



UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA CATARINA
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGROECOSSISTEMAS

Suélin Rover

**Avaliação do efeito de bioestimulante comercial na severidade de oídio,
fisiologia e rendimento de alface (*Lactuca sativa* L.) hidropônica**

Florianópolis

2020

Suélin Rover

**Avaliação do efeito de bioestimulante comercial na severidade de oídio,
fisiologia e rendimento de alface (*Lactuca sativa* L.) hidropônica**

Dissertação submetida ao Programa de Pós-Graduação em Agroecossistemas, da Universidade Federal de Santa Catarina para a obtenção do título de Mestre em Agroecossistemas.
Orientador: Prof. Dr. Marciel J. Stadnik

Florianópolis

2020

Ficha de identificação da obra elaborada pelo autor,
através do Programa de Geração Automática da Biblioteca Universitária da UFSC.

Rover, Suélin

Avaliação do efeito de bioestimulante comercial na
severidade de oídio, fisiologia e rendimento de alface
(*Lactuca sativa* L.) hidropônica / Suélin Rover ;
orientador, Marciel João Stadnik, 2020.

71 p.

Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Santa
Catarina, Centro de Ciências Agrárias, Programa de Pós
Graduação em Agroecossistemas, Florianópolis, 2020.

Inclui referências.

1. Agroecossistemas. 2. Agroecossistemas. 3.
Fitossanidade. 4. Alface. 5. Bioestimulante. I. João
Stadnik, Marciel. II. Universidade Federal de Santa
Catarina. Programa de Pós-Graduação em Agroecossistemas.
III. Título.

Suélin Rover

**Avaliação do efeito de bioestimulante comercial na severidade de oídio,
fisiologia e rendimento de alface (*Lactuca sativa* L.) hidropônica**

O presente trabalho em nível de mestrado foi avaliado e aprovado por banca
examinadora composta pelos seguintes membros:

Prof. Dr. Marciel J. Stadnik

Universidade Federal de Santa Catarina

Prof. Dr. Jorge L. Barcelos Oliveira

Universidade Federal de Santa Catarina

Dr.(a) Aline Cristina Velho

Universidade Federal de Santa Catarina

Certificamos que esta é a **versão original e final** do trabalho de conclusão que foi
julgado adequado para a obtenção do título de mestre em Agroecossistemas.

Coordenação do Programa de Pós-Graduação

Prof. Dr. Marciel J. Stadnik

Orientador

Florianópolis, 2020.

Dedico aos meus queridos pais.

AGRADECIMENTOS

Ao Programa de Pós-Graduação em Agroecossistemas, da Universidade Federal de Santa Catarina pela oportunidade;

Ao Professor Dr. Marciel J. Stadnik, pelos ensinamentos e orientação no desenvolvimento deste trabalho;

A todos os integrantes do Laboratório de hidroponia pelas contribuições, incentivo e aprendizado;

A todos os integrantes do Laboratório de Fitopatologia, pela convivência, solicitude e ensinamentos;

Aos membros da banca examinadora por aceitarem o convite para contribuir com suas críticas e sugestões;

Ao meu pai (*in memorium*) e a minha mãe, por tudo;

A todos que de alguma forma contribuíram para a realização do presente trabalho.

*“Ore como se tudo dependesse de Deus e
trabalhe como se tudo dependesse de você”*

