3,5	4,25
K (g Kg ⁻¹)	5,49	6,02	7,85	11,51	11,51	12,04	10,99
Ca (g Kg ⁻¹)	4,6	3,79	3,31	3,18	3,31	2,97	10,48
Mg (g Kg ⁻¹)	3	1,73	2,71	3,2	3,38	3,47	4,64
S (g Kg ⁻¹)	7,41	0,5	0,85	1,65	1,79	1,85	2,65
Na (g Kg ⁻¹)	0,97	1,35	1,1	1,05	1,1	1,14	0,97
B (mg.Kg ⁻¹)	20,81	13,04	18,32	16,46	18,94	16,77	24,22
Cu (mg.Kg ⁻¹)	12,39	193,34	28,51	22,31	23,55	33,46	45,86
Zn (mg.Kg ⁻¹)	53,8	55,88	82,95	66,98	71,15	63,86	90,59
Fe (mg.Kg ⁻¹)	2548,1	1565,9	2298,3	2330,6	2363,0	2370,2	2487,0
Mn (mg.Kg ⁻¹)	292,18	773,63	575,17	486,96	484,21	417,14	501,67

É possível verificar também que com exceção dos teores de Ferro e Manganês, os demais nutrientes estão em maior quantidade nos substratos formulados a base de composto de tungue. Isto provavelmente aconteceu em virtude do material de origem dos materiais, ou seja, o composto a base de torta e casca de tungue possui em sua composição mais acúmulo de nutrientes do que o húmus de minhoca, onde foi utilizado como matéria prima o esterco bovino.

Evidencia-se também que os nutrientes presentes no SC, são na sua grande maioria inferiores aos observados nos substratos formulados a partir de 15% de composto de tungue (T3). Já naqueles formulados a base de húmus de minhoca, o maior ou o menor teor de nutrientes em relação ao SC, variou de acordo com os nutrientes. Por exemplo, para o nitrogênio (N), somente o H7 (100%H) foi superior ao SC, entretanto para fósforo (P) e potássio (K), já se verifica superioridade dos substratos formulados a partir de 20% de húmus de minhoca (H3) (Tabela 3).

4.1.2 Características físicas

4.1.2.1 Substratos a base de composto de tungue e casca de arroz carbonizada

Os resultados obtidos quanto às características físicas dos substratos são apresentados na Tabela 4. Observa-se que na medida em que se aumentou a proporção de composto de tungue, a densidade seca (DS) também aumentou e

diminuiu a porosidade total para as duas épocas de cultivo, sendo que houve mudanças nas propriedades físicas de uma estação para outra e isto aconteceu provavelmente em virtude da acomodação das partículas de um período para o outro (Tabela 4).

TABELA 4. Densidade seca (DS), porosidade total (PT), espaço de aeração (EA), água facilmente disponível (AFD) e água remanescente (AR) em substratos a base de composto de tungue, utilizados no cultivo de verão e outono. UFRGS. Porto Alegre/RS, 2013.

Substrato	DS (kg m ⁻³)		PT (%)		EA (%)		AFD (%)		AR (%)	
	Verão	Outono	Verão	Outono	Verão	Outono	Verão	Outono	Verão	Outono
SC	306,3	354,3	79,2	81,7	16,5	10,3	24,8	26,8	33,9	38,0
T2 - 0%CT	131,0**	201,9**	84,9**	81,6**	69**	50,7**	4,7**	15,8**	10,4**	14,6**
T3 - 15%CT	277,5	353,8	83,1	74,4	55,4	26,8	7,9	25,1	19,2	22,2
T4 - 35%CT	340,5	420,7	76,7	71,5	44,8	26,4	10,6	23,7	21,	20,9
T5 - 55%CT	439,1	502,8	72,3	71,2	29,9	17,5	16,8	28,0	24,8	25,2
T6 - 75%CT	490,3	542,7	70,4	70,0	16,0	17,9	25,2	25,6	28,9	26,1
T7 - 90%CT	540,6	607,6	68,9	70,1	13,6	8,06	24,8	31,1	30,0	30,8
CV (%)	2,2	1,2	2,0	3,1	3,6	14,9	2,9	7,6	3,0	2,7

**Significativo a 1% de probabilidade de erro pelo Teste de Tukey.

Para o preenchimento das células de uma bandeja usada para a produção de mudas de hortaliças recomenda-se o uso de substratos com a densidade seca entre 100 e 300 Kg m⁻³ (Kämpf, 2005; Fermino, 2002). Neste sentido, verifica-se que os substratos T5, T6 e T7 estão fora dos valores de referência e que T4 teve sua DS aumentada de uma estação para outra, ficando fora dos padrões no segundo cultivo. Para o substrato comercial houve aumento da densidade seca, porém este valor (354,3 kg m⁻³) está próximo dos valores ideais, segundo os mesmos autores.

Para Bunt (1973) o intervalo da densidade para o cultivo de plantas hortícolas está entre 400 e 500 kg m⁻³. Neste sentido, observa-se que os substratos T5, T6 e T7 apresentam-se nesse intervalo, no período de verão e T4, T5, T6 e T7 no outono.

Percebe-se também em relação à DS, que o composto de tungue teve dominância sobre a CAC, pois um acréscimo de 15% do composto de tungue dobrou a DS e esse aumento se deu de forma linear nos dois períodos de cultivo (Figura 3A e 3B).

A porosidade de um substrato é definida como a diferença entre o volume total e o volume de sólidos de uma amostra. É uma característica que tende a sofrer modificações ao longo do cultivo pela acomodação das partículas. Sendo assim, o substrato deve apresentar porosidade suficiente para permitir trocas gasosas, evitando falta de ar para a respiração das raízes, assim como para a

atividade microbiana do meio (Steffen, 2008). Além disso, sabe-se que o cultivo de plantas em recipientes com reduzido volume de substrato leva a uma alta concentração de raízes, exigindo elevado suprimento de oxigênio e rápida remoção do gás carbônico formado (Kämpf, 2000).

Neste sentido, os substratos T2 (0%CT) e T3 (15%CT), no cultivo de verão, e somente o T2 no cultivo de outono, apresentaram valores de porosidade total considerado ideal, o qual segundo De Boot & Verdonck, (1972) e Carrijo *et al.* (2002), é de 85% ($0,85 \text{ m}^3 \text{ m}^{-3}$). Os demais possuem valores abaixo dos recomendados para substratos, sendo maiores os valores quanto maior a proporção de casca de arroz carbonizada, variando no geral de 69% a 85% (Tabela 4).

Segundo De Boodt & Verdonck (1972) e Haynes & Goh (1978), a água facilmente disponível (AFD) é dada pelo volume de água liberada, em condições de laboratório, entre 10 e 50 cm de tensão (10 e 50 hPa). Na Tabela 4, observa-se que no verão, os substratos com as maiores proporções de composto de tungue (T6 e T7) possuem mais água facilmente disponível, estando dentro dos valores considerados ótimos (de 20 a 30%), segundo De Boodt & Verdonck (1972) e Abad & Noguera (2000). Isto significa que quanto maiores os teores de AFD, maior poderá ser o intervalo de irrigação, implicando em menor gasto de água para manter o substrato umedecido. No período de outono, com exceção do T2, todos os substratos a base de composto de tungue estão dentro dos valores referenciais e acima dos valores observados no verão (Tabela 4) e isto provavelmente aconteceu devido ao armazenamento dos substratos.

Neste sentido, de acordo com Drzal *et al.* (1999) os poros podem ser classificados em macroporos, mesoporos, microporos e ultramicroporos. Em condições de saturação hídrica, os macroporos estão preenchidos com ar, ou seja, não retêm água, e o seu volume é caracterizado como espaço de aeração. Nas mesmas condições, os poros menores estão preenchidos por água, em volume que corresponde à capacidade de retenção hídrica do substrato (Kämpf, 2005), isto é, os mesoporos retêm água (água facilmente disponível), os microporos também retêm água, mas em tensões maiores e corresponde a água tamponante e os ultramicroporos retêm água a tensões não disponíveis as plantas (maiores de 100 kPa) e seu volume é definido como água remanescente.

De maneira geral para os dois períodos de cultivo (verão e outono), pode-se observar na figura 3A e 3B que quanto maior o percentual de composto de

tungue na composição do substrato, maior o teor de sólidos, menor o espaço de aeração, maior a água facilmente disponível e água remanescente, sendo que todas variáveis tiveram um comportamento linear para o aumento na proporção de composto de tungue.

Diante disso, percebe-se que com o aumento na proporção do CT em relação à CAC, houve uma acomodação das partículas dos substratos, com consequente aumento da densidade seca do substrato. Assim, ao se observar a Figura 3, nota-se que ocorreu uma diminuição na porosidade total e no espaço de aeração, provavelmente devido ao formato diferente e ao menor tamanho das partículas do CT que preencherem os espaços vazios da CAC. Obteve-se uma correlação negativa e significativa de densidade seca com a porosidade total e espaço de aeração ($R=-0,97$) e ($R=-0,83$), respectivamente. Essa correlação já foi proposta por Hannan *et al.* (1981), onde o autor sugere que o aumento na densidade está relacionado com uma maior densidade de partícula do CT em relação à CAC.

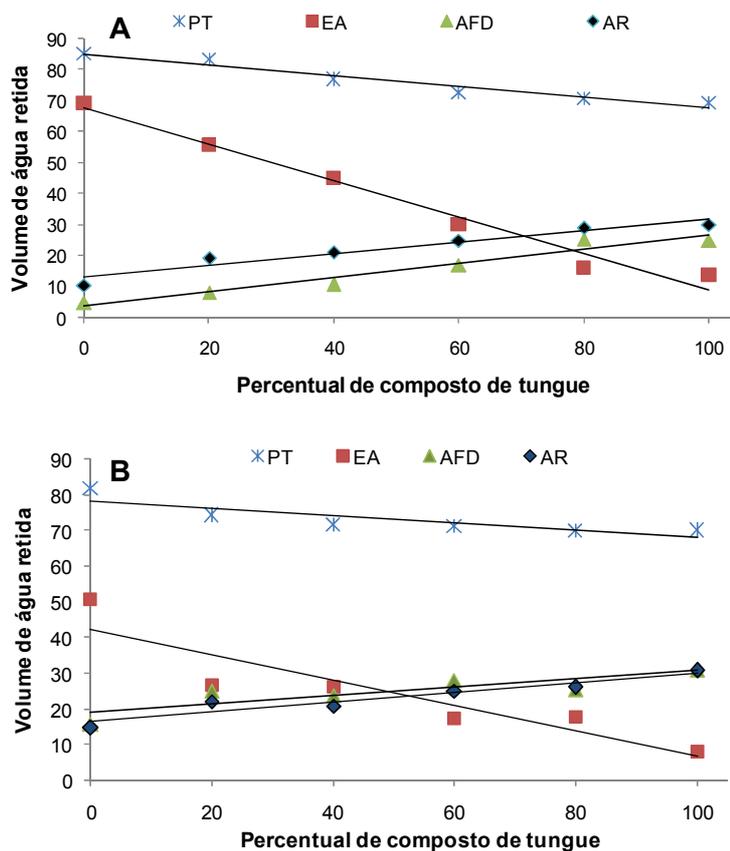


FIGURA 3. Características dos substratos a base de composto de tungue referente à porosidade total (PT), espaço de aeração (EA), água facilmente disponível (AFD) e água remanescente (AR), no cultivo de verão (A) e outono (B). Porto Alegre/RS, 2013. Equações de regressão: Verão: PT= $-0,174x + 84,83$ $R^2 = 0,95$; EA= $-0,585x + 67,43$ $R^2 = 0,98$; AFD= $0,227x + 3,678$ $R^2 = 0,95$; AR = $0,186x + 13,06$ $R^2 = 0,94$. Outono: PT= $-0,101x + 78,21$ $R^2 = 0,73$; EA= $-0,355x + 42,33$ $R^2 = 0,84$; AFD= $0,116x + 19,09$ $R^2 = 0,73$; AR= $0,137x + 16,42$ $R^2 = 0,89$.

4.1.2.2 Substratos a base de húmus de minhoca e casca de arroz carbonizada

Na Tabela 5 pode-se verificar que os valores obtidos para todas as variáveis (densidade seca, porosidade total, espaço de aeração, água facilmente disponível e água remanescente) foram altamente significativos ($p < 0,01$).

A densidade do substrato é a relação entre massa e volume, devendo ser suficiente para dar sustentação às plantas (Fermino, 2002), porém seu valor não pode ser excessivamente alto, visto que o peso das bandejas é um parâmetro a levar em conta na manipulação das plantas e em expedições comerciais. Os valores de referência para densidade em substratos variam conforme os autores.

Bunt (1973) relata que o intervalo da densidade para o cultivo de hortaliças está entre 400 e 500 Kg m⁻³, os substratos SC, H3, H4, H5 e H6 apresentam-se nesse intervalo. Já o H2 está abaixo dos valores de referência segundo este autor, devido à maior proporção de CAC em relação ao húmus de minhoca.

Kämpf (2005) propõe que a densidade de substratos para uso em bandejas para produção de mudas de hortaliças varie de 100 a 300 Kg m⁻³, tal como os substratos SC, H2 e H3 (Tabela 5).

Farias *et al.* (2012) realizaram trabalho com componentes da indústria de polpa de frutas na composição de substratos e encontraram valores de densidade entre 80 a 460 Kg m⁻³. Ferraz *et al.* (2005) avaliaram substratos comerciais comercializados no país e encontraram valores de densidade variando de 180 a 320 Kg cm⁻³, resultado semelhante ao encontrado neste trabalho para o substrato comercial (354 Kg cm⁻³).

A porosidade de um meio de cultivo é a porcentagem de seu volume que não se encontra ocupada pela fase sólida, ou seja, corresponde ao quociente entre o volume de poros e o volume total que o meio ocupa no recipiente (Zorzeto, 2011). Segundo Berjon & Murray (1998), ao se mesclarem materiais com granulometrias distintas, aquele com partículas mais finas ocupará os espaços vazios existentes entre as partículas mais grossas do outro material, reduzindo sua porosidade total.

Porém, isto não ocorreu nos substratos à base de húmus de minhoca, em virtude do arranjo de partículas. O húmus apresenta partículas de formato esférico em sua composição (Figura 4), e quando arranjadas, deixam espaços entre elas, o que resultou em maior PT (91,1%) no húmus puro (H7).

Porém essa PT é composta basicamente de macroporos, representada pelo grande espaço de aeração (41,1%) e por ultramicroporos, sendo que seu volume representa a água remanescente (AR), que no H7 foi de 43,6% (Tabela 5). No entanto, essa alta AR não é favorável para as plantas, pois é necessário um maior gasto de energia para que essas consigam absorver está água que está altamente retida (em tensões maiores de 100 KPa).

Esses resultados são diferentes dos observados por Mauad *et al.* (2004), que encontraram valores de PT em torno de 60% e EA de 17% para o húmus puro e PT de 51,8% e EA de 34% para CAC pura. Porém, a água remanescente coincidiu com os dados dos autores, com valores em torno de 42%.



FIGURA 4. Ilustração do formato esférico das partículas de húmus de minhoca. Foto: Maristela Watthier. Porto Alegre/RS, 2013.

TABELA 5. Densidade seca (DS), porosidade total (PT), espaço de aeração (EA), água facilmente disponível (AFD) e água remanescente (AR) em substratos a base de húmus de minhoca, utilizados no cultivo de outono. UFRGS. Porto Alegre/RS, 2013

Substrato	DS (kg m ⁻³)	PT (%)	EA (%)	AFD (%)	AR (%)
SC	354,3**	81,7**	10,3**	26,8**	38,0**
H2 - 0% H	141,1	71,5	47,7	14,0	9,3
H3 - 20% H	316,1	75,7	38,0	17,9	19,3
H4 - 40% H	439,5	72,7	26,4	17,4	27,8
H5 - 60% H	415,3	72,6	22,7	16,9	32,0
H6 - 80% H	540,8	72,5	18,7	16,4	36,5
H7 - 100% H	500,5	92,5	41,1	7,69	43,6
CV (%)	1,31	2,54	9,76	7,54	1,6

** significativo a 1% de probabilidade de erro.

O espaço de aeração é a proporção de volume de substrato que contém ar depois de saturado com água e drenado a 10 hPa de tensão, sendo recomendado valores entre 20 e 30% (De Boodt & Verdonck, 1972; Abad & Noguera, 2000). Valores elevados como os apresentados pelos substratos H2, H3 e H7 podem ocasionar deficiências hídricas às plantas, principalmente com irrigações pouco frequentes. Já os valores reduzidos, como os apresentados pelo substrato comercial, pode causar falta de oxigênio para o desenvolvimento das raízes (Tabela 5).

Deve-se lembrar de que as raízes requerem oxigênio para manter sua atividade metabólica e seu crescimento. Um déficit temporal de oxigênio pode reduzir o crescimento das raízes e da parte aérea da planta, porém condições anaeróbicas mantidas durante poucos dias podem levar a morte de algumas raízes.

Quanto maior for o volume de água disponível às plantas a tensões mais baixas, menor será a energia necessária pelas plantas para absorvê-la (Fermino, 1996).

A água facilmente disponível (AFD) corresponde à água liberada pelo substrato ao passar de 10 hPa a 50 hPa de tensão, com valores ótimos entre 20 e 30% do volume (Cadahia, 1998). Todos os substratos a base de húmus e a CAC pura (H2 – 0%H) ficaram fora desses valores, sendo que estes podem prejudicar o crescimento vegetal, em virtude da baixa quantidade de água disponível às plantas e também pelos baixos teores de nutrientes que este substrato apresenta.

De maneira geral, observa-se que conforme se aumenta o percentual de húmus de minhoca, aumenta também a água remanescente de forma linear, PT e EA tem comportamento semelhante, reduzem até certo ponto e depois aumentam novamente e AFD forma uma curva polinomial negativa (Figura 5).

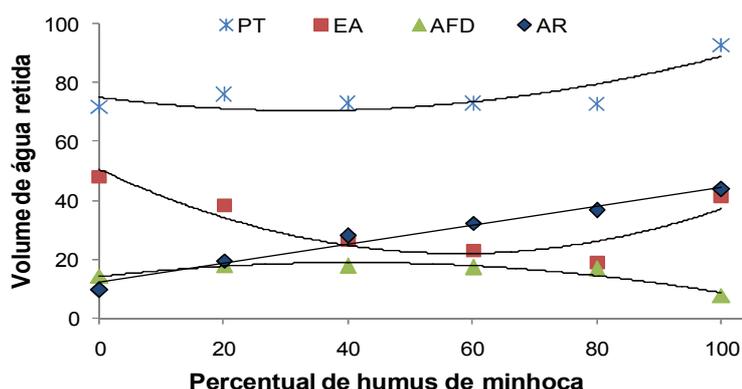


FIGURA 5. Características dos substratos a base de húmus de minhoca referente a porosidade total (PT), espaço de aeração (EA), água facilmente disponível (AFD) e água remanescente (AR). Porto Alegre/RS, 2013. Equações de regressão: $PT = 0,004x^2 - 0,268x + 74,88$ $R^2 = 0,69$; $EA = 0,008x^2 - 0,987x + 50,57$ $R^2 = 0,85$; $AFD = -0,002x^2 + 0,229x + 13,95$ $R^2 = 0,89$; $AR = 0,325x + 11,81$ $R^2 = 0,97$

4.2 Estudo 2: Produção de mudas de alface em substratos a base de CT+H+CAC e desenvolvimento das plantas a campo no período de verão

4.2.1 Experimento I. Produção de mudas de alface em substratos a base de CT+H+CAC no período de verão

Os resultados obtidos na produção de mudas de alface podem ser visualizados na Tabela 6. Dos parâmetros fitotécnicos avaliados na produção das mudas de alface, aqueles relacionados à porcentagem de emergência e ao sistema radicular (MFSR, MSSR e CSR) não apresentaram diferenças estatisticamente significantes, ou seja, eventuais variações, tanto dos aspectos físicos (como espaço de aeração ou densidade, por exemplo) quanto dos aspectos químicos dos substratos, não foram suficientes para interferir no desenvolvimento das raízes das plântulas durante o período de verão.

Quanto mais rápido ocorrer a germinação das sementes e a imediata emergência das plântulas, menos tempo as mesmas ficarão sob condições adversas, passando pelos estádios iniciais de desenvolvimento de forma mais acelerada (Martins *et al.* 1999). Neste sentido, observa-se que os substratos não influenciaram na emergência final de alface, pois não ocorreu diferença significativa entre os mesmos.

Para número de folhas não se observou diferença estatística, porém este é um fator importante para tomada de decisão na hora do transplante. Dados do SEBRAE/MA *apud* Trani *et al.* (2004) recomendam que o transplante seja realizado com mudas com, aproximadamente, duas a três folhas definitivas. Na tabela 6, percebe-se que todos os substratos atingiram mais de três folhas definitivas por ocasião do transplante, sendo esse resultado superior ao observado por Trani *et al.* (2004) que analisou a produção de mudas de alface em substratos comerciais (Plantmax[®], Esfagno[®] e G-III[®]) na região de Campinas/SP.

TABELA 6. Porcentagem de emergência (%E), estabilidade do torrão (ET), número de folhas (NF), comprimento da parte aérea (CPA), diâmetro de colo, massa fresca e secada parte aérea (MFPA e MSPA), massa fresca e seca das raízes (MFSR e MSSR), comprimento do sistema radicular (CSR) e área foliar (AF) de mudas de alface produzidas em diferentes substratos a base de CT+H+CAC, no período de verão (2012/2013), em sistema orgânico de produção. Porto Alegre/RS, 2013.

Substrato	%E	ET	NF	CPA ⁽¹⁾	Ø colo	MFPA	MSPA	MFSR	MSSR	CSR	AF ⁽¹⁾
				cm	mm						cm ² planta ⁻¹
SC	99,4	4,9	3,13	3,9	1,5	332,4	36,7	31,4	25,2	7,4	12,2
T2 - 0% CT	100 ns	3,9 ns	3,13 ns	2,2 b **	1,1 ns	121,5 b	17,4 ns	16,5 ns	13,5 ns	7,38 ns	4,61 b
T3 - 15% CT	98,9	4,6	3,26	3,5 ab	1,3	280,7 ab	27,0	28,3	23,5	8,3	15,4 a
T4 - 35% CT	84,7	4,9	3,33	3,6 ab	1,4	305,5 ab	24,3	33,6	27,8	8,2	12,5 a
T5 - 55% CT	95,4	4,1	3,53	4,1 ab	1,4	357,0 ab	29,8	25,6	21,4	8,4	14,5 a
T6 - 75% CT	95,9	4,8	3,8	4,6 a	1,4	381,1 ab	26,9	28,5	23,9	8,4	15,9 a
T7 - 90% CT	96,1	4,6	3,6	6,6 a	1,5	525,3 a	36,6	27,2	23,1	7,4	22,9 a
CV (%)	11,6	10,4	9,6	14,6	10,84	33,3	35,9	33,6	32,5	13,3	8,5

ns – não significativo a 5% de probabilidade pelo teste de Tukey. ** Valores seguidos da mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,01$). (1) Dados transformados por $\log 10$ para fins de análise estatística.

Para comprimento da parte aérea, houve diferença estatística, sendo que o T6 e T7 foram superiores ao T2 e semelhantes aos demais. Estes resultados podem ter implicado em maior número de folhas, maior massa fresca da parte aérea e área foliar.

Analisando a massa fresca e seca da parte aérea, observou-se maior valor no T7 (525,3 e 36,6 mg planta⁻¹, respectivamente) e menor valor no T2 (121,5 e 17,4 mg planta⁻¹, respectivamente), sendo que estes resultados diferiram estatisticamente entre si para MFPA e os demais substratos apresentaram valores intermediários. Os valores obtidos no T7 foram superiores aos observados no substrato comercial (Tabela 6) e coincidem com os obtidos por Soares *et al.* (2009) que concluiu que o uso de 100% composto orgânico a base de restos da máquina pré-limpeza de grãos e resíduos de bovino, forneceu as melhores condições para o desenvolvimento das mudas de repolho, sendo superior ao substrato comercial.

Esse fato provavelmente ocorreu devido à maior disponibilidade de nutrientes desses substratos e conseqüentemente maior formação de tecidos da parte aérea, expressos pela área foliar (AF). Além disso, outras comprovações desta resposta pode ter vindo através das altas correlações entre a CE e CPA ($R=0,89$), CE e MFPA ($R=0,94$) e entre CE e AF ($R=0,85$), indicando que a alface é uma hortaliça exigente em nutrição, porém não é exigente a baixas densidades, como recomendado para hortaliças, pois também houve correlação positiva para esta característica do substrato, com $R=0,91$, $R=0,95$ e $R=0,88$ para os

parâmetros fitotécnicos citados acima (CPA, MFPA e AF), respectivamente, ou seja, as altas densidades apresentadas pelos substratos não interferiram no desenvolvimento das mudas de alface, pois embora a DS tenha variado muito a PT foi satisfatória.

Ayers & Westcot (1991), *apud* Viana *et al.* (2001), mencionam ser a alface “moderadamente sensível” à salinidade, sofrendo a produção um decréscimo de 13% a cada aumento unitário de condutividade elétrica (CE) do extrato de saturação acima de $1,3 \text{ dS m}^{-1}$.

Segundo Gruszynski (2002) condutividade elétrica considerada normal para a maioria das hortaliças, situa-se entre $2,0$ e $3,5 \text{ mS cm}^{-1}$ e acima de $3,5 \text{ mS cm}^{-1}$ não seria recomendado a semeadura para obtenção de mudas de hortaliças. Este fator, porém, não limitou o crescimento das mudas de alface, de modo que o T7 (90%CT) com maior teor de CE ($4,82 \text{ mS cm}^{-1}$), promoveu o maior desenvolvimento das mudas, com diferenças estatísticas para CPA ($6,6 \text{ cm}$), MFPA ($525,3 \text{ mg planta}^{-1}$) e área foliar ($22,9 \text{ cm}^2 \text{ planta}^{-1}$). Assim, isto pode indicar que o efeito tampão desse substrato é muito alto e, provavelmente este fator teve influência sobre a ação dos sais que podem prejudicar a germinação e o desenvolvimento das plântulas, fato este, que não ocorreu neste trabalho.

Esse resultado se assemelha ao obtido por Fabri (2004) que observou que mudas de alface desenvolveram-se melhor nos substratos constituídos de adubo de curral e húmus de minhoca, apresentando condutividade elétrica de $3,73$ e $4,87 \text{ mS cm}^{-1}$, respectivamente e com Carvalho *et al.* (2012), que avaliaram a viabilidade do uso de composto orgânico obtido da mistura de folhas de caju, esterco de caprinos e sobras de frutas e verduras frescas comparado com outros substratos tradicionalmente utilizados na produção de mudas de alface em Teresina/PI. O autor verificou que o composto orgânico puro foi superior aos outros substratos testados para produção de mudas de qualidade de alface crespa cv. Elba.

Os menores valores quanto à massa fresca e seca, tanto da parte aérea quanto no sistema radicular das mudas observados no tratamento T2, provavelmente se devem à baixa disponibilidade de água e ao elevado espaço de aeração (Tabela 1), assim como, a reduzida disponibilização de nutrientes às mudas que este substrato apresenta, constituindo-se em um substrato inerte. Esses resultados coincidem com os obtidos por Steffen (2008) avaliando a

produção de mudas de alface em diferentes combinações de húmus de minhoca e CAC, sendo que no substrato com 100% CAC não houve desenvolvimento das mudas.