Santo Inácio de Loyola

RESUMO

Um dos maiores desafios atuais é o estabelecimento de uma agricultura que associe elevada produtividade, sustentabilidade e qualidade do produto final. Os sistemas de produção de alface (*Lactuca sativa* L.) hidropônica em ambiente protegido têm contribuído para tal e, por esse motivo, vêm se expandindo nos últimos anos. Apesar das vantagens, o cultivo de alface em casas de vegetação está propenso ao ataque de oídio (*Golovinomyces* sp.) Nessas circunstâncias, o uso de bioestimulantes comerciais vem conquistando espaço também na produção de alface em hidroponia, visto que muitos deles têm capacidade de modular a eficiência de processos fisiológicos, potencializando o vigor da planta e a produtividade, e alguns, ainda, podem induzir respostas de defesa contra determinados fitopatógenos. Muitos desses produtos, porém, não têm sua eficiência comprovada, podendo vir a onerar os custos da produção sem que isto reflita em ganhos significativos em rendimento. O Biostimul[®] é um dos produtos comerciais com pressuposto potencial bioestimulante, constituído de aminoácidos e alga *Kappaphycus alvarezii*, e para o qual ainda não há evidências científicas comprobatórias de seu potencial. Nesse contexto, o trabalho teve como objetivo verificar o efeito da aplicação do Biostimul[®] sobre o rendimento e a fisiologia da alface hidropônica e a severidade de oídio. Foi utilizada a alface crespa roxa, cultivar Rubinela. Os tratamentos consistiram da pulverização semanal de Biostimul[®], com início aos oito dias após a semeadura, nas concentrações 0; 0,1; 0,2; 0,4; 0,8 e 1,6 mL.L⁻¹ em plantas posteriormente inoculadas e não inoculadas com *Golovinomyces* sp. O produto não afetou a altura e a emissão de folhas ao longo do cultivo, em plantas inoculadas e não inoculadas, assim como as variáveis massa fresca e seca da parte aérea e das raízes; comprimento e volume das raízes; altura, diâmetro da parte aérea e número de folhas das alfaces aos 50 dias após a semeadura. Em plantas não inoculadas, tanto o índice SPAD (*Soil Plant Analyses Development*) como as concentrações de clorofilas, carotenoides e antocianinas foram incrementados com o tratamento. Essas variáveis não foram afetadas em plantas inoculadas, exceto a concentração de antocianinas, a qual foi menor em plantas tratadas. O tratamento aumentou a severidade de oídio de modo dose-dependente, o qual foi associado ao aumento da taxa de esporulação e do diâmetro de colônias, não sendo observada correlação com o número de colônias do fungo.

Palavras-chave: Bioestimulante. Aminoácidos. *Kappaphycus alvarezii*. Hidroponia.

ABSTRACT

One of the biggest current challenges is the establishment of an agriculture that combines high productivity, sustainability and quality of the final product. The hydroponic lettuce (*Lactuca sativa* L.) production in greenhouses have contributed to this, and for this reason, it has expanded in recent years. Despite the advantages, the lettuce cultivation in greenhouses is very prone to the attack of powdery mildew (*Golovinomyces* sp.) In these circumstances, the use of commercial biostimulants is gaining space in the hydroponic lettuce production, since many of them have the capacity to modulate the efficiency of physiological processes, enhancing plant vigor and productivity, and some may even induce defense responses against certain phytopathogens. Many of these products, however, have not been proven to be efficient, and they may increase production costs without this being reflected in significant gains in income. Biostimul[®] is one of the commercial products with a presupposed bio-stimulating potential, it consists of amino acids and *Kappaphycus alvarezii* algae, and for which there is still no scientific evidence to prove its potential. In this context, the study aimed to verify the effect of applying Biostimul[®] on the yield and physiology of hydroponic lettuce and the severity of powdery mildew. It was used the purple curly lettuce, cultivar Rubinela. The treatments consisted of the weekly spraying of Biostimul[®], beginning eight days after sowing, at concentrations 0; 0.1; 0.2; 0.4; 0.8 and 1.6 mL.L⁻¹ in plants subsequently inoculated and not inoculated with *Golovinomyces* sp. The product did not affect the height and leaf emission during the cultivation, in inoculated and non-inoculated plants, as well as the variables fresh and dry mass of the aerial part and roots; root length and volume; height, diameter of the aerial part and number of lettuce leaves at 50 days after sowing. In non-inoculated plants, the SPAD (*Soil Plant Analyses Development*) index, as well as the concentrations of chlorophyll, carotenoids and anthocyanins increased after the treatment. In inoculated plants the treatment did not influence these variables, except the concentration of anthocyanins, which decreased with the application of the product. Biostimul[®] increased the severity of powdery mildew, in a dose-dependent manner, which was associated with an increase in the rate of sporulation and the diameter of the colonies, with no correlation with the number of colonies of the fungus.

Keywords: Biostimulant. Amino acids, *Kappaphycus alvarezii*. Hydroponics.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Conídio de <i>Podosphaera fusca</i> coletado em folhas de pepino (A) e conídio de <i>Golovinomyces</i> sp. coletado em folhas de alface (<i>Lactuca sativa</i> L.) cultivar Rubinela (B).....	25
Figura 2 – Estruturas de infecção de <i>Golovinomyces</i> sp. em alface (<i>Lactuca sativa</i> L.).....	26
Figura 3 - Escala diagramática da severidade de oídio em alface.....	37
Figura 4 - Altura de alfaces (<i>Lactuca sativa</i> L.) cv. Rubinela, em hidroponia.....	41
Figura 5 - Número de folhas de alfaces (<i>Lactuca sativa</i> L.) cv. Rubinela, cultivadas em hidroponia.....	42
Figura 6 - Índice SPAD nas 6 ^a folhas emitidas de alfaces hidropônicas (<i>Lactuca sativa</i> L.) cv. Rubinela, não infectadas (A) e infectadas com <i>Golovinomyces</i> sp.(B), tratadas semanalmente com diferentes concentrações de Biostimul [®]	44
Figura 7 - Concentração foliar de clorofilas <i>a</i> , <i>b</i> e total e de carotenoides nas 7 ^a folhas emitidas de alfaces (<i>Lactuca sativa</i> L.) cv. Rubinela após 50 dias de cultivo em hidroponia, tratadas semanalmente com diferentes concentrações de Biostimul, em plantas infectadas e não infectadas.....	45
Figura 8 - Concentração foliar de antocianinas nas 6 ^a folhas emitidas de alfaces (<i>Lactuca sativa</i> L.) cv. Rubinela após 50 dias de cultivo em hidroponia, tratadas semanalmente com diferentes concentrações de Biostimul, em plantas infectadas e não infectadas.....	46
Figura 9 - Sintomas de oídio em alface aos 26 dias após a inoculação com <i>Golovinomyces</i> sp. nas 4 ^a folhas de alface não tratadas e tratadas com 1,6 mL.L ⁻¹ Biostimul [®]	47
Figura 10 - Severidade de oídio nas 2 ^a ,3 ^a e 4 ^a folhas emitidas de alfaces (<i>Lactuca sativa</i> L.) cv. Rubinela tratadas com Biostimul [®] de forma preventiva (A) e nas 5 ^a , 6 ^a e 7 ^a folhas de alfaces tratadas com Biostimul [®] após a inoculação com <i>Golovinomyces</i> sp. (B).....	48
Figura 11 - Taxa de esporulação (A), diâmetro (B) e número de colônias (C) de <i>Golovinomyces</i> sp./cm ² aos 50 DAS, nas 7 ^a folhas emitidas de alfaces hidropônicas tratadas semanalmente com diferentes concentrações de Biostimul [®]	49

LISTA DE TABELAS

- Tabela 1 - Altura de alfaces (*Lactuca sativa* L.) cv. Rubinela, cultivadas em hidroponia e pulverizadas semanalmente com diferentes concentrações de Biostimul[®].....40
- Tabela 2 - Número de folhas de alfaces (*Lactuca sativa* L.) cv. Rubinela, cultivadas em hidroponia e pulverizadas semanalmente com diferentes concentrações de Biostimul[®].....41
- Tabela 3 - Massa fresca da parte aérea (MFPA), massa seca da parte aérea (MSPA), massa fresca da raiz (MFR), massa seca da raiz (MSR), comprimento da raiz (CR), volume da raiz (VR), altura (A), diâmetro da parte aérea (D) e número de folhas (NF) de alfaces (*Lactuca sativa* L.) cv. Rubinela, aos 50 dias após semeadura (DAS), sob cultivo hidropônico, pulverizadas semanalmente com diferentes concentrações de Biostimul[®].....43
- Tabela 4 - Correlação entre número de colônias (NC), diâmetro das colônias (B), severidade (SE) e taxa de esporulação (TE) de *Golovinomyces* sp. nas 7^a folhas de alfaces hidropônicas tratadas semanalmente com diferentes concentrações de Biostimul[®].....49