Outro fator que pode ajudar a definir a qualidade dos substratos na produção de mudas é a determinação da estabilidade do torrão, a qual busca avaliar a capacidade do substrato em permanecer aderido às raízes da muda, sendo de fundamental importância no momento do transplante das mesmas. A aderência do substrato ao sistema radicular, no momento da retirada da muda das células, evita o ressecamento e a danificação das raízes, além de preservar sua disposição nos espaços porosos do substrato. Conseqüentemente, o estresse provocado nas mudas recém transplantadas é menor, favorecendo o pegamento das mesmas (Tavares Júnior, 2004).

Os substratos apresentaram notas para estabilidade do torrão de forma muito satisfatória, com exceção do T2, o único que obteve nota inferior a 4 (escala de 1 a 5). Isto sugere que fatores relacionados aos componentes das misturas, como o formato das partículas, têm grande influência sobre a formação do torrão. A melhor estrutura do torrão é devida à interação entre as partículas do CT e da CAC, que promoveram maior agregação do substrato e propiciaram maior desenvolvimento do sistema radicular.

O uso de materiais alternativos para produção de mudas de alface já vem sendo estudado por diversos autores. Menezes Júnior (2000) avaliou diferentes substratos para produção de mudas de alface e concluiu que todos os substratos formulados com vermicomposto proporcionaram melhor desenvolvimento vegetativo das plântulas de alface quando comparados às testemunhas (Plantmax®, Planta forte e EMATER (substrato recomendado por extensionistas). Estudos realizados por Oliveira (2011) revelaram que a adição de torta de mamona ao substrato orgânico foi positiva no desenvolvimento de mudas de alface, rúcula, berinjela e beterraba, na comparação com o substrato não aditivado de torta de mamona e também refletiu em aumento de produtividade de raízes de beterraba em cultivo orgânico.

4.2.2 Experimento II. Desenvolvimento a campo de alface em função do substrato de semeadura, no período de verão

Os dados climáticos de temperatura máxima e média do ar são apresentados na figura 6. As temperaturas do ar mais favoráveis ao crescimento e produção de plantas de alface de boa qualidade situam-se entre 15 e 24°C (Yuri, 2000), sendo a mínima de 7°C (Knott, 1962) e máxima tolerável de 30°C (Radin *et al.* 2004), pois temperaturas acima de 30°C interrompem o desenvolvimento da alface (Serrano Cermeño, 1996).

No Brasil, Brunini *et al.*(1976) determinaram a temperatura base de crescimento da alface cultivar White Boston, sendo de 6°C para o sub-período germinação-transplante e de 10°C para o sub-período transplante-colheita. Além disso, é uma planta que exige grandes amplitudes térmicas entre o dia e a noite.

Observa-se na Figura 6, que a temperatura média ficou em torno dos 24°C, sendo adequada ao desenvolvimento das plantas de alface, porém em muitos dias a temperatura média ultrapassou os 24°C, tal como no 6°, 7°, 12° ao 15°, 24 ao 31° dia após o transplante (DAT) de mudas de alface, entretanto não ultrapassou os 30°C de temperatura média do dia.

Em relação à temperatura máxima, nota-se que na média, a temperatura ficou dentro do referencial, 29,6°C. Porém, ocorreram temperaturas muito acima durante o período de crescimento das plantas, chegando a 36°C aos 33 DAT. A ocorrência de temperaturas altas (>30°C) se repetiu dos 5 aos 7, 13,14, 18, 22 e dos 28 aos 34 DAT, totalizando 14 dias de temperaturas elevadas (Figura 6).

As altas temperaturas aceleram o ciclo da cultura, resultando em plantas menores, floração prematura e também contribui junto com outros fatores, como deficiência de cálcio a queimaduras nos bordos das folhas, além da indução do sabor amargo, em função do acúmulo de látex (Cásseres, 1980). Estes fatos fazem com que ocorra uma colheita antecipada de plantas com folhas pequenas e de menor peso, ou seja, plantas de menor valor comercial (Souza *et al.* 2008).Com exceção do sabor amargo, as demais características citadas pelos autores foram verificadas de uma forma ou outra neste experimento.

Neste sentido, apesar da alface 'Veneranda' ser considerada tolerante as altas temperaturas (Suinaga *et al.* 2013) e estar protegida com tela de sombreamento com redução de 80% da passagem de luz (Figura 7), ocorreu queimadura das bordas das folhas (Figura 8), as plantas ficaram menores, com

menor massa seca e produtividade no verão em comparação com o cultivo sucessivo no outono/inverno (Tabelas 7 e 12), o que é reflexo direto das condições climáticas e nutricionais, principalmente altas temperaturas, alta luminosidade e problemas na absorção de cálcio (Souza *et al.* 2008).

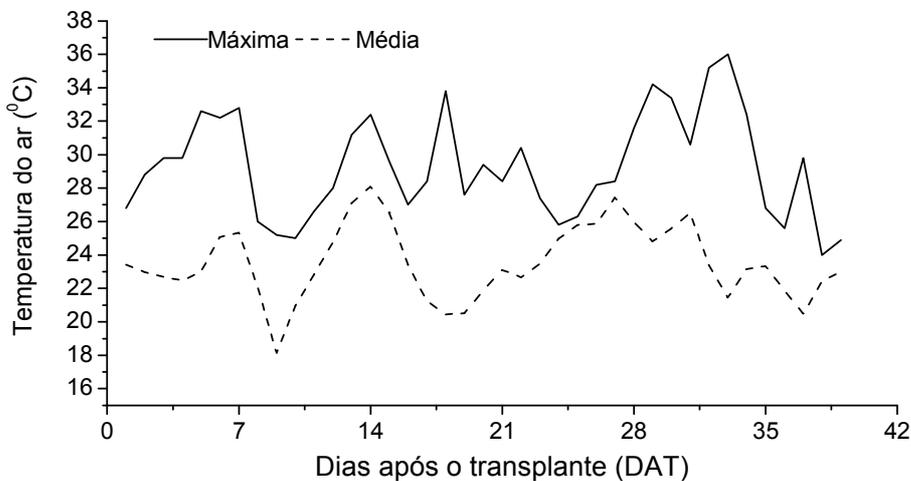


FIGURA 6. Dados de temperatura máxima e média do ar durante o desenvolvimento de alface, no período de verão (2012/2013), na Estação Experimental Cascata, Embrapa Clima Temperado. Porto Alegre/RS, 2013.



Fonte: Maristela Wathier

FIGURA 7. Visão geral do experimento de produção de alface e detalhe tela de sombreamento com redução de 80% da passagem de luz. Embrapa Clima Temperado. Porto Alegre/RS, 2013.



Fonte: Maristela Watthier

FIGURA 8. Detalhe de queimadura de bordas das folhas de alface ocasionadas pelas altas temperaturas, no período de verão. Embrapa Clima Temperado. Porto Alegre/RS, 2013.

As plantas não chegaram a florescer, pois a colheita foi efetuada antes de completar o pendoamento, porém verificou-se alongamento do caule na última semana de cultivo (Figura 9), o qual segundo Sala *et al.* (2005) é ocasionado pela associação de dias longos e altas temperaturas, o qual pode ser observado na Figura 6, em que na semana anterior a colheita ocorreu um período longo de altas temperaturas, fazendo com que as plantas entrassem em fase reprodutiva antecipadamente.

Neste contexto, verifica-se que na ocasião da colheita, cerca de 40 dias após o transplante, as plantas já estavam entrando em estado reprodutivo, o qual se verifica através do alongamento do caule (Figura 10). Segundo Yuri *et al.* (2004) o comprimento do caule deve estar em torno de 9 cm para ser considerado aceitável para alface americana, porém outros autores utilizam desta referencia em outros grupos, como nas alfaces crespas (Santos *et al.* 2009; Suinaga *et al.* 2013). Observa-se na Figura 10, que todos os substratos, com exceção do T2 ficaram fora do valor considerado como aceitável para comprimento do caule. O substrato T7 teve o maior comprimento do caule em relação aos demais, atingindo 17,2 cm, seguido do SC (16,8 cm), T5 (15,2 cm), T3 (15,1 cm), T6 (13,5 cm), T4 (12,0 cm) e T2 (8,1cm).



Fonte: Maristela Watthier

FIGURA 9. Alongamento do caule de alface ‘Veneranda’ ocasionado pelas altas temperaturas, no cultivo de verão. Embrapa Clima Temperado. Porto Alegre/RS, 2013.

Outro fato que pode ser levado em consideração é o reduzido ciclo da alface durante o verão, que pode ser uma alternativa de renda aos agricultores, visto que é um período de baixa oferta deste produto. Outro fator importante no verão e que foi mencionado é o aparecimento da queimadura dos bordos, também chamada de ‘tip-burn’, que é um distúrbio fisiológico ocasionado pela deficiência de cálcio (Collier & Tibbittis, 1982), mesmo quando este elemento encontra-se em níveis adequados no solo (Ashkar & Ries, 1971). Esse distúrbio desenvolve-se rapidamente em plantas expostas à alta intensidade luminosa e extensos fotoperíodos e alta temperatura do ar (Cox *et al.* 1976).

Uma maneira de diminuir os impactos deste distúrbio é o uso de cultivares resistentes e manejo adequado da água no solo, visto que o cálcio se move na planta através da água.

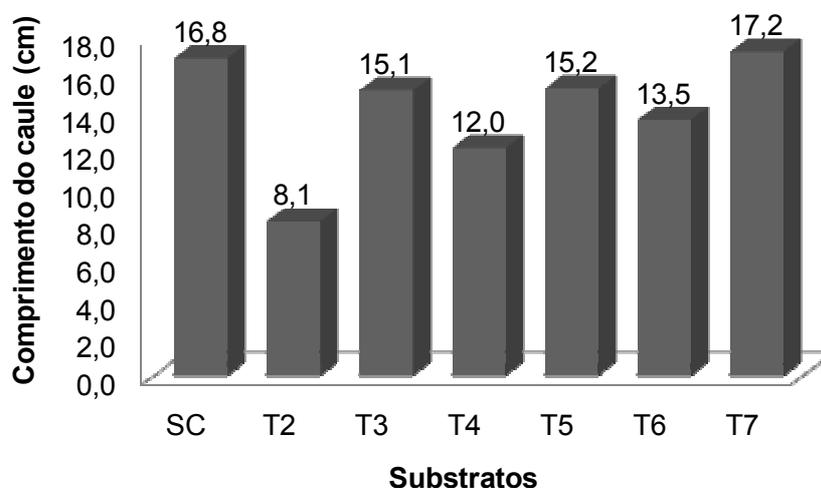


FIGURA 10. Comprimento do caule de alface ‘Veneranda’ por ocasião da colheita, em função do substrato de sementeira (CT+H+CAC). Porto Alegre/RS, 2013.

Os parâmetros de produção avaliados de alface no cultivo de verão podem ser visualizados na Tabela 7. Observa-se que houve diferença estatística significativa para número de folhas, massa seca da parte aérea e produtividade em função do substrato de sementeira. Para as demais características (comprimento e largura de folhas e área foliar) não ocorreu diferença estatística significativa.

Para número de folhas por planta, verifica-se que as mudas procedentes do substrato T7 foram superiores ao T2 e T4, porém não diferiram do T3, T5 e T6, sendo que houve um aumento linear para esta característica, evidenciando que conforme se aumentou a proporção de composto de tungue na formulação dos substratos de sementeira, aumentou o número e largura das folhas (Figura 11).

Para massa fresca e seca da parte aérea, observa-se que na medida em que se aumentou o percentual de composto de tungue, houve um aumento também na MFPA e MSPA e produtividade, com uma pequena variação no T4 (Tabela 7). Apesar de não se observar diferença estatística para MFPA, o maior valor obtido foi no substrato T7 com 224,0 gramas por planta, produção acima da obtida por Santos *et al.* (2009) em Cáceres/MT, onde obtiveram valor de massa fresca para alface Veneranda de 58,9 g planta⁻¹, sob temperatura média máxima de 35,3°C e por Rodrigues *et al.* (2007) obtiveram produção total variando de 26,96 à 104,61 g planta⁻¹ ao avaliar diferentes cultivares no período de novembro a dezembro em Iranduba-AM.

Salatiel *et al.* (2001) em Jaboticabal-SP, obtiveram valores de massa fresca variando de 249,4 a 257,8 g planta⁻¹ para as cultivares Verônica e Vera, sob temperatura média de 22°C. Esses resultados são superiores ao observado neste trabalho para cultivar Veneranda, que atingiu 224,0 gramas por planta.

Essa variação no desempenho da alface 'Veneranda' pode ter sido em função das características ambientais que cada região do Brasil apresenta, fazendo com que a cultivar expresse de forma distinta seu potencial produtivo. Estudos com diferentes genótipos de alface tem sido observado nas diversas regiões brasileiras (Andreani & Martins, 2002; Gadum *et al.* 2007; Silva *et al.* 1999; Ferreira *et al.* 2008; Souza *et al.* 2008; Santos *et al.* 2009; Siduana *et al.* 2013), sendo que de maneira geral, os autores concluem que é necessário investigar para a época de plantio e as cultivares mais adaptadas para cada região.

Em relação à massa seca da parte aérea observa-se que o substrato T7 diferiu estatisticamente do T2 e foi semelhante aos demais, sendo $7,7 \text{ g planta}^{-1}$ o maior valor observado e $3,8 \text{ g planta}^{-1}$ o menor valor (Tabela 7). Souza *et al.* (2007), nas condições de Iguatu-CE, obtiveram valores $15,3 \text{ g}$ de massa seca para 'Veneranda'; Santos *et al.* (2009) em cultivo de alface crespa sob altas temperaturas obteve para alface 'Veneranda' $9,5 \text{ g planta}^{-1}$ de massa seca, resultados superiores aos obtidos neste trabalho e são uma forte evidencia da ocorrência de diversidade entre ambientes e região.

Leal *et al.* (2011) estudando o comportamento da alface 'Veneranda' a partir de mudas produzidas em diferentes substratos, obteve em seu melhor tratamento (7% e 14% de composto orgânico) massa fresca da parte aérea de $314,8 \text{ g planta}^{-1}$ e massa seca de $33,20 \text{ g planta}^{-1}$, sob temperatura média de 29°C em Aquiduaana/MS, no período de abril a agosto de 2008. Estes resultados são superiores ao obtido neste trabalho para a mesma cultivar em condições de temperatura semelhantes.

TABELA 7. Número, comprimento e largura de folhas (NF, CF e LF), área foliar, massa seca da parte aérea (MSPA) e produtividade final de alface cultivada em sistemas orgânicos de produção oriunda de formulações de substratos a base de composto de tungue, no período de verão (2012/2013). Porto Alegre/RS, 2013.

Substrato	NF	CF	LF	AF	MFPA	MSPA	Prod. ⁽¹⁾
		cm	cm	$\text{cm}^2 \text{ planta}^{-1}$	g planta^{-1}	g planta^{-1}	Kg m^{-2}
SC	20,2	16,0	15,7	4203,5	198,5	7,0	3,2
T2 - 0%CT	15,3 b**	15,7 ns	11,6 ns	2454,1 ns	114,4 ns	3,8 b*	1,8 b*
T3 - 15%CT	20,2 ab	17,7	13,2	4410,7	209,1	7,2 ab	3,3 ab
T4 - 35%CT	18,0 b	16,8	12,3	2819,4	137,8	4,9 ab	2,2 ab
T5 - 55%CT	20,3 ab	17,4	13,2	4036,5	207,1	6,7 ab	3,3 ab
T6 - 75%CT	20,3 ab	17,8	13,5	4490,4	209,9	6,9 ab	3,4 ab
T7 - 90%CT	22,2 a	16,2	13,8	4532,9	224,0	7,7 a	3,6 a
CV (%)	10,3	7,0	11,8	30,2	33,06	28,1	15,2

ns – não significativo a 5% de probabilidade pelo teste de Duncan. Valores seguidos da mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Duncan** ($p < 0,01$) e* ($p < 0,05$). (1) Dados transformados por $\sqrt{x+k}$ para análise estatística.

Para todas as características avaliadas observa-se a mesma tendência, ou seja, na medida em que se aumentou o percentual de composto de tungue na formulação do substrato de semeadura de alface, houve um aumento em todas as variáveis analisadas, sendo que houve diferença somente entre o T7 (90% CT) e T2 (0%CT).

Provavelmente isso se deu em virtude de no momento do transplante as mudas produzidas nos substratos com composto de tungue, apresentarem maior

comprimento, massa fresca e seca da parte aérea e área foliar em relação ao substrato sem adição de CT (T2). Estatisticamente pequenos acréscimos de composto de tungue em relação à casca de arroz carbonizada (CAC) já seriam suficientes para formar mudas com bom desempenho no campo no cultivo de verão, pois não foi observado diferença estatística entre o T3 (15%CT) e T7 (90%CT).

Através da análise de correlação é possível evidenciar que a resposta da cultura da alface no cultivo de verão está relacionada com as características da muda por ocasião do transplante. Encontrou-se correlação significativa para área foliar ($R=0,88$), comprimento da parte aérea ($R=0,85$), massa fresca da parte aérea ($R=0,82$) e massa seca da parte aérea ($R=0,89$) de mudas quando correlacionadas com a produtividade de alface.

Nota-se assim, que as variáveis ligadas a parte aérea das mudas (MFPA, MSPA e AF) são de fundamental importância para o desenvolvimento no campo. Esses parâmetros já foram levantados por Tosi & Tesi (1987) apud Masson *et al.* (1991) em que afirmam que mudas transplantadas com ótimo desenvolvimento vegetativo pode desempenhar melhor contra os estresses causados pelos fatores ambientais, doenças e pragas após serem colocadas no campo. Dessa forma, pode-se afirmar que mudas mais vigorosas, apresentam desempenho superior no campo.

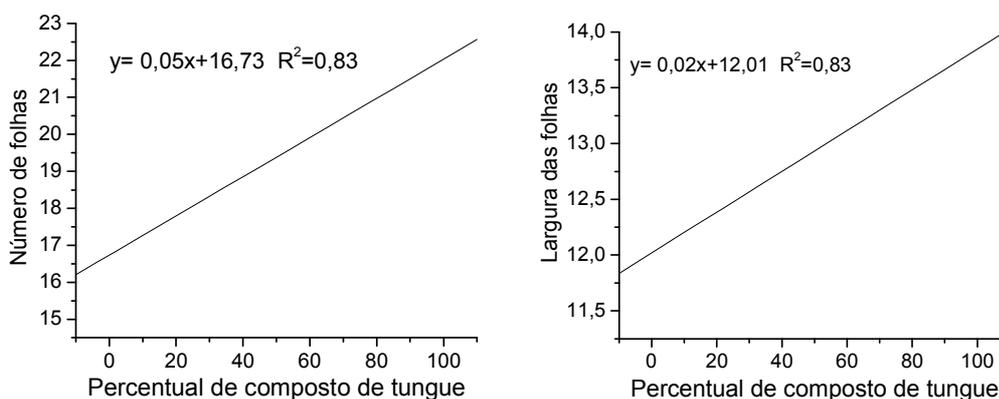


FIGURA 11. Número e largura das folhas de alface em função do percentual de composto de tungue utilizado como substrato de semeadura, cultivadas em sistema orgânico de produção, no período de verão. Porto Alegre/RS, 2013.

4.3 Estudo 3: Produção de mudas de alface e beterraba em diferentes formulações de substratos a base de composto de tungue (CT), húmus de minhoca (H) e casca de arroz carbonizada (CAC) no período de outono/inverno

4.3.1 Experimento III: Produção de mudas de alface em diferentes substratos a base de CT+H+CAC e H+CAC, no outono/inverno

Pelos resultados da análise de variância, observou-se diferença significativa ($p < 0,05$) para mudas de alface produzidas em substratos a base de composto de tungue (CT), somente nos parâmetros relacionados ao sistema radicular (MFSR, MSSR e CSR) (Tabela 8).

Nos substratos a base de húmus de minhoca não houve desenvolvimento das mudas no H2 (100% CAC), por isso não são apresentados os resultados referentes a este substrato. O não desenvolvimento das mudas, provavelmente ocorreu devido à baixa disponibilidade de nutrientes, expresso pela condutividade elétrica ($CE = 0,1 \text{ mS cm}^{-1}$) e às características físicas deste material, principalmente, o elevado espaço de aeração, que facilita a drenagem do substrato, não retendo água para as mudas absorverem. Nas demais formulações de substratos não se observou diferença significativa para número de folhas (NF), comprimento da parte aérea (CPA) e diâmetro de colo (Tabela 9).

Não houve diferença estatística significativa em relação ao percentual de emergência e estabilidade do torrão em ambas as formulações de substrato (Tabelas 8 e 9). Nos substratos a base de composto de tungue a emergência média foi de 90%, enquanto que nos substratos a base de húmus de minhoca o percentual médio foi de 97%. Nesse sentido, observa-se que de maneira geral, os substratos a base de húmus de minhoca favoreceram mais a emergência de sementes de alface do que os substratos a base de composto de tungue.

TABELA 8. Percentual de emergência (%E), estabilidade do torrão (ET), número de folhas (NF), comprimento da parte aérea e do sistema radicular (CPA e CSR), diâmetro de colo, massa fresca e seca da parte aérea (MFPA e MSPA), massa fresca e seca das raízes (MFSR e MSSR) e área foliar (AF) e relação parte aérea/raiz (PA/SR) de mudas de alface produzidas em diferentes substratos a base de CT+H+CAC no cultivo de outono, em sistema orgânico de produção. Porto Alegre/RS, 2013.

Substrato	%E	ET	NF	CPA cm	Ø de colo mm	MFPA ⁽¹⁾	MSPA ⁽¹⁾	MFSR	MSSR	CSR cm	AF cm ² planta ⁻¹	PA/SR
						mg planta ⁻¹						
SC		4,6	3,3	3,0	2,2	278,2	29,7	140,1	17,4	6,7	21,26	1,71
T2 - 0% CT	95,9 ns	5,0 ns	3,8 ns	2,7 ns	2,2 ns	314,9 ns	27,4 ns	177,2 ab*	20,0 ab	7,1 abc	19,6 ^{ns}	1,44 ^{ns}
T3 - 15% CT	83,7	5,0	3,7	3,3	2,3	342,2	28,5	232,2 ab	22,3 abc	7,4 a	20,4	1,29
T4 - 35% CT	96,3	4,9	3,8	4,0	2,4	456,1	39,1	245,9 ab	28,0 a	7,7 a	27,9	1,40
T5 - 55% CT	85,2	5,0	4,1	4,7	2,7	643,1	38,7	280,1 a	26,5 ab	6,8 bc	27,7	1,39
T6 - 75% CT	83,2	5,0	3,6	4,1	2,0	368,7	21,7	156,9 b	16,8 c	7,3 ab	15,6	1,20
T7 - 90% CT	91,3	5,0	4,1	5,2	2,8	601,3	36,0	234,0 ab	19,8 abc	6,7 c	25,7	1,80
CV (%)	12,3	7,7	9,3	24,2	12,24	7,4	11,4	18,2	18,5	4,6	35,6	30,8

ns – não significativo a 5% de probabilidade pelo Teste de Duncan. * Valores seguidos da mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Duncan (p<0,05). (1) Dados transformados por log10 para análise estatística.

TABELA 9. Percentual de emergência (%E), estabilidade do torrão (ET), número de folhas (NF), comprimento da parte aérea e do sistema radicular (CPA e CSR), diâmetro de colo, massa fresca e seca da parte aérea (MFPA e MSPA), massa fresca e seca do sistema radicular (MFSR e MSSR), área foliar (AF) e relação parte aérea/raiz (PA/R) de mudas de alface produzidas em substrato à base de H+CAC no cultivo de outono, em sistema orgânico de produção. Porto Alegre/RS, 2013.

Substrato	% E	ET	NF	CPA cm	Ø de colo mm	MFPA ⁽¹⁾	MSPA ⁽¹⁾	MFSR	MSSR	CSR cm	AF	PA/SR
						mg planta ⁻¹					cm ² planta ⁻¹	
SC	95,2	4,6	3,3	3,0	2,2	178,2	29,7	140,1	17,4	6,7	21,3	1,7
H3 - 20% H	97,8 ns	4,9 ns	3,9 ns	2,9 ns	2,6 ns	342,8 bc *	37,2 ab	213,5 b	29,7 ab	8,3 a	26.6 b	1,2 b
H4 - 40% H	94,5	5,0	3,9	4,3	3,1	534,2 abc	44,7 ab	215,0 b	23,5 b	7,2 ab	31.9 ab	1,9 ab
H5 - 60% H	98,2	5,0	4,4	4,2	3,1	789,8 a	71,1 a	384,5 a	38,4 a	7,5 ab	50.7 a	1,8 ab
H6 - 80% H	93,9	5,0	4,1	4,3	3,1	776,6 ab	59,7 a	315,9 ab	26,9 b	6,9 b	48.6 a	2,1 a
H7 - 100% H	100	5,0	3,5	2,8	2,9	279,1 c	27,4 b	225,6 b	22,3 b	7,4 ab	19.6 b	1,2 b
CV (%)	11,9	7,6	12,5	15,3	15,6	6,5	9,1	24,6	18,8	7,6	28	20,8

ns – não significativo a 5% de probabilidade pelo Teste de Duncan. * Valores seguidos da mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Duncan (p<0,05). (1) Dados foram transformados por log₁₀ para análise estatística.

Apesar de não apresentar diferenças estatísticas para o número de folhas de mudas de alface em ambas as formulações de substrato, observa-se nas tabelas 8 e 9, que todos os substratos formulados formaram maior número de folhas por planta do que o substrato comercial. Tanto para sistema orgânico de produção como para sistemas convencionais, recomenda-se que transplante de alface seja realizado quando as mudas tenham com 4 a 6 folhas definitivas (Souza & Resende, 2003). Dessa forma, pode-se observar que somente os substratos T5 (55%CT), T7 (90%CT), H5 (60% H), H6 (80%H) atingiram o número de folhas recomendado para transplante da cultura (Tabelas 8 e 9).

Em relação ao comprimento da parte aérea, observa-se que tanto para mudas de alface produzidas em substratos à base de composto de tungue quanto para substratos à base de húmus de minhoca não houve diferença estatística entre os tratamentos (= substratos), mas os maiores valores observados foram nos substratos T7 (90% Composto de tungue) e nos substratos H4 (40%H), H5 (60%) e H6 (80%), sendo este atributo importante porque está relacionado ao rendimento da planta (Yuri *et al.* 2004).

Em estudo realizado por Medeiros *et al.* (2010) com o uso de compostos orgânicos provenientes de diversos resíduos como substrato na produção de mudas de alface, os autores obtiveram em seu melhor tratamento (composto de palhas de gramíneas) altura da parte aérea igual a 4,97 cm, o qual é inferior ao obtido neste trabalho com o substrato T7 (90%CT) que obteve 5,15 cm de altura.

O aumento na proporção de composto de tungue nos substratos condicionou o aumento linear altamente significativo ($p < 0,01$) para o comprimento da parte aérea de mudas de alface (Figura 12A). Observou-se comportamento diferente em relação aos substratos formulados a base de húmus de minhoca, nos quais, através da análise de regressão e formação de uma curva polinomial obteve-se o ponto máximo em 4,5 cm de comprimento da parte aérea, que corresponde a 62% de húmus de minhoca na sua formulação (Figura 12B).

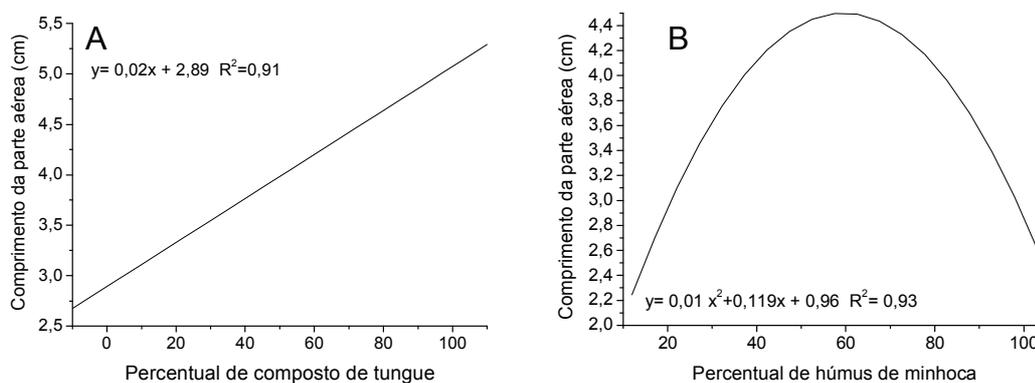


FIGURA 12. Comprimento da parte aérea de mudas de alface produzidas em sistema orgânico de produção, em função dos substratos formulados a base de composto de tungue (A) e a base de húmus de minhoca (B). Porto Alegre/RS, 2013.

Segundo Carneiro (1995), existe uma relação entre comprimento da parte aérea e diâmetro do colo, sendo dois importantes parâmetros morfológicos para estimar o crescimento das mudas após o plantio definitivo no campo, demonstrando um equilíbrio de crescimento da muda. Nesse sentido, observa-se na tabela 8 que os tratamentos apresentaram resultados semelhantes, ou seja, apesar da não observação de diferença estatística para diâmetro de colo, os maiores valores de diâmetro de colo foram obtidos nos mesmos substratos onde a variável comprimento da parte aérea teve seus valores mais elevados.

Freitas *et al.* (2010) obtiveram valores de comprimento da parte aérea e diâmetro de colo de 5,0 cm e 2,6 mm, respectivamente no seu melhor tratamento (PlantHort I). Os resultados obtidos neste trabalho são superiores ao observado por Freitas *et al.* (2010) e por Nascimento *et al.* (2012), que obteve 5,1 cm de CPA e 3,8 para diâmetro de colo em mudas de alface produzidas em substrato formulado com cama de frango. Porém são inferiores em relação ao número de folhas e CPA em estudo realizado por Steffen *et al.* (2010) que estudou diferentes substratos na produção de mudas de alface e obteve 10,2 cm de altura e 5 folhas no melhor tratamento (CAC50EB50(75) + Solo (25)).

Em relação à massa fresca da parte aérea (MFPA) das mudas de alface, verificou-se que nos substratos formulados a base de CT, não houve diferença estatística, porém numericamente os substratos T5 e T7 apresentaram os maiores valores, com 643,1 e 601,3 mg planta⁻¹, respectivamente (Tabela 8). Nos substratos a base de húmus de minhoca houve diferença estatística significativa ($p < 0,05$) para MFPA, sendo que o substrato H5 (789,8 mg planta⁻¹) não diferiu do H6 (776,6 mg planta⁻¹) e foi superior aos demais (Tabela 9).

Estes resultados já eram esperados, visto que os mesmos tratamentos (=substratos) também apresentaram maior número de folhas, comprimento da parte aérea e diâmetro de colo e conseqüentemente as plântulas apresentaram um desenvolvimento inicial melhor e mais rápido que os demais (Tabelas 8 e 9).

Os resultados de massa fresca da parte aérea obtido neste experimento para mudas de alface cv. Veneranda são superiores aos observados por Steffen *et al.* (2010) e Nascimento *et al.* (2012); semelhantes ao obtido por Medeiros *et al.* (2010) e inferiores ao observado por Queiroz *et al.* (2010), que analisaram a produção de mudas de alface em substratos alternativos em sistema orgânico de produção.

Tanto os valores para número de folhas quanto para massa fresca da parte aérea observados neste trabalho em ambas as formulações de substratos, foram superiores aos resultados obtidos por Andriolo *et al.* (2003), os quais, comparando o desenvolvimento de mudas de alface cultivar Vera em bandejas contendo células de diferentes volumes, observaram que aos 26 dias após a semeadura, as mudas produzidas em bandejas com 72 células, apresentaram uma média de 3 folhas por planta e massa fresca igual a 60 mg e também superior aos dados obtidos por Nascimento *et al.* (2012).

Conforme Brandão (2000) através da massa seca é possível saber qual substrato forneceu maior quantidade de nutrientes para as mudas. Neste sentido, nota-se na Tabela 9 que H5 e H6 forneceram mais nutrientes para as mudas (71,1 e 59,7 mg planta⁻¹, respectivamente), diferindo estatisticamente de H7 (27,4 mg planta⁻¹). Esse resultado não era esperado, pois se acreditava que o húmus puro fornecesse mais nutrientes do que aqueles misturados, entretanto isso pode ter acontecido devido à possível má homogeneização do material de origem disponibilizado às minhocas ou o húmus não teria completado seu processo de humificação no momento da coleta. Outro fator que pode ter influenciado são as características físicas do substrato, principalmente AFD que é extremamente baixa, dificultando a absorção de água pelas raízes e prejudicando o desenvolvimento da parte aérea das mudas.

Apesar de não se observar diferença estatística entre os substratos a base de CT, percebe-se na Tabela 8 que numericamente o T4 forneceu mais nutrientes para as plantas, expressos pela massa seca, tanto na parte aérea, quanto no sistema radicular. Leal *et al.* (2007), trabalhando com mudas de alface, utilizando substrato com base em compostos orgânicos, na mistura de 33% de capim napier

e 66% de crotalária, verificou MFPA de 600mg e MSPA de 53,0mg, aos 33 DAS, os valores vem de encontro aos obtidos neste experimento. E isto pode apontar que substratos a base de compostos orgânicos podem ser utilizados como substrato na produção de mudas de alface.

Em estudo realizado por Silva *et al.* (2008) o uso de esterco + húmus (2:1 v:v) como substrato proporcionou maior acúmulo de massa seca em plântulas de alface, implicando indiretamente em maior vigor. Os resultados obtidos neste trabalho também corroboram com os resultados de Medeiros *et al.* (2001), que constataram a superioridade dos substratos alternativos formados por húmus e resíduos vegetais na produção de alface.

Para variável massa fresca e seca do sistema radicular observa-se na tabela 8 que houve diferença estatística significativa ($p < 0,05$) para as duas variáveis. A menor massa fresca e seca do sistema radicular foi obtida para as mudas produzidas no T6 (75%CT), com 156,9 e 16,8 mg planta⁻¹, respectivamente para MFSR e MSSR. Esse valor difere estatisticamente do T5 (55%CT) que obteve 280,1 mg planta⁻¹ de MFSR, sendo que este último foi semelhante aos demais. Para MSSR o substrato T4 foi semelhante ao T2 e T6 e superior aos demais.

Nas mudas produzidas em substratos a base de húmus observa-se que a MFSR e MSSR foi superior no H5 (60%H) em relação aos demais substratos, com exceção do H6 (80%H) e H3 (20%H), que foram estatisticamente semelhante ao H5 em relação a MFSR e MSSR, respectivamente (Tabela 9).

Para o comprimento do sistema radicular pôde-se observar que os substratos com 90% de CT e 80% Húmus foram os que promoveram o menor crescimento de raízes, e isto ocorreu devido as características físicas destes. O fator determinante é o aumento da densidade seca dos substratos, que se elevou de 201 Kg m⁻³ (T2) a 607 Kg m⁻³ (T7) e de 141 e 540,5 Kg m⁻³ para H2 e H6, respectivamente, de acordo com a Tabela 1A e 1B. Estes aumentos na DS se refletiram em alterações em outras características: o aumento da DS no CT provocou redução da PT e EA, enquanto que o aumento da DS no H provocou a diminuição da AFD. De acordo com Singh & Sinju (1998) quando a densidade aumenta, ocorre uma restrição ao crescimento das raízes das plantas, tal como aconteceu nos substratos T7 e H6, que obtiveram o menor crescimento do sistema radicular, conforme Tabelas 8 e 9.

As mudas de alface produzidas nos substratos a base de composto de

tungue T3, T4 e T6 apresentaram os maiores valores de comprimento do sistema radicular, 7,4, 7,7 e 7,3 cm, respectivamente, diferindo estatisticamente dos demais (Tabela 8). Para as mudas produzidas em substratos a base de húmus de minhoca, o substrato H3 foi semelhante estatisticamente aos substratos H2, H4, H5 e H7, sendo superior somente em relação ao H6 (Tabela 9). Este resultado é superior ao observado por Alves *et al.* (2011), no qual os autores obtiveram 7,3 cm de comprimento de raízes no substrato esterco bovino + esterco de galinha.

Devido o limitado volume ao crescimento das raízes, os substratos devem ser capazes de proporcionar fornecimento constante de água, oxigênio e nutrientes (Fermino, 2002), garantindo assim, ambientes estáveis ao desenvolvimento das mudas. Assim, Carlile, (1997) e Karchi *et al.* (1992), observaram que mudas com sistema radicular mais desenvolvido resistem mais ao transplântio que aquelas onde a parte aérea é mais succulenta. Além disso, o substrato exerce uma influência marcante sobre o sistema radicular, atribuído principalmente à quantidade e tamanho das partículas que definem a aeração e a retenção de água necessária ao crescimento das raízes (Ferraz *et al.* 2005).

Segundo Hartmann *et al.* (1990), os principais efeitos dos substratos manifestam-se sobre as raízes, acarretando influências sobre o crescimento da parte aérea. Essa afirmação pode ser entendida observando-se os resultados obtidos neste trabalho, no qual os substratos que promoveram maior massa seca de raízes (T5 e H5) também promoveram maior massa seca da parte aérea (Tabela 8 e 9). Este resultado também foi encontrado por Freitas (2010) que estudou a produção de mudas de alface sob diferentes substratos e proporções de CAC no Tocantins.

Uma maior área foliar, no início de desenvolvimento da muda, tal como nas mudas produzidas nos substratos T4, T5, H5 e H6, mantendo-se uma relação raiz/parte aérea equilibrada, é importante para uma maior interceptação da energia luminosa e sua conversão em carboidratos, necessários ao crescimento da planta (Larcher, 2000).

Nesse sentido, os substratos que promoveram maior área foliar das mudas de alface foram os que obtiveram maior acúmulo de massa seca foliar, permitindo assim, uma maior taxa fotossintética. Segundo Bakker (1994) a área foliar da cultura, sobretudo em culturas folhosas, como alface, é fundamental na produção de fotoassimilados e posteriormente distribuição e acúmulo de fitomassa.

Freitas *et al.* (2013) analisaram aspectos morfofisiológicos de mudas de

alface em diferentes substratos e proporções de casca de arroz carbonizada e chegaram a valor de área foliar máxima de $14 \text{ cm}^2 \text{ planta}^{-1}$, o qual é inferior aos resultados obtidos neste trabalho, onde os valores máximos de $27,9 \text{ cm}^2$ foram obtidos nos substratos a base de composto de tungue e CAC e de $50,7 \text{ cm}^2$ nas mudas cultivadas em substratos provenientes de húmus de minhoca e CAC.

A relação raiz/parte aérea, segundo Taiz & Zeiger (2004) expressa um balanço funcional entre a taxa fotossintética e a absorção de água pelas raízes, que em condições normais apresenta certo equilíbrio. Assim, segundo as tabelas 8 e 9, os substratos que apresentaram maior equilíbrio (próximo a 1) entre parte aérea e raízes foram o T2, H3 e H7. Já os substratos T7 e H6 foram os que proporcionaram maior crescimento da parte aérea, sendo 80% e 200% superior ao crescimento de raízes (Tabelas 8 e 9).

O substrato comercial apresentou baixa formação de biomassa em relação aos demais substratos, avaliado pela massa seca de raízes ($17,4 \text{ mg planta}^{-1}$) e parte aérea ($29,7 \text{ mg planta}^{-1}$) (Tabela 8). O crescimento inferior deste substrato pode ser explicado pelo reduzido espaço de aeração (10,3 %) e pH muito baixo (3,8), o que pode estar relacionado ao fato do material utilizado como base na formulação deste substrato, não estar completamente compostado no momento de ensacamento do material para comercialização.

Segundo Jahnel *et al.* (2000), um composto imaturo interfere negativamente no desenvolvimento das plantas. De acordo com Wang *et al.* (2004), a estabilidade de um composto pode ser avaliada por respirometria ou por geração de calor, já a maturidade, que implica na ausência de limitações para o crescimento das plantas, é avaliada de forma mais eficiente através de bioensaios de crescimento vegetal. Assim as avaliações de crescimento realizadas no presente trabalho podem dar um indicativo de que o substrato comercial não estava totalmente maturo no momento do ensacamento para comercialização.

Alves *et al.* (2011) constatou que os substratos formulados com compostos orgânicos resultaram em maior comprimento da parte aérea, massa seca da parte aérea e de raízes em comparação ao substrato comercial Plantmax[®]. O mesmo foi encontrado neste trabalho, para todas as características avaliadas os substratos formulados a base composto de tungue e também a base de húmus de minhoca proporcionaram melhores mudas de alface em comparação com o substrato comercial (S-10[®]).

Freitas *et al.* (2013) avaliou diferentes combinações de substratos com casca de arroz carbonizada e concluiu que substratos alternativos foram superiores ao substrato comercial *Plantmax*[®].

O substrato produzido apenas com composto de tungue (T7 – 90%CT) no período de outono/inverno apresentou resultado inferior aos substratos produzidos com a mistura de composto de tungue e CAC, com exceção do substrato T6 (75%CT+20%CAC).

A elevada salinidade apresentada por este composto, revelada por seu elevado valor de CE (5,35 mS cm⁻¹) aliado ao baixo espaço de aeração, pode ter ocasionado este resultado, que se assemelha ao resultado encontrado por Leal *et al.* (2007) que encontrou resultados fitotécnicos de alface inferiores no substrato formulado com 100% de composto de *Crotalaria juncea*, devido a elevada salinidade deste substrato. Porém deve-se levar em consideração a época do ano em que se cultivam as mudas, pois no período anterior (verão) este resultado não foi encontrado, provavelmente devido à taxa evapotranspiratória nesse período ser mais elevada.

Em relação aos tratamentos H7 e H6, pode-se afirmar que possivelmente estes substratos não tenham favorecido o crescimento do sistema radicular das mudas de alface em função de algumas propriedades físicas do húmus. Observa-se que o húmus apresenta maior densidade e retenção de água (água remanescente) (Tabela 1B), que são características indesejáveis a um bom substrato, quando em excesso.

Embora o húmus puro (H7) apresente alta porosidade total (92,5%), o espaço poroso está ocupado com grande quantidade de microporos, representado pela AR, 43,6% do volume de poros e macroporos, representado pelo EA (41,1%). No entanto, apresenta baixíssima quantidade de mesoporos, representado pela AFD, ou seja, a água disponível no substrato para as necessidades da planta. Possivelmente, este seja o principal fator responsável pelo baixo crescimento das mudas de alface nesses substratos.

Neste sentido, levando em consideração o que foi discutido anteriormente, pode-se afirmar que os compostos orgânicos podem atender plenamente a demanda de substratos orgânicos para produção de mudas de hortaliças, principalmente em sistemas orgânicos de produção, que impedem o uso de fertilizantes sintéticos de elevada solubilidade.

Os substratos formulados a partir de formulações de húmus e casca de

arroz carbonizada (CAC) apresentam-se como uma alternativa ao substrato comercial, fato de importância fundamental, pois tais substratos utilizam insumos oriundos da própria atividade agrícola, renováveis, de fácil aquisição e com baixo custo para a produção, constituindo-se então de uma alternativa viável para ser utilizada pelo produtor na técnica de produção de mudas em bandejas.

4.3.2 Experimento IV: Produção de mudas de beterraba em diferentes substratos a base de CT+H+CAC e H+CAC, no outono/inverno

Os resultados obtidos a partir dos dados fitotécnicos da cultura da beterraba são mostrados nas tabelas 10 e 11, nas quais houve efeito significativo para todas as variáveis analisadas.

Os substratos formados apenas por casca de arroz carbonizada (CAC) (T2 e H2) apresentaram os menores valores para todas as características estudadas, com desempenho muito inferior aos demais substratos (Tabelas 10 e 11). E isto ocorreu devido ao baixo teor sais destes materiais, expresso pela condutividade elétrica (CE), que foi de 0,3 e 0,1 mS cm⁻¹ no T2 e H2, respectivamente (Tabela 1) e também ao baixo teor de nutrientes destes substratos (Tabela 2 e 3), não permitindo o desenvolvimento das mudas de beterraba. Estes resultados também podem estar associados ao elevado teor de pH, ao elevado espaço de aeração (em torno de 50%) que facilita a drenagem do substrato, não restando água para as mudas absorverem, inviabilizando sua utilização na forma pura.

Esses resultados corroboram com os observados por Hax *et al.* (2006) avaliando a produção de mudas de rúcula e com Steffen (2008) que trabalhou com mudas de alface e boca-de-leão em diferentes substratos orgânicos e observou que a casca de arroz carbonizada utilizada pura não promove o desenvolvimento das mudas em estudo.

De acordo com a Tabela 10 pode-se observar que as maiores proporções de composto de tungue em relação à CAC formaram mudas de maior tamanho, maior número de folhas e diâmetro de colo, porém menor massa fresca do sistema radicular em mudas de beterraba.

A percentagem de emergência de maneira geral ficou abaixo de 90%, considerada padrão pela empresa fornecedora das sementes. O substrato T6 foi superior estatisticamente ao T4 e T7 e semelhante aos demais (Tabela 10). Nos

substratos a base de húmus de minhoca o H4 foi superior aos demais (Tabela 11). Essa baixa emergência de sementes de beterraba aconteceu, pois as plântulas são influenciadas pela presença de substâncias inibidoras presentes no pericarpo do glomérulo (Tivelli *et al.* 2011). E, apesar das sementes utilizadas neste experimento serem descortçadas, o processo não eliminou completamente a membrana presente na superfície das sementes, capaz de dificultar a lixiviação de compostos fenólicos, que restringe a quantidade de oxigênio disponível ao embrião.

Em relação a estabilidade do torrão, percebe-se que o T2 não formou torrão, pois a nota obtida foi extremamente baixa (1,5). Isso provavelmente aconteceu devido a grande quantidade de CAC presente neste substrato (90%CAC+10%H), que não favoreceu a formação de torrão devido ao formato das suas partículas e pelo arranjo delas entre si, ficando muitos espaços vazios e dificultando a sua agregação.

Quanto ao número de folhas, os substratos T2 e T4 apresentaram os menores resultados, 2,0 e 2,4 folhas, respectivamente, diferindo dos demais, sendo que valor médio observado foi maior no T6 com 3,5 folhas.

Para comprimento da parte aérea e diâmetro de colo as mudas seguiram a mesma tendência, ou seja, o T2 foi o único que diferiu estatisticamente dos demais, tendo o menor valor observado para as duas variáveis. Embora os demais tratamentos não tenham apresentado diferenças estatísticas significativas, o valor médio observado foi maior no T6 tanto para comprimento da parte aérea (CPA) atingindo 7,5 cm, quanto para diâmetro de colo, que chegou a 2,0mm (Tabela 10).

Taiz & Zeiger (2004) ressaltam que, as plantas com maior diâmetro de colo apresentam maiores tendências à sobrevivência, principalmente pela maior capacidade de formação e de crescimento de novas raízes, o que na beterraba é de extrema relevância já que, quanto melhor o crescimento da raiz, maior será o desenvolvimento do produto final.

Echer *et al.* (2007) avaliaram o efeito do tamanho das células da bandeja no desenvolvimento de mudas de beterraba e os resultados que os autores obtiveram nas bandejas de 200 células para altura de mudas e comprimento do sistema radicular, são inferiores aos obtidos neste estudo, no qual para altura e comprimento do sistema radicular chegou a 7,5 e 8,9 cm, respectivamente.

Outro fator relevante na produção de mudas é a existência de uma

correspondência ou correlação positiva entre massa fresca e massa seca, ou seja, que um maior peso de massa fresca corresponda a um maior peso de massa seca. Isto indica que as plantas absorveram normalmente os nutrientes e estes foram assimilados e convertidos em massa seca e não em acúmulo de água nas plantas (Queiroz *et al.* 2010).

Avaliando a parte aérea das mudas de beterraba e concordando com os autores citados acima, verificou-se que os substratos tiveram uma correlação positiva ($R=0,92$) para massa fresca e seca da parte aérea (MFPA e MSPA). Para as duas variáveis obtiveram-se os maiores resultados, no substrato T6 (460,6 e 53,8 mg), que diferiu estatisticamente ($p<0,01$) dos substratos T2 e T4. Com exceção do T2, os demais foram superiores ao substrato comercial (Tabela 10).

Os resultados obtidos neste trabalho são inferiores aos obtidos por Leal *et al.* (2007) para MFPA e semelhantes no que tange a MSPA. Esses autores estudaram o uso de *Crotalaria juncea* e capim Napier compostada como substrato na produção de mudas de beterraba e obtiveram valores de 870,0 e 54,7 mg planta⁻¹ de MFPA e MSPA, respectivamente no seu melhor tratamento (66% de *Crotalaria juncea* L. e 33% de capim Napier).

Entretanto, os dados obtidos nesse trabalho são superiores aos observados por Lopes *et al.* (2004) que, testando um substrato formado pela mistura de Plantmax[®] e Argissolo, obtiveram valores de 193,2 e 10,3 mg planta⁻¹ para massa fresca e seca da parte aérea, respectivamente.

A maior massa fresca e seca da parte aérea do substrato T6 também resultou em maior área foliar, onde se observa que na medida em que se aumenta a proporção de composto de tungue em relação à CAC, aumentou-se a área foliar, sendo que o ponto de máxima corresponde a 75% de CT. E da mesma forma que nas outras variáveis o T2 foi o único que foi inferior ao substrato comercial (Tabela 10).

TABELA 10. Percentagem de emergência (%E), estabilidade do torrão (ET), número de folhas (NF), comprimento da parte aérea e do sistema radicular (CPA e CSR), diâmetro de colo, massa fresca e seca da parte aérea (MFPA e MSPA), massa fresca e seca do sistema radicular (MFSR e MSSR), área foliar e relação parte aérea/raiz (PA/SR) de mudas de beterraba produzidas em substrato comercial e a base de CT+H+CAC no outono, em sistema orgânico de produção. Porto Alegre/RS, 2013.

Substrato	%E	ET	NF	CPA	Ø colo	MFPA	MSPA	MFSR	MSSR	CSR	AF	PA/SR
				cm	mm	mg planta ⁻¹				cm	cm ² planta ⁻¹	
SC	60,5	3,3	2,10	5,00	1,10	121,50	16,20	88,20	17,0	8,00	1,50	1,00
T2 - 0%CT	82,2 ab*	1,5 b*	2,0 c*	3,4 b**	1,0 b	55,1 c **	6,9 c **	41,9 b **	6,5 b **	7,0 ^{ns}	0,6 c **	1,1 b **
T3 - 15%CT	82,6 ab	4,1 a	2,8 ab	6,3 a	1,7 a	331,2 ab	34,1 ab	312,8 a	47,4 a	8,9	3,2 b	0,7 b
T4 - 35%CT	73,8 bc	3,4 a	2,5 bc	5,8 a	1,7 a	254,1 b	29,7 b	213,9 ab	34,6 ab	8,4	2,7 b	0,9 b
T5 - 55%CT	81,1 ab	4,6 a	3,2 a	7,2 a	1,9 a	372,9 ab	43,3 ab	89,7 b	45,4 a	8,6	4,0 ab	1,0 b
T6 - 75%CT	89,9 a	3,7 a	3,5 a	7,5 a	2,0 a	460,6 a	53,8 a	93,0 b	38,0 a	7,5	5,3 a	1,4 ab
T7 - 90%CT	65,7 c	3,7 a	3,3 a	6,9 a	1,8 a	336,2 ab	41,0 ab	92,0 b	27,5 ab	8,5	3,9 ab	1,8 a
CV (%)	8,9	7,1	11,09	10,9	9,6	21,1	21,8	47,5	33	11,4	23,4	33

* Valores seguidos da mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Duncan * (p<0,05) e ** (p<0,01).

A curva de ajuste obtida pela análise de regressão para MFPA e MSPA é apresentada na figura 13. Nesta figura foram reforçadas as evidências de que o desenvolvimento das mudas de beterraba é progressivamente favorecido até o nível em torno de 75% de composto de tungue para MFPA e MSPA. Os percentuais de mistura do composto de tungue em relação a CAC que proporcionariam os melhores resultados para o desenvolvimento da parte aérea das mudas de beterraba, seriam equivalentes a 72,1% para massa fresca e 78,4% para massa seca da parte aérea.

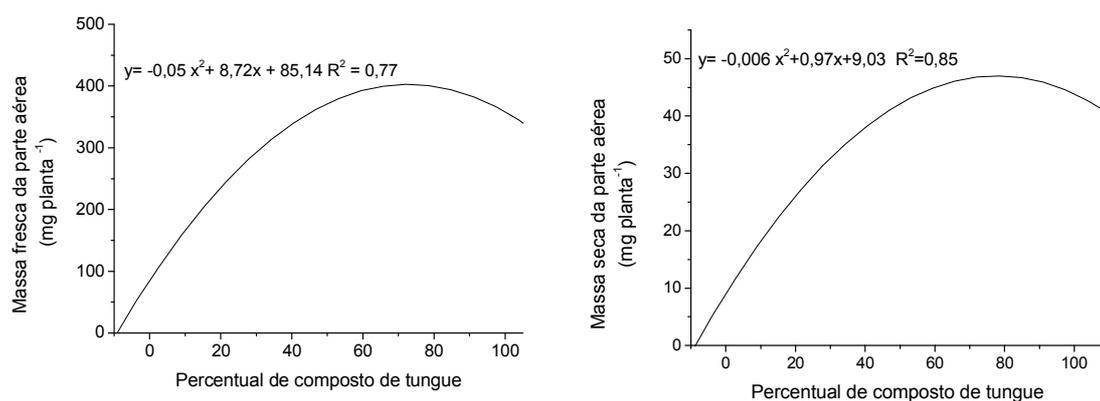


FIGURA 13. Massa fresca e seca da parte aérea (MFPA e MSPA) de mudas de beterraba em função do percentual de composto de tungue em mistura com casca de arroz carbonizada na composição de substratos orgânicos. Porto Alegre/RS, 2013.

Para as características do sistema radicular das mudas produzidas em substratos a base de composto de tungue e CAC nota-se na tabela 10 uma diferença altamente significativa ($p < 0,01$) para massa fresca do sistema radicular (MFSR) e massa seca do sistema radicular (MSSR), porém não foi observada diferença para comprimento do sistema radicular das mudas.

Para MFSR, o substrato T3 foi semelhante ao T4 e superior aos demais, sendo que o T2 foi o que obteve o menor resultado e o único que foi inferior ao substrato comercial.

Na MSSR observa-se que somente o T2 foi muito inferior com apenas $6,5 \text{ mg planta}^{-1}$, diferindo-se dos demais.

Estes resultados são de grande importância, visto que a beterraba, por ser uma cultura em que a parte com maior valor comercial são as raízes, um bom enraizamento e maior crescimento inicial de raízes é fundamental para o sucesso no cultivo. E conforme mencionado por Minami (1995), quanto maior a quantidade de raízes, maior a quantidade de nutrientes disponíveis no intervalo entre o

transplante e a formação de novas raízes. Filgueira (2012) afirma que um bom enraizamento e o reinício do desenvolvimento da planta, após o choque do processo de transplante são favorecidos por tecidos ricos em matéria seca.

Os melhores resultados obtidos no substrato com alto percentual de composto de tungue (T6-75%CT) provavelmente ocorreu devido à maior disponibilização de nutrientes prontamente assimiláveis, reconhecidamente essenciais para otimizar as taxas de crescimento de mudas de bandejas (Santin, *et al.* 2005).

De forma semelhante ao que foi observado na alface, a condutividade elétrica alta não interferiu no desenvolvimento das mudas de beterraba até certo ponto, como se pode observar na Figura 14. Segundo Rosa (1997) a beterraba é considerada tolerante, com limite máximo para CE estimado em $4,0 \text{ mS cm}^{-1}$. Esta afirmação corrobora com os resultados obtidos neste trabalho, onde o substrato que foi superior aos demais na maioria das variáveis analisadas (T6), apresentou CE de $4,5 \text{ mS cm}^{-1}$. De acordo com Cordeiro *et al.* (1999), diversos autores têm discutido e demonstrado que a beterraba é uma das plantas mais tolerantes à salinidade.

De acordo com a análise de regressão (Figura 14), os valores máximos estimados para massa seca do sistema radicular e massa seca da parte aérea, situaram-se entre $44,7$ e $45,8 \text{ mg planta}^{-1}$, correspondendo, respectivamente a $3,31$ e $4,9 \text{ mS cm}^{-1}$ de condutividade elétrica adequada ao desenvolvimento das mudas.

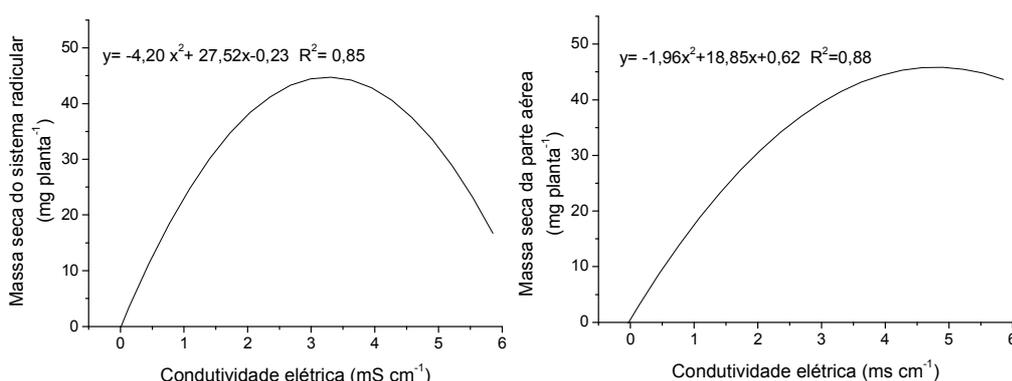


FIGURA 14. Massa seca do sistema radicular e da parte aérea de mudas de beterraba, em função da condutividade elétrica apresentada nos substratos à base de CT+H+CAC. Porto Alegre/RS, 2013.

Tendo em vista que condutividade elétrica superior a $3,3 \text{ mS cm}^{-1}$ evidenciaram efeito negativo quanto a massa seca de raízes das mudas de beterraba, torna-se recomendável não ultrapassar o limite de $4,0 \text{ mS cm}^{-1}$ de

condutividade elétrica para o cultivo dessa espécie, assim equilibrando a relação raiz/parte aérea.

No que tange a área foliar das mudas, percebe-se que o substrato T6 foi o que apresentou os melhores resultados, seguidos do T5, T7, que não diferiram entre si, entretanto o substrato T6 novamente é superior aos demais numericamente. Os substratos com menores proporções de composto de tungue (T2, T3 e T4), assim como o substrato comercial obtiveram os menores valores de área foliar (Tabela 10).

Em relação às mudas produzidas em substratos a base de húmus de minhoca e casca de arroz carbonizada, os tratamentos constituídos a partir de 40% de húmus de minhoca em relação a CAC produziram mudas de melhor qualidade, quando comparadas aquelas produzidas em substratos com 0 e 20% de húmus de minhoca (Tabela 11).

De maneira geral o substrato H4 (40%H) favoreceu os parâmetros relacionados a parte aérea das mudas, enquanto que o H7 proporcionou o desenvolvimento do sistema radicular (Tabela 11), sendo que no caso da beterraba as raízes serem de maior importância, pois dela depende o sucesso no cultivo a campo e será a parte comercializável e também verificou-se que este substrato proporcionou a maior produtividade no campo, que será visto no Estudo 4 deste trabalho.

Os substratos com maior percentual de húmus de minhoca favoreceram a formação do torrão, visto que os substratos com 80 e 100% de húmus (H6 e H7) obtiveram as maiores notas quanto a estabilidade do torrão com a muda (Tabela 11).

Nota-se que para o número de folhas (NF) e diâmetro de dolo o substrato sem a adição de húmus de minhoca (H2-0%H) diferiu dos demais, sendo este o de menor valor observado, seguido do H3 para NF e do H5 para diâmetro de colo. O substrato que proporcionou o maior número de folhas e diâmetro de colo foi o H7, com 2,3 folhas e 1,6mm de diâmetro (Tabela 11).

O resultado obtido neste trabalho para número de folhas, vem ao encontro dos resultados obtido por Carneiro *et al.* (2011) que estudou o uso de substratos alternativos para produção de mudas de beterraba e obtiveram valor máximo de 2,3 folhas para mudas produzidas em bandejas de 200 células, com substrato formado de 30% de resíduo de carvão, 35% de húmus de minhoca e 35% de vermiculita fina. Porém, Leal (2007) trabalhando com crotalaria (66%) e capim

napier (33%) obteve média de 4,6 folhas em mudas de beterraba, sendo este valor superior ao obtido neste trabalho.

Quanto ao comprimento da parte aérea o substrato H4 se mostrou superior ao H3 e H2, entretanto numericamente este foi o que apresentou o maior valor em CPA (5,7 cm). Este resultado é superior ao observado por Fernandes *et al.* (2009), que encontrou valor máximo em altura de 5,07 para mudas de beterraba produzidas em substrato a base de composto orgânico mais 2,0% de torta de mamona.

Para massa fresca da parte aérea, os substratos H4 e H7 diferiram estatisticamente dos demais, apresentando os maiores resultados. Em relação a massa seca da parte aérea (MSPA) o maior resultado foi obtido no substrato H4 e o menor no H2, e os demais substratos apresentaram valores intermediários (Tabela 11).

De maneira geral, observando os resultados apresentados acima, nota-se que o substrato H4 foi superior nas características relacionadas à parte aérea das mudas de beterraba, isso pode ter acontecido devido as características físicas deste substrato, que apresenta valores próximos ao ideal para densidade seca, porosidade total, água facilmente disponível e água remanescente (Tabela 5), favorecendo o crescimento da parte aérea das mudas, que também pode ser visualizado pela maior relação parte aérea/sistema radicular (PA/SR) que é maior em mudas cultivadas neste substrato.

Em relação aos parâmetros do sistema radicular das mudas de beterraba produzidas em substratos a base de húmus de minhoca, observa-se que para massa fresca do sistema radicular (MFSR), o substrato com 100% de húmus (H7) não diferiu do H4 e foi superior aos demais (Tabela 11).

Para massa seca do sistema radicular (MSSR), que demonstra qual substrato forneceu maior quantidade de nutrientes as mudas e que está relacionado com a maior disponibilidade de nutrientes por parte do substrato, somente o substrato H2 diferiu dos demais, tendo o menor valor obtido. Embora os demais não tenham apresentado diferenças significativas, verifica-se que o H7 foi o que apresentou o maior resultado para MSSR, seguido de H6 e H4.

Para comprimento do sistema radicular (CSR) nota-se que o H7 não diferiu do H3 e H4 e foi superior ao H2, H5 e H6, sendo que estes últimos foram inferiores também ao substrato comercial (Tabela 11).

TABELA 11. Percentagem de emergência (%E), estabilidade do torrão (ET), número de folhas (NF), comprimento da parte aérea e do sistema radicular (CPA e CSR), diâmetro de colo, massa fresca e seca da parte aérea (MFPA e MSPA), massa fresca e seca do sistema radicular (MFSR e MSSR), área foliar (AF) e relação parte aérea/raiz (PA/SR) de mudas de beterraba produzidas em substrato comercial e a base de H+CAC (v:v) no outono, em sistema orgânico de produção. Porto Alegre/RS, 2013.

Substrato	%E	ET	NF	CPA cm	Ø colo mm	MFPA ⁽¹⁾	MSPA ⁽¹⁾	MFSR ⁽¹⁾	MSSR ⁽¹⁾	CSR cm	AF ⁽¹⁾ cm ² planta ⁻¹	PA/SR
SC	60,5	3,3	2,1	5,0	1,1 ab	121,5	16,2	9,1	3,9	8	1,2	1,0
H2 - 0% H	78,8 b*	1,5 d*	1,4 b *	2,9 c *	0,8 b *	24,7 b **	4,0 b **	2,9 c **	2,2 b *	7,1 b *	0,7 c	0,9 ^{ns}
H3 - 20%H	73,7 b	2,6 cd	1,7 ab	3,7 bc	1,3 a	55,3 b	9,5 ab	3,9 bc	3,06 ab	8,2 ab	1,0 bc	1,0
H4 - 40%H	89,1 a	3,5 bc	2,1a	5,7 a	1,5 a	201,5 a	27,6 a	7,4 ab	3,8 a	7,9 ab	1,6 a	1,4
H5 - 60%H	79,1 b	3,5 bc	2,1 a	4,2 abc	1,2 ab	68,6 b	11,6 ab	4,7 abc	3,0 ab	7,6 b	1,1 abc	1,2
H6 - 80%H	60,4 c	4,5 ab	2,1 a	4,5 abc	1,4 a	77,6 b	21,8 ab	7 abc	3,7 a	7,3 b	1,4 ab	1,2
H7- 100%H	72,2 b	4,8 a	2,3 a	5,2 ab	1,6 a	178,5 a	22,3 ab	8,5 a	5,6 a	9,1 a	1,5 ab	0,9
CV (%)	7,2	7,5	15,4	18,7	16,9	25,6	25,2	25,5	17,3	9,7	23,3	33,6

Valores seguidos da mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Duncan * (p<0,05) e ** (p<0,01). (1) Dados transformados por $\sqrt{x+0,1}$ para análise estatística.

Através das análises de regressão (Figura 15), observou-se crescimento linear significativo ($p < 0,05$) de mudas de beterraba quanto ao número de folhas, massa fresca e seca do sistema radicular, evidenciando que as maiores proporções de húmus de minhoca privilegiaram o crescimento do sistema radicular das mudas, o qual é de fundamental importância para esta cultura.

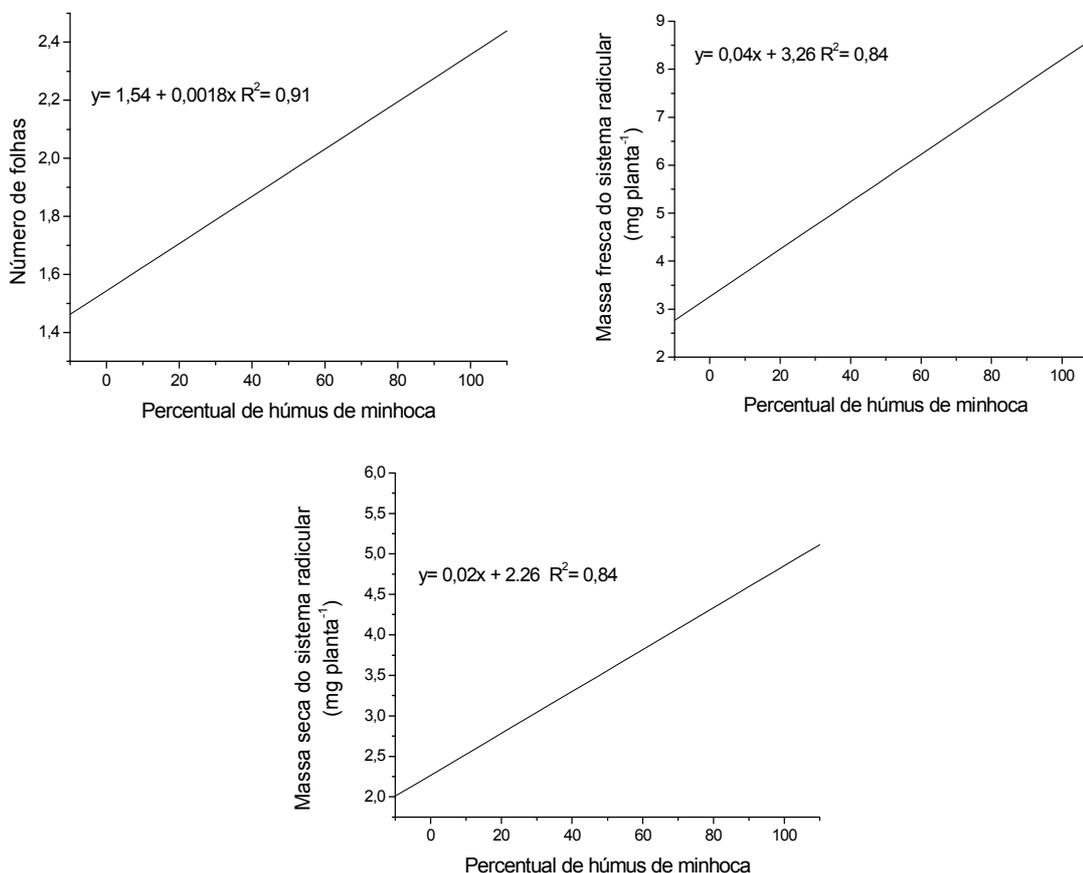


FIGURA 15. Número de folhas, massa fresca e seca do sistema radicular de mudas de beterraba em função do percentual de húmus de minhoca, produzidas em sistema orgânico de produção. Pelotas/RS, 2013.

Diante do exposto acima, observa-se que o substrato H7 foi o que demonstrou superioridade aos demais em termos numéricos para variáveis do sistema radicular (MFSR, MSSR e CSR). Esses resultados podem estar relacionados às características físicas que este substrato apresenta, como alta porosidade, espaço de aeração e água remanescente.

A porosidade é um fator muito importante para o pleno desenvolvimento das plantas, capaz de proporcionar aeração e drenagem adequadas, tornando o substrato estruturado e com maior capacidade de retenção de água (Diniz *et al.* 2006).

4.4 Estudo 4: Desenvolvimento a campo de alface e beterraba em função do substrato de semeadura no outono/inverno

Na figura 16, é possível visualizar o campo experimental de alface e beterraba.



Foto de Maristela Watthier

Foto de Maristela Watthier

FIGURA 16. Vista geral dos experimentos de produção de beterraba e alface, no período de outono/inverno, em sistema orgânico de produção. Embrapa Clima Temperado. Porto Alegre/RS, 2013.

4.4.1 Dados climatológicos durante o desenvolvimento de alface

Os dados climáticos de temperatura máxima e mínima do ar são apresentados na Figura 17.

Observa-se que a temperatura máxima não ultrapassou os 30°C, sendo adequada ao desenvolvimento das plantas de alface, segundo Radin *et al.* (2004), porém a temperatura média situou-se em torno dos 12°C, ficando abaixo da considerada ideal para o crescimento de alface (Brunini, *et al.* 1976).

Em relação às temperaturas mínimas, nota-se que na média, a temperatura ficou dentro do referencial, 6,4°C. Porém, ocorreram temperaturas muito baixas durante o período de crescimento das plantas, chegando a -5°C que ocasionou a formação de geada, logo após o transplante das mudas para os canteiros. A ocorrência de temperaturas negativas e próximas a zero grau se repetiu aos 35, 41, 47 e aos 48 dias após o transplante (DAT). Apesar das plantas de alface estarem protegidas pelo túnel baixo, ainda assim, ocorreu acúmulo de gelo sobre as folhas (Figura 18).

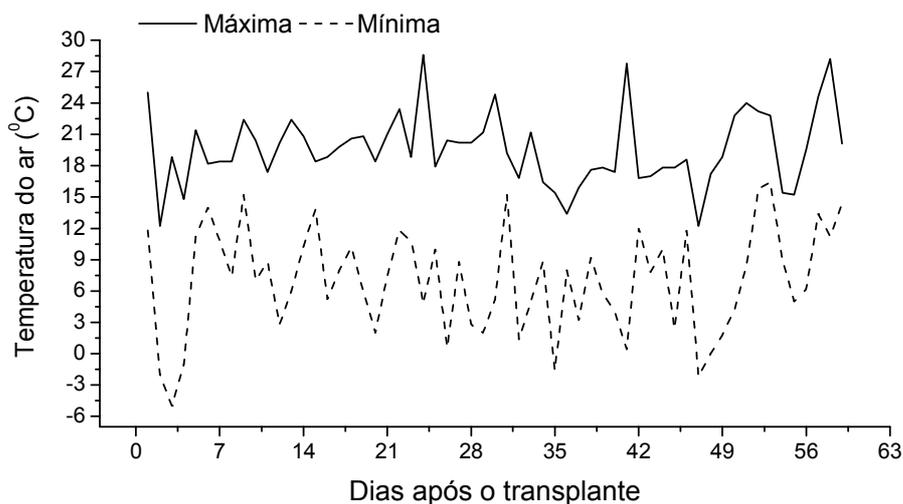


FIGURA 17. Temperaturas máximas e mínimas, em °C, durante o período de crescimento de mudas de alface, na Estação Experimental da Cascata, Embrapa Clima Temperado, Pelotas/RS, 2013.



FIGURA 18. Acúmulo de gelo sobre as folhas de alface. Embrapa Clima Temperado, Pelotas/RS, Julho, 2013.

A utilização de túneis com filme de polietileno tem sido uma alternativa técnica e econômica para minimizar o efeito negativo das baixas temperaturas no período de inverno rigoroso no sul do Brasil, pois propicia um ganho térmico tanto nas temperaturas do solo como do ar (Buriol *et al.* 1993ab, Schneider *et al.* 1993, Farias *et al.* 1993 e Camacho, 1994). Além de proteger a cultura de chuvas, granizo e vento, o microclima formado no seu interior permite ganhos na qualidade, produtividade e precocidade dos cultivos (Segovia, 1991).

Apesar de não ter sido medida a temperatura no interior dos túneis acredita-se que o crescimento foi favorecido devido às condições microclimáticas proporcionadas pelo ambiente protegido (Fernandes & Martins, 1999) e por isso também, o gelo acumulado nas folhas não chegou a prejudicar o desenvolvimento das plantas, pois Rosa *et al.* (1996) afirma que o ciclo de alface no inverno pode

chegar até 60 dias, o que condiz com o ciclo obtido neste trabalho que foi de 59 dias após o transplante.

4.4.2 Dados climatológicos durante o desenvolvimento de beterraba

A beterraba (*Beta vulgaris* L.) é uma hortaliça típica de climas temperados, produzindo bem sob regimes de temperaturas amenas a frias, com melhor desenvolvimento entre 10°C e 20°C (Castro *et al.* 2004; Tivelli *et al.* 2011), sendo 25°C a temperatura máxima tolerada por períodos longos, pois as temperaturas mais elevadas tendem a reduzir a pigmentação, formando anéis concêntricos e consequentemente diminuindo à qualidade do produto (Marques *et al.* 2010).

Na Figura 19 observa-se que houve dias em que a temperatura média ficou abaixo do considerado ideal para o desenvolvimento da beterraba, por exemplo, aos 23 e aos 90 dias após o transplante, em que a temperatura média foi de 2,6 e 2,3°C, respectivamente. Entretanto, na média geral, a temperatura ficou em torno dos 14°C, a qual está dentro dos valores referenciais.

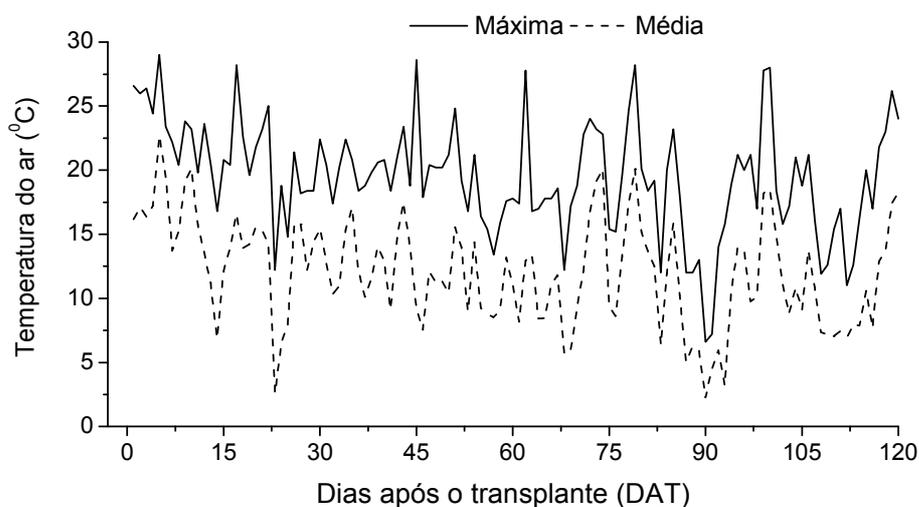


FIGURA 19. Temperaturas máximas e médias do ar, em °C, durante o período de crescimento de mudas de beterraba, na Estação Experimental da Cascata, Embrapa Clima Temperado, Pelotas/RS, 2013.

Em relação às temperaturas máximas, nota-se que não houve longos períodos sob alta temperatura, porém em alguns dias a temperatura superou os 25°C. Entretanto, na média geral a temperatura máxima do ar ficou em torno dos 20°C, sendo está considerada ideal para o cultivo de beterraba.

4.4.3 Experimento V. Desenvolvimento a campo de alface em função do substrato de semeadura no período de outono/inverno

Vale lembrar que no substrato H2 (0%H) não houve crescimento das mudas para que se efetuasse o transplante, em virtude disso, não há dados correspondentes a este tratamento para o cultivo no campo sob túnel baixo.

As Tabelas 12 e 13 apresentam os valores das variáveis de produção por ocasião da colheita final (49 dias após o transplante). A análise de variância efetuada não revelou diferença estatística ao nível de 5% de probabilidade para nenhuma das variáveis estudadas (número de folhas, comprimento e largura das folhas, área foliar, massa seca e fresca e produtividade final) de alface em todas as formulações de substratos, produzidas em sistema orgânico de produção. Isto se deve ao fato de que as mudas responderam de forma adequada as condições de campo dado pelo sistema de cultivo. Mesmo aquelas que foram consideradas como mudas de pior qualidade, se igualaram estatisticamente as demais ao longo do tempo.

Apesar de não se observar diferença estatística entre os substratos utilizados no cultivo das mudas, é possível verificar que os substratos a base de composto de tungue, T3, T4 e T7 foram os que apresentaram os maiores valores das variáveis analisadas e os menores valores nos substratos T2 e T6. Esse resultado observado corresponde aos valores obtidos nas mudas, por ocasião do transplante (Tabela 8). Nos substratos a base de húmus de minhoca, nota-se que de maneira geral o H5 obteve os maiores resultados de produção de alface 'Veneranda', sendo este o substrato que também foi superior na fase de mudas (Tabela 13).

TABELA 12. Dados fitotécnicos de alface produzida em sistema orgânico de produção, oriundas de substratos a base de CT+H+CAC (v:v). Porto Alegre/RS, 2013.

Substrato	NF	CF	LF	AF	MFPA	MSPA	Prod.
		cm	cm	cm ² planta ⁻¹	g planta ⁻¹	g planta ⁻¹	Kg m ⁻²
SC	18,0	14,7	14,1	3313,4	174,9	6,1	2,8
T2 - 0% CT	18,6 ns	14,7 ns	17,4 ns	3280,5 ns	188,9 ns	5,4 ns	3,0 ns
T3 - 15% CT	21,0	18,2	16,5	4858,3	278,7	8,7	4,5
T4 - 35% CT	21,3	16,7	16,4	4719,1	274,9	8,4	4,4
T5 - 55% CT	21,0	15,9	15,8	4165,4	233,1	7,0	3,7
T6 - 75% CT	19,6	15,8	15,1	3636,3	209,6	6,6	3,3
T7 - 90% CT	20,6	16,4	15,2	4565,5	280,5	9,0	4,5
CV (%)	10,7	11,6	11,7	26,4	22,7	23,0	27,6

ns= não significativo a nível de 5% de probabilidade de erro pelo Teste de Duncan.

O número de folhas por planta de alface é uma característica bastante interessante, já que a aquisição do produto pelo consumidor é feita por unidade (Mota *et al.* 2001). Nesse sentido, foi verificada superioridade dos substratos formulados, tanto a base de composto de tungue, quanto à base de húmus de minhoca, em relação ao substrato comercial, com o maior valor observado no T4 e H6 com 21,3 e 21,0 folhas por planta, respectivamente, que corrobora com os obtidos por Andriolo *et al.* (2003) e por Radin *et al.* (2004), que obtiveram média de 21,0 folhas em plantas de alface crespa.

Em relação à massa fresca das plantas, pode ser observado pela Tabela 12 que na maioria dos tratamentos, exceto no substrato comercial e no T2 (0%CT) as plantas atingiram o padrão comercial recomendado para a cultura de 200 g planta⁻¹ (CEASA/RS), sendo que o valor máximo observado foi de 280,5 g planta⁻¹. Esse resultado é superior ao observado por Lima (2007) que estudou o efeito de lâminas de irrigação no cultivo orgânico de alface e encontrou valor máximo de 140 g planta⁻¹ de massa fresca, e também ao obtido por Goto *et al.* (2002) que obteve 248,0 g planta⁻¹ de massa fresca de alface da cultivar Vera no cultivo em túnel baixo.

Santos *et al.* (2009) avaliou diferentes cultivares de alface do tipo crespa, entre elas a cultivar Veneranda, em Cáceres/MT e obteve resultados muito inferiores de massa fresca (58,9 g planta⁻¹) para esta cultivar em relação aos obtidos neste trabalho. Isso pode ter acontecido em virtude das diferenças de temperatura entre as regiões (Sul e Centro-oeste), pois no seu trabalho, os autores afirmam que as temperaturas na época do estudo chegaram a 42°C, a qual é considerada muito alta para o cultivo de alface (Andriolo *et al.* 2003), sendo que a temperatura máxima tolerável para a planta fica em torno de 30°C (Radin *et al.* 2004).

Em outro estudo, Santos (2010) encontrou massa fresca de 394,09 gramas por planta de alface cultivar Mônica, cultivadas em sistema orgânico de produção, sendo este resultado superior ao encontrado neste trabalho.

Os resultados encontrados neste trabalho, para a produtividade de alface estão acima da média encontrada por Radin *et al.* (2004) e Bezerra Neto *et al.* (2003), que encontraram produtividade de 2,3 kg m⁻² e 17,04 t ha⁻¹, respectivamente, sendo que a menor produtividade encontrada neste trabalho foi de 2,8 kg m⁻² (28 t ha⁻¹) no substrato comercial e a maior 4,5 kg m⁻² (45 t ha⁻¹) referente aos substratos T3 e T7.

Os resultados aqui encontrados também superaram a maior produtividade encontrada por Oliveira *et al.* (2004) para a alface crespa em cultivo solteiro, que foi de 19,26 t ha⁻¹. Ainda Costa *et al.* (2007) obtiveram uma produtividade média de 17,37 t ha⁻¹ para alface crespa cultivada no período de outono-inverno e Santos (2010) que encontrou produtividade para alface cv Mônica em sistema orgânico de produção de 30,5 t ha⁻¹, este também abaixo da média encontrada neste trabalho para alface cultivar Veneranda.

TABELA 13. Dados fitotécnicos de alface produzidas em sistema orgânico de produção, oriundas de substratos a base de H+CAC (v:v). Porto Alegre/RS, 2013.

Substrato	NF	CF	LF	AF	MFPA	MSPA	Prod.
		cm	cm	cm ² planta ⁻¹	g planta ⁻¹	g planta ⁻¹	Kg m ⁻²
SC	18,0	14,7	14,1	3313,4	174,9	6,1	2,8
H3 - 20% H	20,3 ns	16,3 ns	15,8 ns	4342,9 ns	264,8 ns	8,5 ns	4,2 ns
H4 - 40% H	20,3	16,8	17,1	4172,8	250,8	8,2	4,0
H5 - 60% H	20,0	17,1	16,5	4073,6	262,9	9,4	4,2
H6 - 80% H	21,0	17,0	16,3	4490,3	221,0	7,8	3,6
H7 - 100% H	18,0	15,0	15,8	3498,6	248,2	6,8	4,0
CV (%)	17,1	11,8	8,4	30	19,4	23,0	26,7

ns= não significativo a nível de 5% de probabilidade de erro pelo Teste de Duncan.

Na tabela 13 é possível verificar que as folhas que apresentaram maior comprimento, também tiveram os maiores valores de área foliar, sendo que existe uma correlação positiva significativa ($R=0,90$) entre esses fatores (Figura 20). Isto indica que através do comprimento das folhas de alface 'Veneranda' é possível chegar a um valor aproximado de área foliar, e isto seria de total importância nos casos em que não é possível fazer a medição de área foliar através de aparelhos específicos ou até mesmo por falta de tempo disponível. De acordo com a análise de regressão obteve-se uma curva linear significativa ($p<0,05$), evidenciando que conforme se aumenta o comprimento das folhas, a área foliar cresce linearmente.

Através da análise de regressão (Figura 20), percebe-se o ajuste de uma curva polinomial altamente significativa ($p=0,004$), verificando-se através desta, que também é possível obter a área foliar aproximada de plantas de alface 'Veneranda' através da massa fresca, sendo que obteve-se correlação perfeita ($R=1,0$) entre as variáveis.

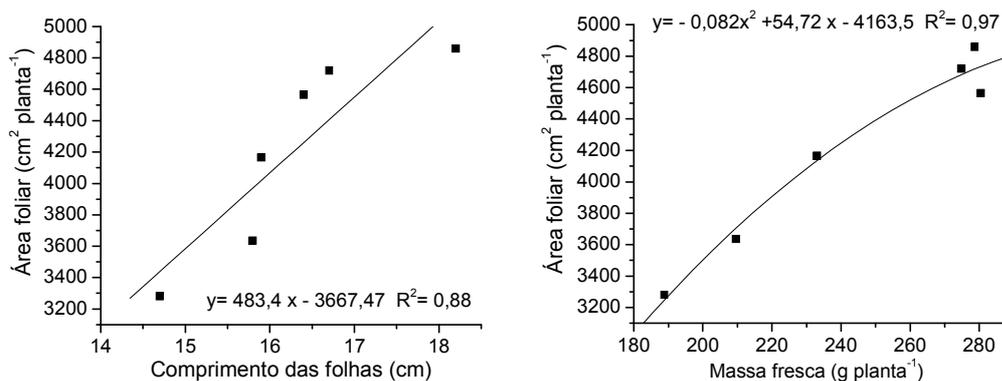


FIGURA 20. Curva de regressão de área foliar de alface em função do comprimento das folhas e massa fresca. Porto Alegre/RS. 2013.

4.4.4 Experimento VI. Desenvolvimento a campo de beterraba em função do substrato de semeadura no período de outono/inverno

Os parâmetros de produção da beterraba, por ocasião da colheita, sob manejo orgânico, são apresentados nas Tabelas 14 e 15.

Constataram-se diferenças estatisticamente significativas para número de folhas, comprimento da parte aérea, massa fresca e seca da parte aérea, diâmetro de colo e de raiz, massa seca de raiz e produtividade, em função do substrato de semeadura, a base de composto de tungue, durante o ciclo de cultivo no campo. Para o desenvolvimento das mudas de beterraba produzidas em substrato a base de húmus de minhoca, constata-se na Tabela 15 que houve diferença estatística somente para as variáveis: diâmetro de colo, massa seca de raiz e produtividade.

Quanto ao número de folhas das observa-se nas tabelas 14 e 15 que nos substratos a base de húmus de minhoca, não ocorreu diferença significativa. Nos substratos a base de composto de tungue o T6 foi superior ao T7 e semelhante aos demais, apresentando valor máximo de 17,2 folhas por planta. Este valor foi superior ao resultado obtido por Gondin, *et al.* (2011) que, cultivando beterraba em condições de hidroponia, verificou a altura das plantas de 11,0 cm aos 63 DAT. Este resultado torna evidente o potencial dos sistemas orgânicos de produção, através dos melhores resultados obtidos neste sistema em comparação com o hidropônico.

Sediyama *et al.* (2011) trabalhou com diferentes coberturas de solo na produção de beterraba em sistema orgânico e obteve em seu melhor tratamento (sem cobertura e com palha de café) uma média de 50,0 cm de altura da parte aérea; Santos (2010) em seu estudo obteve 44,3 cm de altura de beterraba produzida em sistema orgânico de produção do tipo Mandalla. Esses resultados são superiores ao observado neste trabalho, onde o melhor tratamento (T6) atingiu 40 cm de comprimento e este diferiu estatisticamente do T4 que chegou somente a 26,8 cm de altura.

Por outro lado, em estudo realizado por Linhares *et al.* (2012) com o cultivo de beterraba sob diferentes doses de palhas de carnaúba em Mossoró/RN, os autores obtiveram 23,9 cm de altura, sendo este resultado inferior ao obtido neste trabalho.

Maior massa fresca e seca da parte aérea foi obtida no tratamento com 75% de composto de tungue (T6) com 135,2 e 13,7 gramas por planta, respectivamente (Tabela 14). Esses resultados são superiores aos obtidos por Sediyama *et al.* (2011) que alcançaram valores máximos de 102,9 e 8,5 g planta⁻¹ para massa fresca e seca da parte aérea de beterraba, respectivamente.

De acordo com o Instituto brasileiro de qualidade em horticultura (2012a) a beterraba possui classificação diferente para venda somente de raiz ou raiz com folha. As raízes podem ser classificadas em classes através do seu diâmetro equatorial, as quais são: Extra (< 50 mm); Extra A (maior ou igual a 50 e < 90 mm); Extra AA (maior ou igual a 90 e < 120 mm). Para beterraba comercializada com folhas a classificação é feita através do diâmetro equatorial das raízes da seguinte forma: Primeira (<50mm); Especial (entre 50 e 80mm) e Extra (>80mm) (Instituto brasileiro de qualidade em horticultura, 2012b).

Neste sentido, verifica-se na tabela 11, que as raízes nos substratos T4, H2, H3 e H4 podem ser classificadas como Extra e Primeira, e para os demais substratos (SC, T2, T3, T5, T6, T7, H5, H6 e H7) podem ser classificadas como Extra A e Especial para comercialização em raiz e raiz com folha, respectivamente. E isso evidencia que os substratos formaram raízes com alta qualidade comercial, sendo de fundamental importância para produtores rurais.

Santos (2010) encontrou 13,57 gramas de massa seca de raiz; Grangeiro *et al.* (2007) encontraram 10,25 gramas de matéria seca por raiz de beterraba e Avalhes *et al.* (2009) obtiveram 8,0 gramas de matéria seca por planta em beterraba cultivada em sistema orgânico de produção, valores abaixo da média

encontrada no experimento que foi de 29,1 gramas de matéria seca por raiz tuberosa de beterraba (Tabela 14).

TABELA 14. Número de folhas (NF), altura, massa fresca e seca da parte aérea (MFPA e MSPA), diâmetro de raiz, massa seca de raiz (MSR) e produtividade de beterraba produzida em sistema orgânico de produção, a partir de mudas produzidas em substratos a base CT+H+CAC. Porto Alegre/RS, 2013.

Substrato	NF	Altura	MFPA	MSPA	Ø raiz	MSR	Prod.
		cm	g planta ⁻¹	g planta ⁻¹	mm	g planta ⁻¹	Kg m ⁻²
SC	14,3	31,0	70,8	9,0	50,4	15,4	3,4
T2 - 0% CT	15,5 ab**	29,4 ab*	75,6 b *	8,4 ab*	50,4 ab*	14,4 b*	3,2 b*
T3 - 15% CT	15,7 ab	31,0 ab	84,6 ab	8,9 ab	54,7 ab	16,1 ab	3,7 b
T4 - 35% CT	13,5 ab	26,8 b	55,8 b	6,6 b	43,0 b	12,0 b	2,7 b
T5 - 55% CT	14,3 ab	31,8 ab	75,4 b	7,9 b	55,2 ab	18,2 ab	4,2 ab
T6 - 75% CT	17,2 a	40,0 a	135,2 a	13,7 a	68,1 a	29,1 a	7,0 a
T7 - 90% CT	13,1 c	32,6 ab	76,7 b	8,4 ab	59,7 ab	20,5 ab	4,8 ab
CV (%)	8,2	19,7	36,2	33	18,7	38,1	40,2

Valores seguidos da mesma letra na coluna não diferem entre si pelo Teste de Duncan * (p<0,05) e ** (p<0,01).

A produtividade final de beterraba foi maior nas mudas oriundas de substratos com maior proporção de composto de tungue (T5, T6 e T7), sendo que o T6 foi semelhante estatisticamente ao T5 e T7 e superior aos demais (Tabela 14). Nestes substratos, a produtividade foi de 4,2, 7,0 e 4,8 Kg m⁻² para T5, T6 e T7, respectivamente. Já para as mudas procedentes de substratos a base de húmus de minhoca, os substratos H5 e H7, foram superiores aos demais, atingindo 5,3 e 5,1 Kg m⁻², respectivamente (Tabela 15). Estes valores estão acima da faixa de produtividade média de beterraba descrita por Souza & Resende (2003) para sistemas orgânicos de produção, que é de 3,0 a 4,0 Kg m⁻².

Alves *et al.* (2004), obtiveram uma produtividade de 2,0 Kg m⁻² para beterraba cultivada em sistema orgânico, com adubação de 20 t ha⁻¹ de esterco bovino com 1,36% de N. O resultado obtido neste trabalho para produtividade é superior ao observado por estes autores e também aos obtidos por Gribogi & Salles (2007) em um espaçamento de 15 x 15 cm que obtiveram uma produtividade de 16,2 t ha⁻¹ para mudas produzidas no substrato Plantmax®, e 17,0 t ha⁻¹ para mudas produzidas no substrato Terra Fértil®, ambos em bandejas de 128 células.

Tolentino Júnior (2002) obteve uma produtividade de 16,89 t/ha de raízes de beterraba, transplantado com espaçamento 0,10 x 0,27 m; Santos (2010) atingiu em seu experimento valores máximos de produtividade de 19,6 t ha⁻¹ para beterraba produzida em sistema orgânico. Esses valores estão abaixo do

encontrado neste trabalho onde a média de 2,1 Kg m⁻² (21 t ha⁻¹) para beterraba foi obtida de mudas produzidas no substrato H2 e maior média 7,0 Kg m⁻² (70 t ha⁻¹), para beterraba mudas produzidas no substrato T6.

TABELA 15. Número de folhas (NF), altura, massa fresca e seca da parte aérea (MFPA e MSPA), diâmetro de raiz, massa seca de raiz (MSR) e produtividade de beterraba produzida em sistema orgânico de produção, a partir de mudas produzidas em substratos a base H+CAC. Porto Alegre/RS, 2013.

Substrato	NF	Altura	MFPA ⁽¹⁾	MSPA ⁽¹⁾	Ø raiz	MSR	Prod.
		cm	g planta ⁻¹	g planta ⁻¹	mm	g planta ⁻¹	Kg m ⁻²
SC	14,3	31,0	70,8	9,0	50,4	15,4	3,4
H2 - 0% H	13,1 ns	27,2 ns	46,4 ns	7,2 ns	43,4 ns	0,8 b	2,1 b
H3 - 20% H	15,5	29,1	62,5	7,9	47,1	1,1 ab	2,8 ab
H4 - 40% H	14,8	29,2	50,4	7,1	41,6	1,0 ab	2,3 b
H5 - 60% H	17,7	33,4	119,4	12,2	57,4	1,3 a	5,3 a
H6 - 80% H	16,0	34,6	99,9	10,5	55,9	1,3 a	4,5 ab
H7- 100% H	15,5	34,6	115,1	10,2	58,7	1,3 a	5,1 a
CV (%)	15,1	13,1	9,5	17,3	18,3	15,5	21,3

ns = não significativo a 5% de probabilidade de erro pelo Teste de Duncan. * Valores seguidos da mesma letra na coluna não diferem entre si pelo Teste de Duncan (p<0,05). (1) Os dados foram transformados por *log*₁₀ para análise estatística.

De maneira geral, as mudas procedentes do substrato com 75% de composto de tungue (T6) formou melhores plantas no campo. Isso se deu em virtude deste substrato ter produzido mudas de beterraba de maior qualidade, pois foi nesse substrato que as mudas apresentaram o maior número de folhas, comprimento da parte aérea, massa fresca e seca da parte aérea, massa seca de raiz e área foliar (Tabela 9).

Na Tabela 16, é possível detectar que a resposta da cultura da beterraba no campo está relacionada com as características da muda na ocasião do transplante. Conforme pode ser observado à característica que apresentou menor valor do coeficiente de correlação foi à massa seca da parte aérea, quando correlacionadas com o diâmetro de raiz e com a produtividade. Essa correlação também foi encontrada por Farinácio (2011), o qual obteve correlações de área foliar de 0,68 e 0,64, quando correlacionadas com diâmetro de colo e produtividade, respectivamente.

TABELA 16. Coeficientes de correlação entre variáveis de rendimento (diâmetro de raiz e produtividade) de beterraba e número de folhas (NF), massa seca da parte aérea (MSPA) e área foliar das mudas obtidas com diferentes substratos a base de CT+H+CAC. Porto Alegre/RS, 2013.

Variáveis de rendimento	Características das mudas		
	NF	MSPA	Área foliar
Ø raiz	0,78*	0,69	0,72
Produtividade	0,8	0,76	0,79

Nas mudas oriundas dos substratos a base de húmus de minhoca, os maiores valores observados foram nos substrato H5 e H7, sendo que este resultado também pode estar relacionado às mudas de origem serem de maior qualidade nestes substratos, apesar das mudas produzidas no H5 terem sido intermediárias quanto ao desenvolvimento. Entretanto, o substrato H7 produziu mudas com maior número de folhas, diâmetro de colo, massa fresca da parte aérea, massa fresca e seca do sistema radicular, além de maior crescimento do sistema radicular (Tabela 10). Nestes substratos foi possível detectar correlação positiva entre número de folhas com o diâmetro de raiz e produtividade ($R=0,69$ e $0,72$), respectivamente.

Esses fatores são de extrema importância, pois segundo Filgueira (2012) um bom enraizamento e o reinício do desenvolvimento da planta, após o choque do processo de transplante são favorecidos por tecidos ricos em massa seca, ou seja, o maior acúmulo de massa seca tanto na parte aérea quanto no sistema radicular das mudas de beterraba favoreceu o seu desenvolvimento no campo, tornando-as superior em termos numéricos aos demais tratamentos, tal como T6, H5 e H7.

Em relação aos parâmetros da parte aérea das mudas, os maiores valores observados foram positivos e determinantes no crescimento das plantas no campo. Assim, para as mudas ao serem transplantadas com maior número de folhas, altura e área foliar possibilitou-se uma maior interceptação da energia luminosa e conseqüentemente, uma maior conversão em carboidratos, necessários ao crescimento da planta (Larcher, 2000), resultando assim, em plantas com maior produtividade, conforme observado no T6, H5 e H7.

Taiz & Zeiger (2004) ressaltam que, as plantas com maior diâmetro de colo apresentam maiores tendências à sobrevivência, principalmente pela maior capacidade de formação e de crescimento de novas raízes. Assim, para

beterraba, o melhor crescimento da raiz levará a um maior desenvolvimento do produto final, conforme foi observado neste experimento, onde mudas com maior diâmetro na hora do transplante, formaram raízes com maior massa seca e maior produtividade.

Portanto, para a beterraba, bons substratos formam mudas de melhor qualidade que originam plantas de maior produtividade. Esse resultado também foi encontrado por Leal *et al.* (2011), trabalhando com mudas de beterraba e posterior desenvolvimento a campo. Os autores concluíram que as plantas provenientes de mudas com maior qualidade apresentam desenvolvimento superior no campo. Esse comportamento já foi observado por outros autores em outras culturas, por exemplo, Jones *et al.* (1991), obtiveram aumento significativo na produção de melancia e de repolho; Liu & Latimer (1995) em melancia, Modolo (1998) em quiabo; Seabra Junior *et al.* (2004) em pepino e Farinácio (2011) em abobrinha, observaram aumento de produção em plantas oriundas de mudas com maior qualidade.

4.5 Estudo 5. Influência de substratos orgânicos na atividade de enzimas peroxidase, polifenoloxidase e β 1,3 glucanase e sua relação com o desenvolvimento das mudas de alface e beterraba.

4.5.1 Experimento VII. Atividade específica de enzimas peroxidases, polifenoloxidase e β 1,3 glucanase em mudas de alface em diferentes substratos de semeadura

Observa-se na Tabela 17 os resultados referentes à atividade específica das enzimas Peroxidase (PO), Polifenoloxidase (PFO) e β 1,3 glucanase em mudas de alface em função dos substratos de semeadura.

Para a atividade da enzima PO não se observou diferença significativa nas mudas de alface cultivadas nos substratos a base de composto de tungue, entretanto para aquelas formadas em substratos a base de húmus de minhoca verifica-se, que os substratos com menor percentual de húmus em sua composição (H3 e H4) apresentaram os maiores valores. Estes dois substratos diferiram estatisticamente de H5 e H7 e foram semelhantes ao H6 (Tabela 17). Através da análise de regressão, verifica-se que houve um decréscimo na

atividade de PO à medida que aumentou a proporção de húmus de minhoca (Figura 21).

Em relação à atividade da enzima PFO, não ocorreu atividade nas mudas de alface produzidas nos substratos à base de húmus de minhoca. Entretanto, houve diferença estatística nas mudas produzidas em substratos a base de composto de tungue, no qual o substrato T2 (0%CT) diferiu estatisticamente dos demais, apresentando o maior resultado, 13,3 UE min⁻¹ g tecido (Tabela 17).

Ao analisar as curvas de regressão para enzima PFO em relação aos substratos à base de composto de tungue, observa-se na Figura 22 que para as mudas de alface, obteve-se a curva linear negativa, com R²= -0,60 (p<0,01), a qual indica que com o aumento do percentual de composto de tungue no substrato, houve uma diminuição na atividade de PFO das mudas de alface.

TABELA 17. Atividade específica de peroxidase (PO), polifenoloxidase (PFO) e β 1,3 glucanase em mudas de alface produzidas em substratos à base de composto de tungue e casca de arroz carbonizada (CAC) (v:v) (A) e húmus de minhoca e CAC (v:v) (B), em sistema orgânico de produção. Embrapa Clima Temperado. Porto Alegre/RS. 2013.

Substrato (A)	PO	PFO ⁽¹⁾	β 1,3 glucanase	Substrato (B)	PO	PFO ⁽¹⁾	β 1,3 glucanase
	(UE min ⁻¹ g tecido)	(UE min ⁻¹ g tecido)	μmol mg ⁻¹ proteína		(UE min ⁻¹ g tecido)	(UE min ⁻¹ g tecido)	μmol mg ⁻¹ proteína
SC	129,7	331,7	21,60	SC	129,7	331,7	21,60
S2 - 0% CT	88,2 ns	168,8 a *	12,6 a	H2 - 0% H	—	—	—
S3 - 20% CT	88,6	93,4 b	14,6 a	H3 - 20% H	91,9 a *	203,9 ns	14,9 a
S4 - 40% CT	61,1	69,3 b	7,4 b	H4 - 40% H	91,2 a	227,5	13,4 a
S5 - 60% CT	80,7	78,6 b	14,1 a	H5 - 60% H	59,1 b	126,1	7,5 b
S6 - 80% CT	94,3	87,3 b	12,7 a	H6 - 80% H	66,3 ab	127,4	10,4 ab
S7 - 100% CT	69,7	63,6 b	13,5 a	H7 - 100% H	53,1 b	149,3	8,7 b
CV (%)	33,5	19,9	17,6	CV (%)	22,5	14,1	21,7

ns - não significativo ao nível de 5% de probabilidade de erro pelo Teste de Duncan. * Valores na mesma coluna seguidos pela mesma letra não diferem entre si pelo teste de Duncan (p<0,05). (1) Dados transformados por $\sqrt{x+0,1}$.

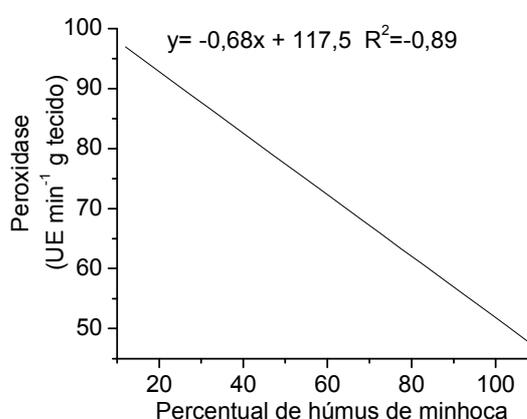


FIGURA 21. Atividade específica de peroxidase (PO) em função dos substratos a base de húmus de minhoca em mudas de alface, cultivadas em sistema orgânico de produção. Embrapa Clima Temperado. Porto Alegre/RS, 2013.

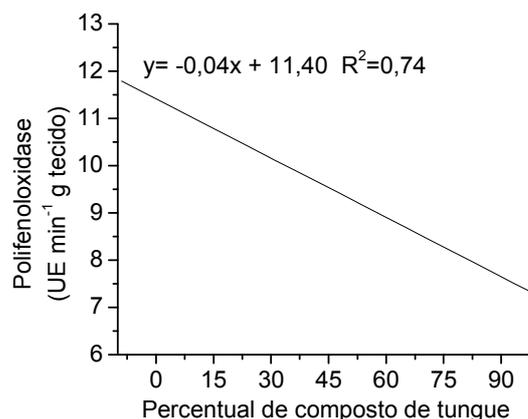


FIGURA 22. Atividade específica de polifenoloxidase em mudas de alface em função do percentual de composto de tungue. Embrapa Clima Temperado. Porto Alegre/RS, 2013.

Esses resultados provavelmente ocorreram em virtude das características químicas dos substratos de semeadura, visto que essas enzimas, principalmente PO e PFO estão relacionadas com os processos de crescimento e diferenciação celular, e mudanças morfológicas em resposta aos estresses físico, químico e biológico.

O aumento da atividade da PO em plantas submetidas a condições estressantes pode ser fator determinante da capacidade de adaptação dessas plantas, podendo essa atividade ser identificada como um marcador bioquímico de estresse (Piza *et al.* 2003), devido a danos no crescimento e desenvolvimento vegetal (Ulisses *et al.* 2008).

Nesse sentido a maior atividade das enzimas PO e PFO parece estar ligada aos fatores estressantes dos substratos, tais como pH e condutividade elétrica destes, pois provavelmente o aumento na atividade destas enzimas, pode estar relacionada com a capacidade de defesa, promovendo a adaptação das plantas as condições adversas dos substratos.

Constatou-se correlação positiva ($R=0,9$) entre atividade de PFO e pH de substratos a base de composto de tungue, ou seja, na medida em que o pH diminuiu, houve também uma diminuição na atividade das enzimas, visto que os substratos com maior percentual de composto tiveram os menores valores de pH (Tabela 1).

Também foi observada correlação entre o pH de substratos a base de húmus de minhoca e atividade de PO, porém esta correlação foi negativa ($R=-0,83$), evidenciando que valores altos de pH influem na atividade da enzima, pois conforme aumentou-se o valor de pH, a atividade da enzima diminuiu e de acordo

com Gaspar *et al.* (1985), o aumento da atividade da peroxidase seria uma adaptação das células frente à condição de estresse, tal como ocorreu neste trabalho.

Em relação à influência da condutividade elétrica, a qual expressa à salinidade presente nos substratos observou-se correlação negativa entre condutividade elétrica (CE) e atividade da enzima PFO em ambas as formulações de substrato, sendo $R = -0,83$ e $-0,52$, para substratos à base de composto de tungue e húmus de minhoca, respectivamente. Também observou-se relação entre atividade de PO e CE, como também no comportamento que PFO, ou seja, na medida em que se aumentou a condutividade elétrica dos substratos, ocorreu uma redução na atividade das enzimas PO e PFO.

Este aumento na atividade de enzimas em baixas concentrações de sais também está relacionado a fatores estressantes, pois a PO está entre as primeiras enzimas que aumentam a sua atividade após um fator estressante (Jansen *et al.* 2001), tal como aconteceu neste trabalho. A baixa concentração de sais e/ou de nutrientes, fez com que a planta depositasse toda a energia para adaptação a estes meio de cultivo, no caso nos substratos T2 e H3.

Reduções na atividade da peroxidase (PO) também foram encontradas em melão (Silva Júnior *et al.* 2009), em mandioca (Lima *et al.* 1998) e em feijão (Rossi *et al.* 1997) quando submetida à altas concentração sais. Já reduções na atividade da polifenoloxidase (PFO), em espécies cultivadas em condições salinas, não foram encontradas na literatura consultada. Resultados contrários foram observados por Lima (2008) em cultivares de coentro, em que apresentaram incrementos significativos nas atividades da peroxidase e polifenoloxidase em concentrações altas de sais; Piza *et al.* (2003) também encontrou aumentos na atividade de peroxidase em gemas de abacaxi cultivados *in vitro* sob altas concentrações de sais.

Nas Figuras 23 e 24 ficam evidenciadas que a atividade das enzimas peroxidase (PO) e polifenoloxidase (PFO) estão relacionadas ao desenvolvimento das mudas, pois se observa nas figuras que nas mudas que apresentaram os menores valores de atividade das enzimas, ocorreu um maior acúmulo de massa seca da parte aérea (MSPA) e maior comprimento da parte aérea (CPA). O inverso ocorreu quando se obteve maior atividade da enzima, em que observa-se ter havido decréscimo no acúmulo de MSPA e no CPA.

Assim, a atividade de PO influenciou de forma mais significativa no acúmulo de MSPA, pois ocorreu correlação negativa entre a atividade de PO e MSPA ($R=-0,94$) (Figura 23). Já a atividade da PFO teve maior relação com o CPA, em que se obteve correlação negativa entre CPA e PFO de $-0,84$ (Figura 24).

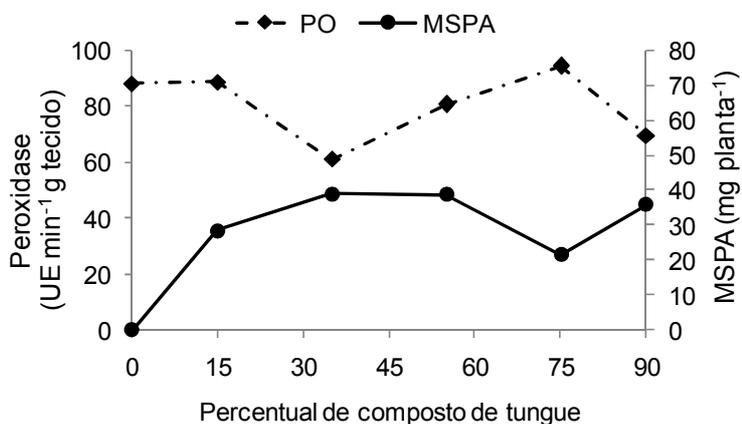


FIGURA 23. Relação entre atividade de peroxidase (PO) e massa seca da parte aérea (MSPA) em g planta⁻¹ de mudas de alface em função dos substratos a base de CT+H+CAC. Porto Alegre/RS, 2013.

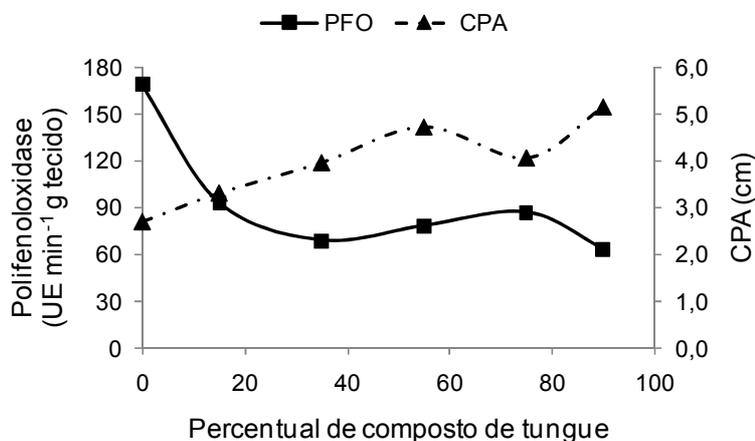


FIGURA 24. Relação entre atividade de polifenoloxidase (PFO) e comprimento da parte aérea (CPA) em cm de mudas de alface, em função dos substratos a base de CT+H+CAC. Porto Alegre/RS, 2013.

Neste sentido, pode-se afirmar que existe resposta oposta entre o crescimento das mudas de alface e atividades das enzimas PO e que características químicas dos substratos, como elevado teor de pH e baixo teor de sais, ativam essas enzimas e prejudicam o desenvolvimento das mudas, nas condições em que esse trabalho foi desenvolvido.

Outros fatores também podem influenciar na atividade das enzimas, como

o teor de nitrogênio e a água disponível às plantas, pois observou-se correlação negativa entre esses fatores nos substratos a base de CT+H+CAC e a atividade específica de PFO, $R=-0,80$ e $R=-0,90$ para o teor de nitrogênio e água facilmente disponível, respectivamente.

Essa correlação negativa indica que baixos níveis de nitrogênio, como os encontrados no T2 ($8,48 \text{ g Kg}^{-1}$) e água disponível (15,8%) aumentam a atividade da enzima, provavelmente devido ao elevado gasto de energia da planta para ativar o sistema de defesa contra o estresse, visto que, todo o sistema defensivo das plantas demanda consumo de energia e de compostos nitrogenados nos processos de síntese de enzimas e proteínas relacionadas aos processos de defesa (Coley *et al.* 1985).

Assim, a planta reprime alguns genes, os quais apresentam participação no metabolismo primário, dando maior ênfase para as defesas, tal como aconteceu nos substratos T2 e H3, os quais tiveram os menores níveis de nitrogênio, a menor taxa de água disponível e maior atividade das enzimas PO e PFO e em virtude disso houve diminuição no desenvolvimento das mudas de alface.

Esse resultado já foi observado por outros autores, porém em outras culturas. Heil *et al.* (2000), trabalhando com trigo, observaram redução do crescimento do trigo em função da concentração de nitrogênio disponível. Dietrich *et al.* (2005), trabalhando com *Arabidopsis* induzida por ASM ($150 \text{ mg i.a. L}^{-1}$), observaram redução no crescimento em função da concentração de nitrogênio e da água disponível.

Segundo Kuhn (2007) a alteração no desenvolvimento das plantas não está relacionada somente a processos internos, mas também com sua interação com os efeitos proporcionados pelo ambiente que circunda essa planta. O nitrogênio tem grande participação no crescimento da planta, sendo o macronutriente de maior absorção, visto que participa de todos os processos bioquímicos das plantas como constituinte de enzimas e proteínas e, portanto, um adequado fornecimento desse nutriente é fundamental para o pleno funcionamento dos processos da planta sem interferir no crescimento (Malavolta, 2006).

A água também exerce forte influência no crescimento, visto que é elemento essencial para todos os processos bioquímicos das plantas, além de ser responsável pelo transporte de nutrientes para dentro da planta,

principalmente nitrogênio, cuja absorção se dá principalmente por fluxo de massa (Malavolta, 2006).

Desta forma, se a planta necessita de nitrogênio e água para ativar a síntese de novas enzimas e/ou proteínas, ela precisa ceder de alguma forma, em detrimento de outro processo, se o que está disponível no substrato não for suficiente, fazendo então com que a planta deixe de investir em crescimento para investir em proteção (Kuhn & Pascholati, 2010), tal como aconteceu neste trabalho para mudas de alface e beterraba.

Outro elemento que participa na formação da enzima peroxidase é o ferro, sendo este micronutriente essencial para a manutenção da vida das plantas, porém está pouco disponível na maioria dos solos (Marschner *et al.* 2011). Segundo Machold (1968) a atividade da enzima peroxidase diminui acentuadamente em plantas deficientes em Fe e é um bom indicador do nível deste micronutriente na planta. O aumento na atividade de peroxidase em resposta a doses crescentes de ferro já foi observado em batata (Chatterjee *et al.* 2006), milho (Kumar *et al.* 2008), arroz (Fang & Gao, 2000; Stein *et al.* 2008) e em pitangueira (Jucoski, 2011).

No entanto, neste trabalho ocorreu o contrário, à medida que aumentou o conteúdo de Fe no substrato, a atividade de PO diminuiu ($R=-0,82$) e isto provavelmente aconteceu devido a o teor elevado deste micronutriente nos substratos, variando de 1565,9 a 2487,0 mg Kg⁻¹, chegando a níveis tóxicos, visto que o intervalo de deficiência de maneira geral situa-se em torno de 50 a 100 mg Kg⁻¹, dependendo da espécie e cultivar (Kirkby & Römheld, 2007), ou ainda, este elemento poderia não estar disponível as plantas.

O manganês também tem papel fundamental na atividade de peroxidase, sendo um importante co-fator na biossíntese dos metabólitos secundários da planta associados com a via do ácido chiquímico, incluindo aminoácidos aromáticos fenólicos, cumarinas, ligninas e flavonóides (Burnell, 1988). Neste trabalho, houve correlação positiva ($R=0,73$) entre atividade de PFO e manganês, ou seja, em concentrações mais baixas de Mn foi detectado menor atividade específica da enzima PFO.

Apesar da menor atividade dessa enzima nas menores concentrações de Mn, este não chegou a atingir o nível crítico, o qual varia conforme os autores. Segundo Kirkby & Römheld (2007) situa-se no intervalo de 10 a 20 mg kg⁻¹.

As mudas de alface tiveram a menor atividade da enzima β -1,3 glucanase quando cultivadas nos substratos T4 (35%CT), sendo que este diferiu estatisticamente dos demais (Tabela 17). Nas mudas produzidas em substratos a base de húmus de minhoca, nota-se que os substratos H4 e H6 apresentaram os maiores resultados (14,9 e 13,7 $\mu\text{mol mg}^{-1}$ proteína, respectivamente), seguidos do H6 (10,4 $\mu\text{mol mg}^{-1}$ proteína) e H5 e H7 (7,5 e 8,4 $\mu\text{mol mg}^{-1}$ proteína).

4.5.2 Experimento VIII. Atividade específica de enzimas peroxidases, polifenoloxidase e β 1,3 glucanase em mudas de beterraba em função do substrato de semeadura

A atividade específica das enzimas Peroxidase (PO), Polifenoloxidase (PFO) e β 1,3 glucanase são apresentados na Tabela 18.

A atividade de enzimas oxidativas como peroxidases e polifenoloxidases tem sido bastante estudada em plantas como parte dos mecanismos de defesas induzidas, ou em condições de estresse (Sánchez *et al.* 2000; Nojosa *et al.* 2003).

TABELA 18. Atividade Específica (AE) de peroxidase (PO), polifenoloxidase (PFO) e β 1,3 glucanase em mudas de beterraba produzidas em substratos à base de composto de tungue (CT) e casca de arroz carbonizada (CAC) (A) e húmus de minhoca e CAC (B), em sistema orgânico de produção. Embrapa Clima Temperado. Porto Alegre/RS. 2013.

Substrato (A)	PO	PFO	β 1,3 glucanase	Substrato (B)	PO	PFO	β 1,3 glucanase
	(UE min ⁻¹ g tecido)	(UE min ⁻¹ g tecido)	$\mu\text{mol mg}^{-1}$ proteína		(UE min ⁻¹ g tecido)	(UE min ⁻¹ g tecido)	$\mu\text{mol mg}^{-1}$ proteína
SC	62,4	108,9	8,68	SC	62,4	108,9	8,68
T2 - 0% CT	90,8 ns	140,1 a **	7,0 b **	H2 - 0% H	90,8 ns	122,2 a*	10,5 ab *
T3 - 15% CT	57,9	42,5 b	7,5 b	H3 - 20% H	83,3	106,2 ab	13,2 ab
T4 - 35% CT	74,6	59,1 b	10,6 a	H4 - 40% H	72,6	93,6 ab	13,7 a
T5 - 55% CT	61,8	55,3 b	10,4 ab	H5 - 60% H	71,9	73,6 ab	10,2 ab
T6 - 75% CT	63,7	61,3 b	9,7 ab	H6 - 80% H	91,5	96,5 ab	14,4 a
T7 - 90% CT	57,5	46,3 b	8,9 ab	H7 - 100% H	66,9	50,3 b	8,4 b
CV (%)	26,2	34,2	14,2	CV (%)	26,3	33,1	22,8

ns - não significativo ao nível de 5% de probabilidade de erro pelo Teste de Duncan. Valores na mesma coluna seguidos pela mesma letra não diferem entre si pelo teste de Duncan ** ($p < 0,01$) e * ($p < 0,05$).

Observa-se que não houve diferença estatística para atividade de PO em ambas as formulações de substratos (composto de tungue e húmus de minhoca) para mudas de beterraba (Tabela 18).

Em relação à atividade de PFO, verifica-se que houve diferença estatística altamente significativa ($p < 0,01$), sendo que nas mudas produzidas nos substratos a base de composto de tungue, o substrato T2 foi superior aos demais, apresentando valor de 140,1 UE min.⁻¹ g tecido, enquanto que o segundo maior

valor foi de $61,3 \text{ UE min}^{-1} \text{ g tecido}$.

Através da análise de regressão, observa-se $R^2=0,90$ ($p<0,05$), na qual verifica-se que a atividade de PFO decresce até 35% de composto tungue, sendo a maior atividade em 75%, sendo que em 90% a atividade aproxima-se de zero (Figura 25). No percentual de 60 a 80% de composto de tungue as plantas se desenvolveram mais (Tabela 8).

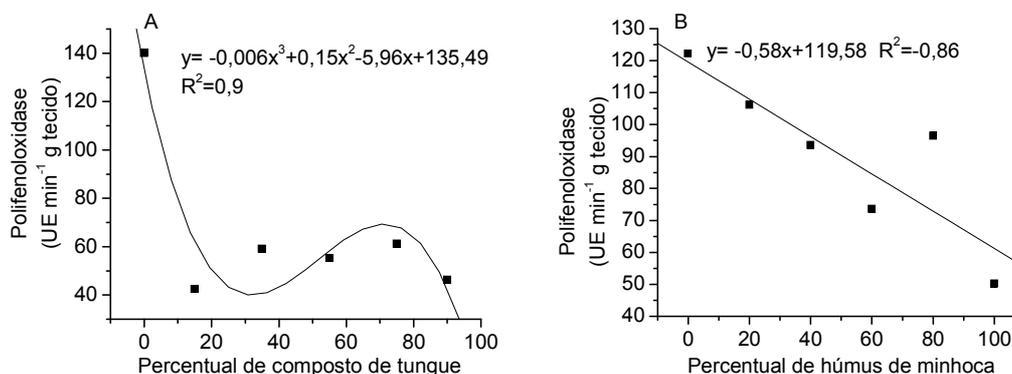


FIGURA 25. Atividade específica de polifenoloxidase (PFO) em mudas de beterraba em função dos substratos a base de composto de tungue (A) e húmus de minhoca (B). Embrapa Clima Temperado. Porto Alegre/RS, 2013.

A atividade de PFO nas mudas produzidas nos substratos a base de húmus de minhoca mostrou diferenças estatísticas entre o substrato H2 e H7 e foi semelhante aos demais, sendo que através da análise de regressão obteve-se uma curva linear negativa, ou seja, na medida em que se aumentou o percentual de húmus de minhoca na formulação dos substratos, houve um decréscimo na atividade da enzima polifenoloxidase nas mudas de beterraba, provavelmente devido as condições químicas dos substratos serem menos estressantes para as mudas (Figura 25).

Na Tabela 19 são apresentadas as correlações entre as variáveis de substrato: pH, condutividade elétrica (CE), água facilmente disponível (AFD) e espaço de aeração (EA), assim como as variáveis relacionadas ao crescimento das mudas: massa seca da parte aérea (MSPA), comprimento da parte aérea (CPA) e área foliar (AF) de mudas de beterraba cultivadas em substratos a base de composto de tungue.

Neste sentido, percebe-se que vários fatores se correlacionaram com a atividade das enzimas (Tabela 19). De maneira geral nota-se que para atividade de PO e PFO, o pH e EA se correlacionaram de forma positiva e CE e AFD de forma negativa. Esses resultados vão ao encontro dos obtidos para a cultura da

alface (experimento anterior) e demonstra que fatores estressantes intensificaram a atividade das enzimas, pois a resposta positiva entre pH e espaço de aeração (EA) com a atividade de PO e PFO, significa que na medida em que o pH e a aeração diminuíram, tal como aconteceu nos substratos à base de composto de tungue, ocorreu uma diminuição na atividade dessas enzimas, evidenciando que nestas condições o substrato foi o fator de estresse, visto que as demais condições ambientais mantiveram-se constantes.

O inverso aconteceu com os fatores que se correlacionaram de forma positiva. O aumento na condutividade elétrica e da água facilmente disponível verificada nos substratos com maior percentual de composto de tungue provocou uma redução na atividade das enzimas PO e PFO.

Portanto, a maior atividade das enzimas PO e PFO nas mudas produzidas nos substratos com menor percentual de composto de tungue (T2-0%CT) está relacionada a fatores que podem ter levado a planta a estresse, como o alto teor de pH, elevado espaço de aeração, baixa condutividade elétrica, água facilmente disponível e quantidade de nutrientes.

O elevado espaço de aeração, juntamente com a baixa disponibilidade de água no substrato T2, fez com que a planta provavelmente tenha entrado em estresse, devido à falta e/ou pouca água disponível para as raízes absorverem e juntamente com o baixo teor de nitrogênio, dispensou toda a sua energia no acúmulo de enzimas em detrimento do crescimento.

A redução do crescimento vegetativo pode ser decorrente do estresse por déficit hídrico, sendo que plantas sob essas condições reduzem a expansão foliar, que é um efeito benéfico para plantas, pois, com uma menor área foliar exposta, menor é a transpiração (Mahajan & Tuteja, 2005).

Concordando com os autores citados acima, verificou-se uma diminuição no crescimento das mudas de beterraba quando estas apresentavam maior atividade das enzimas PO e PFO, verificou-se correlação negativa entre os parâmetros de crescimento, ou seja, a maior atividade das enzimas sob condições de estresse levaram a uma diminuição no acúmulo de massa seca, comprimento da parte aérea e área foliar, sendo que o inverso também foi observado (Tabela 19).

Plantas que alocam seus recursos para atenuar fatores estressantes têm maior gasto energético que irá refletir na produtividade, uma vez que as alterações metabólicas que levam à resistência possuem um custo adaptativo

associado, o qual pode pesar mais do que o benefício da atividade das enzimas na defesa contra fatores estressantes (Iriti & Faoro, 2003), tal como aconteceu neste trabalho, pois onde se obteve a maior atividade das enzimas PO e PFO, as mudas se desenvolveram menos, sendo que a produtividade final também foi prejudicada.

TABELA 19. Correlações entre a atividade específica (AE) de peroxidase (PO), polifenoloxidase (PFO) e β 1,3 glucanase (Beta) com as características do substrato (pH e condutividade elétrica, água facilmente disponível e espaço de aeração) e das mudas de beterraba (massa seca, comprimento da parte aérea e área foliar). Embrapa Clima Temperado. Porto Alegre/RS, 2013.

AE	Substratos				Mudas		
	pH	CE	AFD	EA	MSPA	CPA	AF
PO	0,8	-0,76	-0,91	0,88	-0,79	-0,9	-0,82
PFO	0,8	-0,72	-0,88	0,87	-0,83	-0,87	-0,77
Beta	-0,7	0,6	0,47	-0,56	0,56	0,57	0,53

Nas mudas produzidas nos substratos a base de húmus de minhoca não se verificou correlação para atividade de PO com pH, CE, EA e AFD. Somente ocorreu correlação entre PFO e CE, sendo $R = -0,60$. No entanto houve correlação entre a atividade das enzimas e o crescimento das mudas de beterraba do mesmo modo que ocorreu com as mudas produzidas nos substratos a base de composto de tungue, ou seja, houve acréscimo na atividade da enzima em detrimento do desenvolvimento das mudas.

E isso se deve ao fato de que a atividade da peroxidase e da polifenoloxidase, na maioria dos casos, aumenta sob condições de diferentes situações de estresse, provocada por fermentos, infecções por fungos, salinidade, déficit hídrico, déficit nutricional, dentre outros, levando também ao acréscimo na produção de lignina e etileno (Schallenberger, 1994; Sánchez *et al.* 2000).

Assim como foi observado em mudas de alface, a atividade das enzimas PO e PFO se correlacionou de forma negativa com ferro e manganês, ou seja, na medida em aumentou a quantidade desses elementos nos substratos, a atividade das enzimas diminuiu, sendo estes resultados contrários ao encontrado na literatura.

Para a atividade de β 1,3 glucanase, observa-se que as mudas de beterraba produzidas nos substratos à base de composto de tungue, o substrato com percentual intermediário de composto (T4-35%CT) apresentou os maiores

resultados, diferindo estatisticamente dos substratos T2 e T3 e semelhante ao T5, T6 e T7 (Tabela 18). Observa-se através da análise de regressão que esses resultados formam uma curva polinomial, atingindo o valor máximo com 65,8% de composto de tungue, referente a $10,42 \mu\text{mol mg}^{-1}$ proteína de atividade da enzima β 1,3 glucanase em mudas de beterraba (Figura 26).

Para as mudas produzidas em substratos a base de húmus de minhoca, observa-se que a atividade de β 1,3 glucanase foi maior nos substratos H4 e H6, seguido de H3, H2, H5 e H7 (Tabela 18), porém não foi verificada curvas de regressão que se ajustasse a esses resultados.

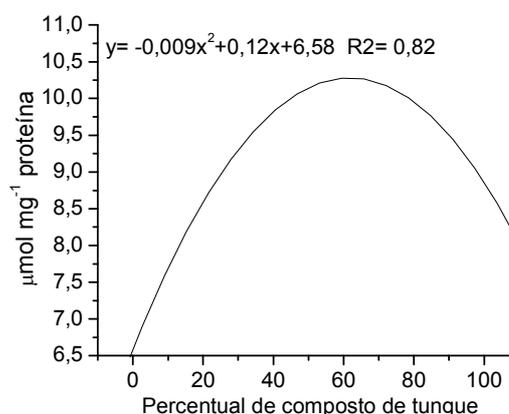


FIGURA 26. Atividade específica de β 1,3 glucanase em função dos substratos a base de composto de tungue em mudas de beterraba, cultivadas em sistema orgânico de produção. Embrapa Clima Temperado. Porto Alegre/RS, 2013.

Entretanto, a atividade específica de β -1,3 glucanase não está relacionada a fatores de estresse, visto que essas enzimas somente são ativadas na presença de patógenos ou de algum agente indutor, pois essa enzima tem atividade hidrolítica, quebrando polímeros estruturais presentes nas paredes dos patógenos (Andreu *et al.* 1998; Walton, 1997).

A maior atividade não prejudicou o desenvolvimento das mudas, evidenciado pelas correlações positivas entre atividade de β -1,3 glucanase e características das mudas (MSPA, CPA e AF) produzidas nos substratos a base de composto de tungue (Tabela 19).

Nas mudas produzidas nos substratos a base de húmus de minhoca não foi verificada correlação com as características do substrato e nem com as mudas. Porém, ao analisarmos o desenvolvimento das mudas nota-se que as mudas que tiveram a maior atividade da enzima β -1,3 glucanase (H4 e H6), foram

as mesmas que tiveram o maior acúmulo de massa seca, comprimento da parte aérea e área foliar (Tabela 11).

Foi verificado durante o experimento e citado na metodologia que as mudas apresentaram sintoma inicial de cercosporiose, porém não foi quantificado para análise estatística, somente como forma de anotação e o que foi verificado é que nas mudas com a maior atividade da enzima β -1,3 glucanase, o sintoma da doença atingiu menor número de plantas. Isso pode ter acontecido em virtude dessa enzima ter atuado sobre o fungo causador da doença, fazendo com que o mesmo não conseguisse se desenvolver.

E isto acontece em virtude de que uma pequena quantidade de β -1,3 glucanase é sintetizada e excretada para a lamela média, e com o crescimento fúngico a enzima começa a degradar o tecido da parede celular do fungo. Os fragmentos liberados pela ação da enzima funcionam como exoelicitores, induzindo a síntese de quitinases e β -1,3 glucanases que são acumulados nos vacúolos, assim a partir do momento que o fungo penetra na célula, os vacúolos são rompidos e ocorre a liberação dessas enzimas reprimindo a ação do patógeno (Mauch & Staehelin, 1989).

5 CONCLUSÕES

✓ O uso de composto de tungue e do húmus de minhoca em mistura com casca de arroz carbonizada pode ser usado como substrato hortícola, podendo substituir o substrato comercial em sistemas orgânicos de produção;

✓ Os substratos utilizados na produção das mudas de alface e beterraba interferiram na qualidade da muda produzida e na capacidade produtiva das plantas obtidas a partir destas mudas.

✓ Substratos formulados a partir de 15% de composto de tungue são indicados para produção e desenvolvimento de mudas de alface;

✓ Para substratos a base de húmus de minhoca os substratos H4 (40%H) e H5 (60%H) foram os de melhor desempenho para fase de mudas e produção de alface;

✓ As mudas produzidas com o substrato T6 (75%CT+15%CAC+10%H) e a partir de 60% de húmus de minhoca, resultaram nas maiores produtividades de beterraba no presente estudo.

✓ pH alto, condutividade elétrica baixa, deficiência de nitrogênio e baixo teor de água disponível prejudicam o crescimento de mudas de alface beterraba e elevam a atividade das enzimas peroxidase e polifenoloxidase;

✓ A atividade de β 1,3 glucanase responde de forma diferente para alface e beterraba, mas não prejudica o desenvolvimento das mudas.

6 CONSIDERAÇÕES FINAIS

- ✓ Substratos a base de húmus de minhoca podem ser indicados para cultivo de hortaliças, visto sua fácil aquisição e preparo pelos agricultores, porém sugere-se a desinfestação deste material, visto que foi observado grande ocorrência de plantas espontâneas;
- ✓ De maneira geral, para as condições do presente estudo, o que se observou é que para cada cultura há características químicas e físicas do substrato que são mais importantes. Assim, para a cultura da alface, verificou-se que pH e disponibilidade de água foram as características que mais influenciaram no desenvolvimento das mudas. Já para beterraba, a condutividade elétrica foi o fator limitante no desenvolvimento das mudas;
- ✓ As plantas de beterraba apresentaram crescimento desuniforme ao longo do cultivo, por isso sugere-se que outros trabalhos sejam realizados utilizando substrato e tamanho de célula da bandeja em comparação com a semeadura direta;
- ✓ No processo de quantificação das enzimas em plantas de extrato colorido, como no caso da beterraba, deve-se ter total atenção visto que esses corantes podem interferir no resultado final. Por isso, sugere-se que teste preliminares sejam realizados.
- ✓ Na ausência de máquina específica para medição de área foliar, esta pode ser feita através da largura e comprimento das folhas de alface;

7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABAD, M. B.; NOGUERA, P. M. Los substratos em los cultivos sin suelo. p. 137-183. In: GAVILÁN, M. U. (Ed.). **Manual de cultivo sin suelo**. Almeria: Universidade de Almeria & Mundi-Prensa, 2000.
- ABELES, F. B.; FORRENCE, L. E. Temporal and hormonal control of beta-1,3-glucanase in *Phaseolus vulgaris* L. **Plant Physiology**, Minneapolis, v. 45, n. 4, p. 395-400, 1970.
- AGRIANUAL. **Anuário estatístico do Brasil**. São Paulo: Instituto FNP, 2006. 504 p.
- AIRA, M.; DOMÍNGUEZ, J. Microbial and nutrient stabilization of two animal manures after the transit through the gut of the earthworm *Eisenia fetida* (Savigny, 1826). **J. Harz. Mater**, Amsterdam, v. 161, n. 2-3, p.1234-1238, 2009.
- ALVES, F. Q. G et al. Avaliação de diferentes substratos alternativos na qualidade de produção de mudas de alface. **Cadernos de Agroecologia**, Fortaleza, v. 6, n. 2, 2011.
- ANDERSSON, F. S. **O processo de certificação de Hortaliças na Cooperativa Sul Ecológica de Agricultores Familiares Ltda.**: Um estudo de caso. 2011. 132 f. Dissertação (Mestrado)- Programa de Pós-Graduação em Sistema de Produção Agrícola Familiar, Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, 2001.
- ANDREANI JUNIOR, R.; MARTINS, D. R. Avaliação de cultivares de alface (*Lactuca Sativa* L.) para plantio na primavera-verão na região de Fernandópolis SP. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 20, n. 2, p. 164-168, 2002.
- ANDREU, A. et al. Effect of glucanas from different races of Phytophthora infestans on defense reactions in potato tuber. **European Journal of Plant Pathology**, v. 104, n. 8, p. 777-783, 1998.
- ANDRIOLO, J. L.; ESPINDOLA, M. C. G.; STEFANELLO, M. O. Crescimento e desenvolvimento de plantas de alface provenientes de mudas com diferentes idades fisiológicas. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 33, n. 1, p. 35-40, jan-fev. 2003.
- ASHKAR, S. A.; RIES, S. K. Lettuce tipburn as related to nutrient imbalance and nitrogen composition. **Journal of American Society for Horticultural Science**, Alexandria, v. 96, n. 4, p. 448-452, 1971.

ATIYEH, R. M. et al. The influence of humic acids derived from earthworm-processed organic wastes on plant growth. **Bioresource Technology**, Essex, v. 84, n. 1, p. 7-14, 2002.

AVALHES, C. C. et al. Rendimento e crescimento da beterraba em função da adubação com fósforo. **Scientia Agraria**, Curitiba, v. 10, n. 1, p. 075-080, 2009.

BACKES, M. A.; KÄMPF, A. N. Substratos à base de composto de lixo urbano para a produção de plantas ornamentais. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 26, n. 4/5 p. 753-758, 1991.

BAKKER, A. P. **Efeito do húmus de minhoca e da inoculação do fungo micorrízico arbuscular *Glomus macrocarpum* Tul. & Tul. sobre o desenvolvimento de mudas de cajueiro anão-precoce (*Anacardium occidentale* L.)**. 1994. 60 f. Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 1994.

BAUMGARTEN, A. Methods of chemical and physical evaluation of substrates for plants. In: FURLANI, A. M. C. **Caracterização, manejo e qualidade de substratos para produção de plantas**. Campinas: Instituto Agrônomo, 2002. 122 p. (Documentos IAC, 70).

BERJÓN, M. A.; MURRAY, P. N. Sustratos para el cultivo sin suelo y fertirrigacion. In: CADAHIA, C. **Fertirrigacion – Cultivos hortícolas y ornamentales**. Madrid: Ediciones Mundi-Prensa, 1998. p. 287-342.

BETTIOL, W.; MORANDI, M. A. B. Biocontrole de doenças de plantas: Uso e perspectivas. Jaguariúna: Embrapa meio Ambiente, 2009. 341p.

BEZERRA NETO, F. et al. Sombreamento para produção de mudas de alface em alta temperatura e ampla luminosidade. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 23, n. 1, p. 133-137, 2005.

BEZERRA, F. C.; FERREIRA, F. V. M.; SILVA T. C. Produção de mudas de berinjela em substratos à base de resíduos orgânicos e irrigadas com água ou solução nutritiva. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 27, n. 2, p. 1348-1352, 2009.

BEZERRA NETO, F. et al. Desempenho agroeconômico do consórcio cenoura x alface lisa em dois sistemas de cultivo em faixa. **Horticultura Brasileira**, Brasília – DF, v. 21, n. 4, p. 635-641, out./dez. 2003.

BOX, G. E. P.; COX, D. R. An analysis of transformation. **Journal of the Royal Statistical Society, Series B**, London, v. 26, p. 211-243, 1964.

BRADFORD, M. M. A rapid and sensitive method for the quantization of microgram quantities of protein utilizing the principle proteindye binding. **Analytical Biochemistry**, 72, p. 248–254, 1976.

BRANDÃO, F. D. **Efeito de substratos comerciais no desenvolvimento de cultivares de alface na época de inverno**. 2000. 29 f. Monografia (Graduação em Agronomia) – Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia, 2000.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Lei nº 10.831 de 23 de dezembro de 2003. Dispõe sobre a agricultura orgânica e dá outras providências. **Diário Oficial da União**, Brasília, DF, 24 dez. 2003. Seção 1, p. 8.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Instrução normativa nº 46, de 6 de outubro de 2011. Dispõe sobre o Regulamento Técnico para os Sistemas Orgânicos de Produção Animal e Vegetal, bem como as listas de Substâncias Permitidas para uso nos Sistemas Orgânicos de Produção Animal e Vegetal. **Diário Oficial da União**, Brasília, DF, 07 Out. 2011. Seção 1.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Lei nº 12.890 de 10 de dezembro de 2013, que altera a Lei nº 6.984 de 16 de dezembro de 1980, que dispõe sobre a inspeção e a fiscalização da produção e do comércio de fertilizantes, corretivos, inoculantes, estimulantes ou biofertilizantes, remineralizadores e substratos para plantas, destinados à agricultura, e dá outras providências. **Diário Oficial da União**, Brasília, DF, 11 dez. 2013.

BROWN, G. G.; JAMES, S. W. Earthworm biodiversity in São Paulo state, Brasil. **European Journal of Soil Biology**, Montrouge, v. 42, supplements 1, p. 145-149, 2006.

BRUNINI, O.; LÍSBÃO, R. S.; BERNARDI, J. B. Temperatura base para alface (*Lactuca sativa* L.) cultivar White Boston, em um sistema de umidade térmico. **Revista de Olericultura**, Lavras, v. 16, p. 28-29, 1976.

BUNT, A. C. **Media and mixes for container-grown plants**. In: **Principles of nutrition**. London: Unwin and Hyman, 1988. cap. 4.

BUNT, A. C. Some physical and chemical characteristics of loamless pot-plant substrates and their relation to plant growth. **Plant and Soil**, The Hague, v. 38, p. 1954-1954, 1973.

BURÉS, S. **Sustratos**. Madrid: Ediciones Agrotécnicas, 1997. 341 p.

BURGER, D. W.; HARTZ, T. K.; FORISTER, G. W. Composted green waste as a container medium amendment for the production of ornamental plants. **HortScience**, Alexandria, v. 32, n. 1, p. 57-60, 1997.

BURIOL, G. A. et al. Modificação da temperatura mínima do ar causada por estufas de polietileno transparente de baixa densidade. **Revista Brasileira de Agrometeorologia**, Santa Maria, v. 1, n. 1, p. 43-49, 1993.

BURIOL, G. A. et al. Modificação ambiental causada por túneis baixos de polietileno transparente perfurado cultivados com alface. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 23, n. 3, p. 261-266, set./dez. 1993.

BURNELL, J. N. The biochemistry of manganese in plants. In: GRAHAM, R. D.; HANNAM, R. J.; UREN, N. C. **Manganese in soils and plants**. Dordrecht: Kluwer Academic Publishers, 1988. p. 125-137.

CABRERA, R. A. D.; AZEVEDO-FILHO, A. J. B. V.; TSAI, S. M. Perspectiva no manejo alternativo dos citros: Do viveiro ao campo. In: BROWN, G. G.; FRAGOSO, C. (Ed.). **Minhocas na América Latina: Biodiversidade e ecologia**. Londrina: Embrapa Soja, 2007. 545 p.

CADAHIA, C. **Fertirrigacion: cultivos hortícolas y ornamentales**. Madrid: Mundi-prensa, 1998. 475 p.

CALVETE, E. O; SANTI, R. Produção de mudas de brócolis em diferentes substratos comerciais. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 18, n. 2, p. 483-484, 2000.

CAMACHO, C. M. J. **Avaliação de parâmetros meteorológicos em estufas plásticas na região de Pelotas**. 1994. 56 f. Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, 1994.

CAMPOS, A. D. **Considerações sobre indução de resistência a patógenos em plantas**. Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2009. (Documentos, 264)

CAMPOS, A. D; SILVEIRA, E. M. L. **Metodologia para determinação da peroxidase e plifenoloxidase em plantas**. Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2003. (Comunicado Técnico, 87).

CANTERI, M. G. et al. SASM - Agri: Sistema para análise e separação de médias em experimentos agrícolas pelos métodos Scoft - Knott, Tukey e Duncan. **Revista Brasileira de Agrocomputação**, Ponta Grossa, v. 1, n. 2, p. 18-24. 2001.

CARLILE, W. R. The requirements of growing media. **Peat in Horticulture**, v. 2, p. 17-23, 1997.

CARNEIRO, J. G. A. **Produção e controle de qualidade de mudas florestais**. 1995. 451 f. Dissertação (Mestrado)- Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 1995.

CARNEIRO, S. A. P. et al. Produção de mudas de beterraba em bandejas com diferentes número de células e substratos alternativos. **Cadernos de Agroecologia**, Fortaleza, v. 6, n. 2, dez. 2011.

CARRIJO, O. A.; LIZ, R. S. L.; MAKISHIMA, N. Fibra da casca de coco verde como substrato agrícola. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 20, n. 4, p. 533-535, dez. 2002.

CARVALHO, L. F. et al. Produção de mudas de alface em substratos orgânicos. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 30, p. T5644-T5651, 2012.

CÁSSERES, E. **Producción de hortalizas**. São José: Instituto Interamericano de Ciências Agrícolas, 1980. 387 p.

- CASTRO, C. M. et al. Efeito de biofertilizante no cultivo orgânico de quatro cultivares de beterraba na baixada metropolitana do Rio de Janeiro. **Revista da Universidade Rural**, Série Ciência da Vida. Seropédica, RJ, v. 24, n. 2, p. 81-87, jul./dez. 2004.
- CAVERZAN, A. et al. Plant responses to stresses: Role of ascorbate peroxidase in the antioxidant protection. **Genetics and Molecular Biology**, Ribeirão Preto, v. 35, n. 4, p. 1011-1019, 2012.
- CAVINS, T. J. et al. Monitoring and managing pH and EC using the PourThru Extraction Method. **Horticulture Information Leaflet / NCSU**, Raleigh, n. 590, 2000.
- CHATERJEE, C.; GOPAL, R.; DUBE, B. K. Impact of iron stress on biomass, yield, metabolism and quality of potato (*Solanum tuberosum* L.). **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, v. 108, n. 1, p. 1-6, 2006.
- COLEY, P. D.; BRYANT, J. P.; CHAPIN, F. S. Resource availability and plant antiherbivore defense. **Science**, Washington, v. 230, p. 895-899, 1985.
- COLLIER, G. F.; TIBBITTS, T. W. Tipburn of lettuce. **Horticultural Reviews**, New York, v. 4, p. 49-65, 1982.
- CORDEIRO, G. C. et al. Utilização de água salina e condicionador de solo na produção de beterraba no semi-árido brasileiro. **Horticultura Brasileira**, Brasília, DF, v. 17, n. 1, p. 39-41. 1999.
- COSTA, C. C. et al. Viabilidade agrônômica do consórcio de alface e rúcula, em duas épocas de cultivo. **Horticultura Brasileira**, Brasília, DF, v. 25, n. 1, p. 34-40, jan./mar. 2007.
- COSTA, C. P.; SALA, F. C. A evolução da alfacultura brasileira. **Horticultura Brasileira**, Brasília, DF, v. 23, n. 1, jan./mar., 2005.
- COSTA, F. R. C.; MAGNUSSON, W. E. Effects of selective logging on the diversity and abundance of flowering and fruiting understory plants on a Central Amazonian Forest. **Biotropica**, v. 35, n. 1, p. 103-114. 2003.
- COSTA, J. B.; MEDEIROS, C. A. B. Elaboração de compostos orgânicos a partir de co produtos da produção de agroenergia. In: WORKSHOP: INSUMOS PARA AGRICULTURA SUSTENTÁVEL, 2013, Pelotas. **Anais...** Pelotas: [s.n.], 2013.
- COUTO, M.; WAGNER JÚNIOR, A.; QUEZADA, A. C. Efeito de diferentes substratos durante a aclimatização de plantas micropropagadas do porta-enxerto mirabolano 29C (*Prunus cerasifera* EHRH.) em casa de vegetação. **Revista Brasileira de Agrociência**, Pelotas, v. 9, n. 2, p. 125-128, abr./jun. 2003.
- COX, E. F.; McFEE, J. M. T.; DERMAN, A. S. The effect of growth rate on tip burn occurrence in lettuce. **Journal of Horticultural Science**, Hessaraghatta, v. 51, p. 297-309, 1976.

De BOODT, M.; VERDONCK, O. The physical properties of the substrates in horticulture. **Acta Horticulturae**, Wageningen, n. 26, p. 37-44, 1972.

DIETRICH, R.; PLOSS, K.; HEIL, M. Growth responses and fitness cost after induction of pathogen resistance depend on environmental condition. **Plant Cell and Environment**, Oxford, v. 28, p. 211-222, 2005.

DINIZ, K. A.; GUIMARÃES, S. T. M. R.; LUZ, J. M. Q. Húmus como substrato para a produção de mudas de tomate, pimentão e alface. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v. 22, n. 3, p. 63-70, set./dez. 2006.

DRZAL, M. A.; FONTENO, W. C.; CASSEL, D. K. Pore fraction analysis: a new tool for substrate testing. **Acta Horticulturae**, Wageningen, n. 481, v. 1, p. 43-54, 1999.

DUFAULT, R. J. Relationship among nitrogen, phosphorus, and potassium fertility regimes on celery transplant growth. **HortScience**, Alexandria, v. 20, p. 1104-1106, 1985.

ECHER, M. M. et al. Avaliação de mudas de beterraba em função do substrato e do tipo de bandeja. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 28, n. 1, p. 45-50, jan./mar. 2007.

EDWARDS, C. A.; ARANCON, N. Q. The use of earthworms in the breakdown of organic wastes to produce vermicomposts and animal feed protein. In: EDWARDS, C. A. (Ed.). **Earthworm ecology**. 2.ed. Boca Raton: CRC Press, 2004. p. 345-379.

EHLERS, E. **Agricultura sustentável: origens e perspectivas de um novo paradigma**. 2. ed. Guaíba: Agropecuária, 1999. 157 p.

FABRI, E. G. **Determinação da qualidade dos substratos comercializados em Piracicaba – SP**. 2004. 88 f. Dissertação (Mestrado)- Escola Superior de Agronomia Luiz de Queiroz, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2004.

FAHL, J. L.; CAMARGO, M. B. P. C.; PIZAINATO, M. A. **Instruções agrícolas para as principais culturas econômicas**. 6. ed. Campinas: IAC, 1998, p. 173-174. (IAC. Boletim, 2000).

FANG, W. C.; KAO, C. H. Enhanced peroxidase activity in rice leaves in response to stress of iron, copper and zinc. **Plant science**, Ottawa, v. 158, p. 71-76, 2000.

FARIAS, J. R. B. et al. Efeito da cobertura plástica de estufa sobre a radiação solar. **Revista Brasileira de Agrometeorologia**, Santa Maria, v. 1, n. 1, p. 31-36, 1993.

FARIAS, W. C. et al. Caracterização física de substratos alternativos para produção de mudas. **ACSA – Agropecuária Científica no Semi-Árido**, Campina Grande, v. 8, n. 3, p. 1-5, abr - jun, 2012.

FARINÁCIO, D. **Qualidade de muda e desenvolvimento final a campo de abobrinha e beterraba a partir de diferentes substratos e bandejas**. 2011, 98

f. Dissertação (Mestrado) - Programa de Pós-Graduação em Agronomia, Universidade Tecnológica Federal do Paraná, Pato Branco, 2011.

FERMINO M. H. O uso da análise física na avaliação da qualidade de componentes e substratos. In: FURLANI, A. M. C. et al. **Caracterização, manejo e qualidade de substratos para a produção de plantas**. Campinas: Instituto Agronômico, 2002. p. 29-37

FERMINO, M. H. **Aproveitamento de Resíduos Industriais e Agrícolas como Alternativas de Substratos Hortícolas**. 1996. 91 f. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) - Programa de Pós-Graduação em Agronomia, Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 1996.

FERMINO, M. H. **Métodos de análise para caracterização física de substratos para plantas**. 2003. 81 f. Tese (Doutorado em Fitotecnia) – Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2003.

FERNANDES, H. S.; MARTINS, S. R. Cultivo Protegido de Hortaliças em Solo e Hidroponia. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 20, n. 200/201, p. 56-63, set/dez. 2009.

FERNANDES, R. C.; MATEUS, J. S.; LEAL, M. A. A. Utilização de Composto Orgânico com Diferentes Níveis de Enriquecimento, como Substrato para Produção de Mudanças de Alface e Beterraba. **Revista Brasileira de Agroecologia**, v. 4, n. 2, p. 113-116, nov. 2009.

FERRAZ, M. V.; CENTURION, J. F.; BEUTLER, A. N. Caracterização física e química de alguns substratos comerciais. **Acta Scientiarum Agronomy**, Maringá, v. 27, p. 209-214, 2005.

FERREIRA, S. et al. Amplitude de variação quanto ao número de dias para florescimento em diferentes genótipos de alface. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE OLERICULTURA, 48., 2008, Maringá. **Resumos...** Maringá: ABH, 2008.

FILGUEIRA, F. A. R. **Novo Manual de Olericultura**: agrotecnologia moderna na produção e comercialização de hortaliças. Viçosa: UFV, 2012. 421 p.

FOLETTTO, E. L. et al. Aplicabilidade das cinzas da casca de arroz. **Química Nova**, São Paulo, v. 28, p. 1055-1060, dez. 2005.

FONTENO, W. C. Growing Media: Types and Physical/Chemical Properties. In.: REED, D. W. (Ed.). **A Growers Guide to Water, Media, and Nutrition for Greenhouse Crops**. Batavia: Ball, 1996. cap. 5, p. 93-122.

FONTENO, W. C.; CASSEL, D. K.; LARSON, R. A. Physical properties of three container media and their effect on poinsettia growth. **Journal of the American Society for Horticultural Science**, Alexandria, v. 106, n. 6, p. 736-741. 1981.

FREITAS, G. A. **Avaliação de substratos e proporção de casca de arroz carbonizada para produção de mudas de alface**. 2010. 68 f. Dissertação

(Mestrado em Produção Vegetal)- Fundação Universidade Federal do Tocantins, Gurupi-TO, 2010.

FREITAS, G. A. et al. Production of lettuce seedlings under different substrates and proportions of rice hulls. **Journal of Biotechnology and Biodiversity**, Gurupi v. 4, n. 3, p. 260-268, Aug. 2013.

FREITAS, G. A. et al. Produção de mudas de alface em função de diferentes combinações de substratos. **Revista Ciência Agronômica**, Ceará, v. 44, n. 1, p. 159-166, jan-mar, 2013.

FRY, S. C. Cross-linking of matrix polymers in the growing cell wall of angiosperms. **Annual Review of Plant Physiology**. Palo Alto, v. 37, p. 165-186, 1986.

GADUM, J. et al. Ensaio de cultivares de alface em Campo Grande-MS. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE OLERICULTURA, 47., 2007, Porto Seguro. **Resumos...** Porto Seguro: ABH, 2007.

GASPAR, T. et al. Two step control of basic and acidic peroxidase and significance for growth and development. **Physiologia Plantarum**, Copenhagen, v. 64, n. 3, p. 418-423, 1985.

GOMES L. A. A. et al. Produção de mudas de alface em substrato alternativo com adubação. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 26, n. 3, p. 359-363, 2008.

GONDIM, A. R. O. et al. Crescimento e marcha de acúmulo de nutrientes em plantas de beterraba cultivadas em sistema hidropônico. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v. 27, n. 4, p. 526-535, July/Aug. 2011.

GOTO, R. et al. Crescimento e produção de três cultivares de alface sob condições de ambiente protegido e campo. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 20, n. 2, jul. 2002.

GRANGEIRO, L. C. et al. Acúmulo e exportação de nutrientes em beterraba. **Ciência agrotecnológica**, Lavras – MG, v. 31, n. 2, p. 267-273, mar./abr. 2007.

GRIBOGI, C. C.; SALLES, R. F. M. Vantagens da semeadura direta no cultivo de beterraba. **Revista Acadêmica Ciências Agrárias e Ambientais**, Curitiba, v. 5, n. 1, p. 33-38, 2007.

GRUSZYNSKI, C. **Resíduo agro-industrial "casca de tungue" como componente de substrato para plantas**. 2002. 100 f. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) - Programa de Pós-Graduação em Agronomia, Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2002.

GUIMARÃES, V. F.; ECHER, M. M.; MINAMI, K. Métodos de produção de mudas, distribuição de matéria seca e produtividade de plantas de beterraba. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 20, n. 3, p. 505-509, 2002.

HALL, A. E. **Crop responses to environment**. Boca Raton, Florida: CRC Press LLC, 2001.

HANDRECK, K.; BLACK, N. **Growing media for ornamental plants and turf.** Sydney: University of New South Wales Press, 1999. 448 p.

HANNAN, J. J.; OLYMPIOS, C.; PITTAS, C. Bulk density, porosity, percolation and salinity control in shallow, freely draining, potting soils. **Journal of the American Society of Horticultural Science**, Alexandria, v. 106 v. 6, p. 772-746, 1981.

HARTMANN, H. T.; KESTER, D. E.; DAVIES JUNIOR, F. T. **Plant propagation: principles and practices.** 5. ed. Englewood Cliffs: Prentice Hall, 1990. 642 p.

HAX, F. C. et al. Produção de mudas de rúcula (*Eruca sativa* MILL) em substrato a base de casca de arroz *in natura* e vermicomposto bovino. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE MINHOCULTURA, 5., e CONGRESSO GAÚCHO DE MINHOCULTURA, 3., 2006, Pelotas. **Anais...** Pelotas: UFPel, 2006. Relação de trabalhos.

HAYNES, R. J.; GOH, K. M. Evaluation of potting media for comercial nursery production of container-grow plants: IV - Physical properties of a range amendment peat-based media. **N. Z. Journal of Agricultural Research**, Wellington, v. 21, n. 3, p. 449-456, 1978.

HEIL, M. Different strategies for studying ecological aspects of systemic acquired resistance (SAR). **Journal of Ecology**, Oxford, v. 88, n. 4, p. 707-708, 2000.

HEIL, M. et al. Reduced growth and seed set following chemical induction of pathogen defence: does systemic acquired resistance (SAR) incur allocation cost? **Journal of Ecology**, Oxford, v. 88, n. 4, p. 645-654, 2000.

HOAGLAND, R. E. (Ed.). **Microbes and microbial products as herbicides.** Washington: American Chemical Society, 1990. p. 87-113.

HOFFMANN, G. Verbindliche Methoden zur Untersuchung von TKS und Gartnerischen Erden. **Mitteilubngen der VDLUFA**, Heft, v. 6, p. 129-153, 1970.

INTERNATIONAL FEDERATION OF ORGANIC AGRICULTURE MOVEMENTS. Definition of Organic Agriculture. **IFOAM**. Disponível em: <http://www.ifoam.org/growing_organic/definitions/sdhw/pdf/DOA_Portuguese.pdf. 2008>. Acesso em: 21 jun. 2012.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. **Censo Agropecuário 2006:** Agricultura familiar, primeiros resultados. Brasil, grandes regiões e Unidades da Federação. Rio de Janeiro: IBGE, 2006. 267 p.

INSTITUTO BRASILEIRO DE QUALIDADE EM HORTICULTURA. Padrão mínimo de qualidade e tamanho: Beterraba. **HORTIBRASIL**, São Paulo: CQH/CEAGESP, 2012. Disponível em: <<http://www.hortibrasil.org.br/jnw/images/stories/biblioteca/padraominimo/beterraba.pdf>>. Acesso em: 21 jan. 2014.

INSTITUTO BRASILEIRO DE QUALIDADE EM HORTICULTURA. Padrão mínimo de qualidade e tamanho: Beterraba com folhas. **HORTIBRASIL**, São Paulo: CQH/CEAGESP, 2012. Disponível em: <http://www.hortibrasil.org.br/jnw/images/stories/biblioteca/padraominimo/beterraba_folha.pdf>. Acesso em: 21 jan. 2014.

INSTITUTO BRASILEIRO DE QUALIDADE EM HORTICULTURA. Programa Padrão: Classificação da Alface pelo Programa Brasileiro para a Modernização da Horticultura. **HORTIBRASIL**. Disponível em: <<http://www.hortibrasil.org.br/jnw/classificacao/alface/alface.html>>. Acesso em: 09 set. 2013.

INSTITUTO RIO GRANDENSE DE ARROZ. Produtividades municipais de arroz do Estado do Rio Grande do Sul – Safra 2012/2013. Disponível em: http://www.irga.rs.gov.br/upload/20131018151801produtividade_municipios_safra_12_13_final.pdf. Acesso em 12 de agosto de 2013.

IRITI, M.; FAORO, F. Benzothiadiazole (BTH) induces cell-death independent resistance in *Phaseolus vulgaris* against *Uromyces appendiculatus*. **Journal of Phytopathology**, Berlin, v. 151, n. 3, p. 171-180, 2003.

ISHIGE, F. et al. Identification of a basic glycoprotein induced by ethylene in primary leaves of azuki bean as a cationic peroxidase. **Plant Physiology**, Minneapolis, v. 101, n. 1, p. 193-199, 1993.

JAHNEL, M. C.; MELLONI, R.; CARDOSO, E. J. B. N. Maturidade de composto de lixo urbano. **Scientia Agrícola**, Piracicaba, v. 57, n. 2, p. 1-7, 2000.

JANSEN, M. A. K. et al. Phenol-Oxidizing Peroxidases Contribute to the Protection of Plants from Ultraviolet Radiation Stress. **Plant Physiology**, Minneapolis, v. 126, n. 3, p. 1012–1023, July, 2001.

JESUS, R. M. et al. Efeito do tamanho no recipiente, tipo de substrato e sombreamento na produção de mudas de louro (*Cordia alliodora* (Vell) Arrab) e Gonçalo-alves (*Astronium fraxinifolium* Schott). **IPEF**, Piracicaba, n. 37, p. 13-19, 1987.

JONES, R. T; WESTON, L. A.; HARMON, R. Efeito do tamanho da célula raiz e idade de transplante em cole o rendimento das culturas. **HortScience**, Alexandria, v. 26, p. 688, 1991.

JUCOSKI, G. O. **Toxicidade de ferro e metabolismo antioxidativo em *Eugenia uniflora* L.** 2011. 77f. Tese (Doutorado em Fisiologia vegetal)- Universidade Federal de Viçosa, Viçosa/MG, 2011.

KÄMPF, A. N. **Produção comercial de plantas ornamentais**. Guaíba: Agrolivros, 2005. 256 p.

KÄMPF, A. N.; FERMINO, M. H. (Ed.). **Substrato para plantas: a base da produção vegetal em recipientes**. Porto Alegre: Gênese, 2000. 312 p.

KARCHI, Z.; DAGAN, A.; CANTLIFFE, D. J. Growth of containerized lettuce transplants supplemented with varying concentrations of nitrogen and phosphorus. **Acta Horticulturae**, Wageningen, v. 319, p. 367-370, 1992.

KIEHL, J. K. **Fertilizantes orgânicos**. Piracicaba: Ceres, 1985. 492 p.

KIRKBY, E. A.; RÖMHELD, V. **Micronutrients in plant physiology: functions, uptake and mobility**. In: The International Fertiliser Society, P. O. Box 4, York, Reino Unido, 2011.

KNOTT, J. E. **Handbook for vegetable growers**. 2. ed. New York: John Wiley & Sons, 1962. 245 p.

KOIDE, R. T. et al. Strategies for mycorrhizal inoculation of six annual bedding plant species. **HortScience**, Alexandria, v. 34, n. 7, p. 1217-1220, 1999.

KUHN, O. J. **Indução de resistência em feijoeiro (*Phaseolus vulgaris*) por acibenzolar-S-metil e *Bacillus cereus*: aspectos fisiológicos, bioquímicos e parâmetros de crescimento e produção**. 2007. 140 f. Tese (Doutorado)-Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba, 2007.

KUHN, O. J.; PASCHOLATI, S. F. Custo adaptativo da indução de resistência em feijoeiro mediada pela rizobactéria *Bacillus cereus* ou acibenzolar-S-metil: atividade de enzimas, síntese de fenóis e lignina e biomassa. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 36, n. 2, p. 107-114, 2010.

KUMAR, P.; TEWARI, R. K.; SHARMA, P. N. Modulation of copper toxicity-induced oxidative damage by excess supply of iron in maize plants. **Plant Cell Reports**, Berlin, v. 27, n. 2, p. 399-409, 2008.

LABOURIAU, L. G.; VALADARES, M. E. B. On the germination of seeds *Calotropis procera* (Ait.) Ait.f. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, Rio de Janeiro, v. 48, n. 2, p. 263-284, 1976.

LANDGRAF, M. D.; MESSIAS, R. A.; REZENDE, M. O. O. **A importância ambiental da vermicompostagem: vantagens e aplicações**. São Carlos: RiMA, 2005. 106 p.

LARCHER, W. **Ecofisiologia Vegetal**. São Carlos: RIMA, 2004. 531 p.

LATIMER, J. G. Container size and shape influence growth and landscape performance of marigold seedling. **HortScience**, Alexandria, v. 26, n. 2, p. 124-126, 1991.

LEAL, M. A. A. et al. Utilização de compostos orgânicos como substratos na produção de mudas de hortaliças. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 25, n. 3, p. 392-395, jul./set. 2007.

LEAL, M. A. A. et al. Seedling formation and field production of beetroot and lettuce in Aquidauana, Mato Grosso do Sul, Brazil. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 29, n. 4, p. 465-471. 2011.

- LIMA, A. B. **Respostas fisiológicas e bioquímicas de cultivares de coentro (*Coriandrum sativum* L.) submetidas ao estresse salino.** 2008. Dissertação (Mestrado em Botânica) – Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 2008.
- LIMA, C. J. G. et al. Avaliação de substratos orgânicos na produção de mudas de tomate cereja. **Revista Ciência Agronômica**, Fortaleza, v. 40, n. 1, p. 123-128, 2009.
- LIMA, C. J. S. et al. Avaliação de diferentes bandejas e substratos orgânicos na produção de mudas de tomate cereja. **Revista Ciência Agronômica**, Fortaleza, v. 10, n. 1, p. 123-128, jan-mar, 2009.
- LIMA, G. P. P. et al. Alterações na atividade de peroxidase e de carboidratos em mandioca cultivada *in vitro* sob estresse salino. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 55, n. 3, p. 413-417, 1998.
- LIMA, J. D. et al. Resíduos da agroindústria de chá preto como substrato para produção de mudas de hortaliças. **Revista Ciência Rural**, Santa Maria, v. 37, n. 6, p. 1609-1613, nov.-dez. 2007.
- LIMA, M. E. **Avaliação do desempenho da cultura da alface (*Lactuca sativa*) cultivada em sistema orgânico de produção, sob diferentes lâminas de irrigação e coberturas do solo.** 2007. 92 f. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia)- Universidade Federal do Rio de Janeiro, Seropédica/RJ, 2007.
- LINHARES, P. C. F. et al. Beterraba fertilizada sob diferentes doses de palha de carnaúba incorporada ao solo. **ACSA – Agropecuária Científica no Semi-Árido**, Santa Cecília, v. 8, n. 4, p. 71-76, 2012.
- LIPTAY, A.; JAWORSKI, C. A.; PHATAK S. C. Effect of tomato transplant stem diameter and ethephon treatment on tomato yield, fruit size and number. **Journal Plant Science**, Ottawa, v. 61, n. 2, p. 413-415, 1981.
- LIU, A.; LATIMER, J. G. Root cell volume in the planter flat affects watermelon seedling development and fruit yield. **HortScience**, Alexandria, v. 30, p. 242-246, 1995.
- LIZ, R. S. **Análises físicas e químicas de substrato de coco verde para a produção de mudas de hortaliças.** 2006. Dissertação (Mestrado)- Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, Universidade de Brasília, Brasília, 2006.
- LIZ, R. S.; CARRIJO, O. A. **Substratos para produção de mudas e cultivo de hortaliças.** Brasília- Embrapa hortaliças: 2008. 83 p.
- LOPES, G. E. M. et al. Casca do fruto da mamoneira como substrato para plantas. **Revista Ceres**, Viçosa, v. 58, n. 3, p. 350-358, maio/jun. 2011.
- LOPES, G. E. M. et al. Casca de fruto de mamoneira como substrato hortícola. **Informação Tecnológica. PESAGRO – RIO**, Niterói, n. 14, 2008.

- LOPES, J. C. et al. Produção de alface com doses de lodo de esgoto. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 23, n. 1, p. 143-147, 2005.
- LOPES, J. C.; ZONTA, J. B.; CAVATTE, P. C. Efeito de diferentes tratamentos e substratos na germinação e desenvolvimento de plântulas de beterraba. **Horticultura Brasileira**, Brasília, DF, v. 22, n. 2, p. 363, 2004.
- LUDKE, I. et al. Produção de mudas de pimentão em substratos a base de fibra de coco verde para agricultura orgânica. In: SIMPÓSIO NACIONAL DO CERRADO, 9., SIMPÓSIO INTERNACIONAL DE SAVANAS TROPICAIS, 2., 2008, Planaltina. **Resumos...** Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, 2008.
- MACHADO, M. A. C. F. **Biofertilizante como ferramenta para incrementar a diversidade microbiana visando o manejo de doenças de plantas**. 2010. 68 f. Dissertação (Mestrado)- Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 2010.
- MACHOLD, O. Einfluss der Ernährungsbedingungen auf den Zustand des Eisens in den Blättern, den Chlorophyllgehalt und die Katalase –sowie Peroxidaseaktivitaet. **Flora**, Jena, v. 159, p. 1-25, 1968.
- MAHAJAN, S.; TUTEJA, N. Cold, salinity and drought stresses: An overview. **Archives of Biochemistry and Biophysics**, New York, v. 444, n. 2, p. 139-158, 2005.
- MALAVOLTA, E. **Manual de nutrição mineral de plantas**. São Paulo: Editora Agronômica Ceres, 2006. 631 p.
- MARQUES, L. F. et al. Produção e qualidade da beterraba em função da adubação com esterco bovino. **Revista Brasileira de Agroecologia**, Porto Alegre, v. 5, n. 1, p. 24-31, 2010.
- MARSCHNER, P.; CROWLEY, D.; RENGEL, Z. Rhizosphere interactions between microorganisms and plants govern iron and phosphorus acquisition along the root axis - model and research methods. **Soil Biology e Biochemistry**, Elmsford, v. 43, n. 5, p. 883-894, 2011.
- MARTÍNEZ, P. F. Manejo de substratos para horticultura. In: FURLANI, A. M. C. **Caracterização, manejo e qualidade de substratos para produção de plantas**. Campinas: Instituto Agronômico, 2002. 122 p. (Documentos IAC, 70). 2002.
- MARTINS, C. C.; NAKAGAWA, J.; BOVI, M. L. Efeito da posição da semente no substrato e no crescimento inicial das plântulas de palmito vermelho (*Euterpe espirosantensis* Fernades – Palmae). **Revista Brasileira de Sementes**, Brasília, v. 21, n. 1, p. 164-173, 1999.
- MASSON, J.; TREMBLAY, N.; GOSELINH, A. Nitrogen fertilization and HPS supplementary lighting influence vegetable transplant production. I. Transplant growth. **Journal of the American Society for Horticultural Science**, Alexandria, v. 116, n. 4, p. 594-598, 1991.

MAUAD, M. et al. Enraizamento de estacas de azaléia tratadas com concentrações de ANA em diferentes substratos. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 28, n. 4, p. 771-777, 2004.

MAUCH, F.; STAEHELIN, L. A. Functional implications of the subcelular localization of ethylene-induced chitinase and β -1,3-glucanase in bean leaves. **Plant Cell**, Baltimore, v. 1, p. 447-457, 1989.

McKEE, J. M. Physiological aspects of transplanting vegetables and other crops. I. Factors which influence re-establishment. **Horticultural Abstracts**, Farnham Royal, v. 51, n. 5, p. 265-272, 1981.

MEDEIROS, A. R. et al. Utilização de compostos orgânicos para uso como substratos na produção de mudas de alface. **Revista Agrarian**, Dourados, v. 3, n. 10, p. 261-266, 2010.

MEDEIROS, C. A. **Carbonização de casca de arroz para utilização em substratos destinados à produção de mudas**. Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 1998. (Comunicado Técnico, 8).

MEDEIROS, L. A. M. et al. Crescimento e desenvolvimento da alface (*Lactuca sativa* L.) conduzida em estufa plástica com fertirrigação em substratos. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 31, n. 2, p. 199-204, 2001.

MELLO, R. P. **Consumo de água do lírio asiático em vaso com diferentes substratos**. 2006. 74 f. Dissertação (Mestrado em Engenharia Agrícola) – Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria, 2006.

MENEZES JÚNIOR, F. O. G. et al. Caracterização de diferentes substratos e seu desempenho na produção de mudas de alface em ambiente protegido. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 18, n. 3, p. 164-170, nov./2000.

MINAMI, K. **Produção de mudas de alta qualidade em horticultura**. São Paulo: T. A. Queiroz, 1995. 135 p.

MINAMI, K. **Produção de mudas de alta qualidade**. Piracicaba, SP: Degaspari, 2010. 440 p.

MINAMI, K.; PUCHALA, B. Produção de mudas de hortaliças de alta qualidade. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 18, suplemento, p. 162-163, 2000.

MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO. Aumenta número de produtores de orgânicos no Brasil. **MAPA**, Brasília, 3 fev. Disponível em: <<http://www.agricultura.gov.br/comunicacao/noticias/2014/02/aumenta-numero-de-produtores-de-organicos-no-brasil>>. Acesso em: 07 fev. 2014.

MIRANDA, S. C. et al. **Avaliação de substratos alternativos para produção de mudas de alface em bandejas**. [S.l.]: Embrapa Agrobiologia, 1998. p. 1-6. (Comunicado Técnico, n. 24).

MITTLER, R. Oxidative stress, antioxidants and stress tolerance. **Trends Plant Science**, v. 7, n. 9, p. 405-410, 2004.

MODOLO, V. A.; TESSARIOLI NETO, J. Desenvolvimento de mudas de quiabeiro (*Abelmoschus esculentus* (L). Moench) em diferentes tipos de bandeja e substrato. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 56, n. 2, p. 377-381, 1999.

MORAES, M. T. et al. Fontes agroenergéticas: a cultura do tungue (*Aleurites spp*). **Cascavel**, v. 5, n. 3, p. 108-122, 2012.

MORAIS, R. S. **Cultivo hidropônico de alface (*Lactuca sativa* L.) dos grupos crespa e americana, com três diferentes soluções nutritivas no período de verão no município de Itapetinga – BA**. 2007. 70 f. Dissertação (Mestrado) – Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia, Vitória da Conquista – BA, 2007.

MOROHASHI, Y.; MATSUSHIMA, H. Development of β -1,3-glucanase activity in germinated tomato seeds. **Journal of Experimental Botany**, Oxford, v. 51, n. 349, p. 1381-1387. 2000.

MOTA, J. H. et al. Efeito do cloreto de potássio via fertirrigação na produção de alface americana em cultivo protegido. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 25, n. 3, p. 542-549, 2001.

NASCIMENTO, J. S. et al. Avaliação de substratos de húmus de minhoca na produção de mudas de alface (*Lactuca sativa*) cultivar Lucy Brown. **Cadernos de Agroecologia**, Fortaleza, v. 7, n. 2, dez. 2012.

NEVES, M. C. P. et al. **Agricultura orgânica: instrumento para sustentabilidade dos sistemas de produção e valorização de produtos agropecuários**. Seropédica - RJ: Embrapa Agrobiologia, 2000. 22 p. (Documentos, 122).

NOJOSA, G. B. A. et al. Componentes fenólicos e enzimas oxidativas em clones de *Theobroma cacao* resistentes e suscetíveis a *Crinipellis pernicioso*. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, DF, v. 28, p. 148-154, 2003.

OLIVEIRA, E. A. G. **Desenvolvimento de substratos orgânicos, com base na vermicompostagem, para produção de mudas de hortaliças em cultivo protegido**. 2011. 78p. Dissertação (Mestrado) – Instituto de Agronomia, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 2011.

OLIVEIRA, E. Q. et al. Desempenho agroeconômico do bicultivo de alface em sistema solteiro e consorciado com cenoura. **Horticultura Brasileira**, Brasília – DF, v. 22, n. 4, p. 712-717, 2004.

ORMOND J. G. P. et al. **Agricultura orgânica: quando o passado é futuro**. Rio de Janeiro: BNDES, 2002. 35 p.

ORTEGA, M. C. et al. Behavior of different horticultural species in phytotoxicity bioassays of bark substrates. **Scientia Horticulturae**, Doetinchen, v. 66, p. 125-132, 1996.

PEREIRA NETO, J. T. **Manual de compostagem – processo de baixo custo**. Viçosa: Ed. UFV, 2011. 81 p.

- PIZA, I. M. T.; LIMA, G. P. P.; BRASIL, O. G. Atividade de peroxidase e concentrações de proteínas em plantas de abacaxizeiro micropropagadas em meio salino. **Revista Brasileira de Agrociência**, Pelotas, v. 9, n. 4, p. 361-366, 2003.
- PUCHALSKI, L. E. **Sistema de produção de mudas em plugs**: propagação vegetativa de hibisco, *Hibiscus rosa-sinensis* L. 1999. 61 f. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) - Programa de Pós-Graduação em Fitotecnia, Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 1999.
- QUEIROZ, R. L.; BAVUSO NETO, P.; SILVA E. C. Produção orgânica de mudas de alface. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 28, n. 2, p. 2772-2779, jul. 2010.
- RADIN, B. et al. Crescimento de cultivares de alface conduzidas em estufa e a campo. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 22, n. 2, p. 178-181, abr./jun. 2004.
- REGHIN, M. Y. et al. Produtividade da chicória (*Cichorium endivia* L.) em função de tipos de bandejas e idade de transplante de mudas. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 31, n. 3, p. 739-747, 2007.
- RESENDE, F. V. et al. Cultivo de Alface em Sistema Orgânico de Produção. Brasília, DF: Embrapa Hortaliças, 2007. (Circular Técnica, 56).
- RODRIGUES, I. N. et al. Avaliação de cultivares de alface crespa para a região de Manaus. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE OLERICULTURA, 47., 2007, Porto Seguro. **Resumos...** Porto Seguro: ABH, 2007.
- ROSA, C. M. et al. Substâncias húmicas solúveis no desenvolvimento de mudas de alface. In: FERTIBIO, 2004, Lages. **Anais...** Lages: [s.n.], 2004. 1 CD-ROM.
- ROSA, E. A. S. Salinização em ambiente protegido. In: FORO INTERNACIONAL DE CULTIVO PROTEGIDO, 1997, Botucatu. **Anais...** Botucatu: UNESP, 1997. p. 226-262.
- ROSA, J. et al. Comportamento de cultivares de alface, em estufa plástica no verão outono. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 14, n. 1, p. 113, maio, 1996.
- ROSSI, C.; LIMA, G. P. P.; HAKVOORT, D. M. R. Atividade de peroxidase (E.C.1.11.1.7) e teor de prolina em feijoeiro *Phaseolus vulgaris* L. em condições de salinidade. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v. 54, p. 123-127, 1997.
- ROWEL, D. L. **Soil science**: methods & applications. Essex: Longman, 1994. 350 p.
- SALA, F. C. et al. Pendoamento de alface roxa no cultivo de verão. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 23, p. 2, 2005.
- SALATIEL, L. T. et al. Avaliação de cultivares de alface, cultivadas em casa de vegetação, em três épocas de plantio. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 18, p. 703-704, 2001.

SÁNCHEZ, E. et al. Phenolic compounds and oxidative metabolism in green bean plants under nitrogen toxicity. **Journal of Plant Physiology**, Jena, v. 27, p. 973-978, 2000.

SANTIN, M. M.; SANTOS, H. S.; SCAPIN, C. A. Relação entre substratos e métodos de aplicação de solução nutritiva na produção de mudas e a posterior resposta produtiva da beterraba. **Acta Scientia**, Maringá, v. 27, n. 3, p. 423-432, 2005.

SANTOS, A. O. **Produção de olerícolas (alface, beterraba e cenoura) sob manejo orgânico nos sistemas Mandalla e Convencional**. 2010. 93 f. Dissertação (Mestrado) – Programa de Pós-graduação em Agronomia, Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia, Vitória da Conquista/Bahia, 2010.

SANTOS, C. L. et al. Desempenho de cultivares de alface tipo crespa sob altas temperaturas. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 27, n. 2, p. 3157-3162, 2009.

SANTOS, C. L. et al. Desempenho de cultivares de alface tipo crespa sob altas temperaturas em Cáceres/MT. **Agrarian**, Dourados, v. 2, n. 3, p. 87-98, jan./mar. 2009.

SCANDALIOS, J. G. Oxidative stress: Molecular perception and transduction of signals triggering antioxidant gene defenses. **Brazilian Journal of Medical and Biological Research**, Ribeirão Preto, v. 38, n. 7, p. 995-1014, 2005.

SCHALLENBERGER, E. **Fatores que predisõem as plantas cítricas ao ataque de coleobrocas**. 1994. 110 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia/Horticultura) - Faculdade de Ciências Agrônômicas, Universidade Estadual Paulista, Botucati, 1994.

SCHIE, W. van. Standardization of substrates. **Acta Horticulturae**, Wageningen, v. 1, n. 481, p. 71-77, 1999.

SCHIEDECK, G.; GONCALVES, M. M.; SCHWENGBER, J. E. **Minhocultura e produção de húmus para a agricultura familiar**. Pelotas: Embrapa Clima temperado, 2006. (Circular técnica, 57).

SCHNEIDER, F. M. et al. Modificação na temperatura do solo causada por estufas de polietileno de baixa densidade em Santa Maria, RS. **Revista Brasileira de Agrometeorologia**, Santa Maria, v. 1, n. 1, p. 37-42, 1993.

SEABRA JUNIOR, S.; GADUM, J.; CARDOSO, A. I. I. Produção de pepino em função da idade das mudas produzidas em recipientes com diferentes volumes de substrato. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 22, n. 3, p. 610-613, 2004.

SEDIYAMA, M. A. N. et al. Produtividade e exportação de nutrientes em beterraba cultivada com cobertura morta e adubação orgânica. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v. 15, n. 9, p. 883-889, 2011.

SEGOVIA, J. F. O. **Influência da proteção ambiental de uma estufa de polietileno transparente sobre o cultivo da alface**. 1991. 72 f. Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria, 1991.

SELA-BUURLAGE, M. B.; PONSTEIN, A. S.; BRES-VLOEMANS. Only specific tobacco (*Nicotiana tubucum*) chitinases and β -1,3-glucanases exhibit antifungal activity. **Plant Physiology**, Minneapolis, v. 101, p. 857-863, 1993.

SERRANO CERMEÑO, Z. **Veinte cultivos de hortalizas en invernadero**. Sevilla: Spain, 1996. 639 p.

SILVA JUNIOR, A. A.; VISCONTI, A. Recipientes e substratos para a produção de mudas de tomate. **Agropecuária Catarinense**, Florianópolis, v. 4, n. 4. p. 20-23, 1991.

SILVA JÚNIOR, G. S. et al. Metabolismo bioquímico e enzimático em cultivares de melão submetido à salinidade. In: CONGRESSO DE PESQUISA E INOVAÇÃO DA REDE NORTE E NORDESTE DE EDUCAÇÃO TECNOLÓGICA, 4., 2009, Belém/PA. **Anais**, Belém: [s.n.], 2009.

SILVA, E. A. et al. Germinação da sementes e produção de mudas de cultivares de alface em diferentes substratos. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 29, n. 2, p. 245-254, abr./jun. 2008.

SILVA, E. C.; LEAL, N. R.; MALUF, W. R. Avaliação de cultivares de alface sob altas temperaturas em cultivo protegido em três épocas de plantio na região Norte Fluminense. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, n. 23, p. 491-499, 1999.

SINGH, B. P.; SINJU, U. M. Soil physical and morphological properties and root growth. **Horticultural Science**, Alexandria, v. 33, p. 966-971, 1998.

SOARES, L. R. et al. Avaliação de substratos alternativos na produção de mudas de repolho. **Revista Brasileira de Agroecologia**, Porto Alegre, v. 8, n. 2, p. 1780-1783, nov. 2009.

SOUZA, F. X. Casca de arroz carbonizada: um substrato para propagação de plantas. **Lavoura Arrozeira**, Porto Alegre, v. 46, n. 406, p. 11, jan./fev. 1993.

SOUZA, J. L.; RESENDE, P. **Manual de olericultura orgânica**. Viçosa-MG: Aprenda Fácil Editora, 2003. 555 p.

SOUZA, J. P. et al. Comportamento de cultivares de alface no município de Iguatu-CE. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE OLERICULTURA, 47., 2007, Porto Seguro. **Anais**... Porto Seguro: ABH, 2007.

SOUZA, M. C. M. et al. Variabilidade genética para características agrônomicas em progênies de alface tolerantes ao calor. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 26, p. 354-358, 2008.

SOUZA, R. J.; FERREIRA, A. Produção de mudas de hortaliças em bandejas: economia de sementes e defensivos. **A Lavoura**, Rio de Janeiro, n. 623, p. 19-21. 1997.

STEFFEN, G. P. K. **Substratos a base de casca de arroz e esterco bovino para multiplicação de minhocas e produção de mudas de alface, tomateiro e boca-de-leão**. 2008. 97 f. Dissertação (Mestrado) – Faculdade de Agronomia, Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria, 2008.

STEFFEN, G. P. K. et al. Casca de arroz e esterco bovino como substratos na multiplicação de minhocas e produção de mudas de tomate e alface. **Acta Zoológica Mexicana**, Xalapa, v. 26, n. 2, p. 333-343, 2010.

STEIN, R. R. J. et al. Distinct physiological responses subjected to iron toxicity under field conditions. **Annals of Applied Biology**, Warwickshire, v. 154, n. 2, p. 269-277, 2008.

STICHER, L.; MAUCH MANI, B.; METRAUX, J. P. Systemic acquired resistance. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 35, 1997.

STINTZI, A. et al. Plant 'pathogenesis-related' proteins and their role in defense against pathogens. **Biochimie**, v. 75, p. 687-706, 1993.

SUINAGA, F. A. et al. **Métodos de avaliação do florescimento precoce e identificação de fontes de tolerância ao calor em cultivares de alface do grupo varietal 'crespa'**. [S.l.]: Embrapa Hortaliças, março, 2013. (Comunicado Técnico, 89).

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia Vegetal**. Porto Alegre: Artmed Editora S/A, 2004. 438 p.

TAVARES JÚNIOR, J. E. **Volume e granulometria do substrato na formação de mudas de café**. 2004. 59 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba, 2004.

TEDESCO, M. J. **Análise de solos, plantas e outros materiais**. 2. ed. Porto Alegre: Departamento de Solos/UFRGS, 1995. 174 p.

TESSARO, D. et al. Utilização de Substratos Orgânicos Para a Produção de Mudas de Couve-Chinesa. **Revista Brasileira de Agroecologia**, Porto Alegre, v. 4, n. 2. 2009.

TIVELLI, S. W. et al. **Beterraba: do plantio a comercialização**. Campinas: Instituto Agrônômico, 2011. 45 p.

TOLENTINO JÚNIOR, C. F.; ZÁRATE, N. A. H.; VIEIRA, M. C. Produção da mandioquinha-salsa consorciada com alface e beterraba. **Acta Scientiarum**, Maringá - PR, v. 24, n. 5, p. 1447-1454, 2002.

TRANI, P. E. et al. Produção de mudas de alface em bandejas e substratos comerciais. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 22, n. 2, p. 290-294, abr./jun. 2004.

ULISSES, C.; ROCHA, P.; ALBUQUERQUE, C. Determinación de prolina en yemas de plátano (*Musa* sp. Cv Nanicão-AAA) seleccionadas *in vitro* en cuanto a

la tolerancia a la salinidad. In: ENCUENTRO LATINOAMERICANO DE BIOTECNOLOGIA VEGETAL, 3., 1998, La Habana, Cuba. **Anais...** Cuba: [s.n.], 1998. p. 334-35.

VAN LOON, L. C.; BAKKER, P. A. H. M.; PIETERSE, C. M. J. Systemic resistance induced by rhizosphere bacteria. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 36. 1998.

VAN LOON, L. C; VAN STRIEN, E. A. The families of pathogenesis-related proteins, their activities, and comparative analysis of PR-1 type proteins. **Physiological and Molecular Plant Pathology**, v. 55, n. 2, p. 85-97, 1999.

VERDONCK, O.; GABRIELS, R. Substrate requirements for plants. **Acta Horticulturae**, Wageningen, v. 221, p. 19-23, 1988.

VIANA, S. B. A.; FERNANDES, P. D.; GHEYI, H. R. Germinação e formação de mudas de alface em diferentes níveis de salinidade de água. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v. 5, n. 2, p. 259-264, 2001.

VIDIGAL, S. M. et al. Resposta da alface (*Lactuca sativa* L.) ao efeito residual da adubação orgânica. I - Ensaio de Campo. **Revista Ceres**, Viçosa, v. 42, n. 239, p. 80-88, 1995.

WALLER, P. L.; WILSON, G. C. S. Evaluation of growing media for consumer use. **Acta Horticulturae**, Wageningen, n. 150, p. 51-58, 1984.

WANG, P. et al. Maturity indices for composted dairy and pig manures. **Soil Biology & Biochemistry**, Oxford, v. 36, p. 767-779, 2004.

WANTON, J. D. Biochemical plant pathology. In: DEY, P. M.; HARBORNE, J. B. **Plant biochemistry**. London: Academic Press, 1997. cap. 13, p. 487-502.

YATES, L.; ROGERS, M. N. Effects of time, temperature, and nitrogen source on the composting of hardwood bark for use as a plant growing medium. **Journal of the American Society for Horticultural Science**, Alexandria, v. 106, p. 589-593, 1981.

YURI, J. E. **Avaliação de cultivares de alface americana em duas épocas de plantio em dois locais do Sul de Minas Gerais**. 2000. 51 f. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2000.

YURI, J. E. et al. Comportamento de cultivares e linhagens de alface americana em Santana da Vargem (MG), nas condições de inverno. **Horticultura Brasileira**, Brasília, n. 22, n. 2, p. 322-325, 2004.

YURI, J. E. et al. Efeito de composto orgânico sobre a produção e características comerciais de alface americana. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 22, n. 1, p. 127-130, 2004.

ZIBETTI, K. V. **Produção e qualidade biológica de húmus de minhoca para uso na supressão de *Sclerotium rolfsii* SACC**. 2013. 82 f. Dissertação

(Mestrado) – Programa de Pós-Graduação em Sistemas de Produção Agrícola Familiar, Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel, Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, 2013.

ZORZETO, T. Q. **Caracterização física e química de substratos para plantas e sua avaliação no rendimento do morangueiro (*Fragaria x ananassa* Duch.).** 2011. Dissertação (Mestrado em Agricultura Tropical e Subtropical) - Instituto Agrônomo de Campinas, Campinas, 2011.