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

A Altura

ANOVA Análise de variância

Ant Antocianinas

°C Graus Celsius

C Comprimento

Car Carotenoides

CE Condutividade elétrica

Cl Clorofila

cm Centímetro

cv Cultivar

CV Coeficiente de variação

DAS Dias após semeadura

DAI Dias após inoculação

dS/m decisiemens por metro

DMSO Dimetilsulfóxido

F_o Fluorescência mínima da clorofila

h Hora

L Litro

L Largura

LED Diodo Emissor de Luz

MAPA Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento

min Minuto

mL Mililitro

mm Milímetro

N Nitrogênio

nm Nanômetro

NFT Técnica do filme de nutrientes

NS Não significativo

pH Potencial de hidrogênio

RPM Rotações por minuto

UR Umidade relativa

UV Ultravioleta

μL Microlitro

LISTA DE SÍMBOLOS

® Marca registrada

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	17
2	OBJETIVOS	19
2.1	OBJETIVO GERAL.....	19
2.2	OBJETIVOS ESPECÍFICOS	19
3	REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	20
3.1	A ALFACE (<i>Lactuca sativa</i> L.)	20
3.1.1	Características gerais	20
3.1.2	Aspectos fisiológicos	20
3.1.3	Produção em hidroponia	21
3.1.3.1	Fases da produção em hidroponia	22
3.1.3.1.1	<i>Semeadura e pré-germinação</i>	<i>22</i>
3.1.3.1.2	<i>Sistema de produção de plântulas</i>	<i>22</i>
3.1.3.1.3	<i>Início do estágio adulto.....</i>	<i>22</i>
3.1.3.1.4	<i>Sistema de produção final</i>	<i>23</i>
3.2	O OÍDIO.....	23
3.2.1	Etiologia	24
3.2.2	Processo infeccioso.....	25
3.2.3	Controle.....	26
3.3	BIOESTIMULANTES.....	27
3.3.1	Bioestimulantes com extratos de algas	28
3.3.2	Bioestimulantes com aminoácidos.....	29
4	MATERIAIS E MÉTODOS	31
4.1	CONDIÇÕES EXPERIMENTAIS.....	31
4.2	TRATAMENTOS	33
4.3	INOCULAÇÃO	34
4.4	AVALIAÇÕES.....	34
4.4.1	Avaliação do crescimento e rendimento.....	34
4.4.2	Análises de pigmentos fotossintéticos	35
4.4.2.1	Índice SPAD	35
4.4.2.2	Concentração de clorofilas <i>a</i> , <i>b</i> , total e carotenoides	36
4.4.3	Antocianinas	36
4.4.4	Avaliação da doença.....	37

4.4.4.1	Avaliação da severidade	37
4.4.4.2	Avaliação do número e diâmetro das colônias	38
4.4.4.3	Avaliação da taxa de esporulação.....	38
4.5	DELINEAMENTO EXPERIMENTAL E ANÁLISE ESTATÍSTICA	38
5	RESULTADOS.....	40
5.1	CRESCIMENTO E RENDIMENTO.....	40
5.2	PIGMENTOS FOTOSSINTÉTICOS	43
5.2.1	Índice SPAD	43
5.2.2	Concentração de clorofilas <i>a</i> , <i>b</i> , total e carotenoides	44
5.3	ANTOCIANINAS.....	45
5.4	SEVERIDADE DE OÍDIO, TAXA DE ESPORULAÇÃO, DIÂMETRO E NÚMERO DE COLÔNIAS DE <i>Golovinomyces</i> sp.....	46
6	DISCUSSÃO	50
7	CONCLUSÃO	54
	REFERÊNCIAS.....	55
	APÊNDICE A	61
	APÊNDICE B	62
	APÊNDICE C	62
	APÊNDICE D	63
	APÊNDICE E.....	63
	APÊNDICE F.....	63
	APÊNDICE G	64
	APÊNDICE H	65
	APÊNDICE I.....	66
	APÊNDICE J.....	66
	APÊNDICE K	67
	APÊNDICE L.....	67
	APÊNDICE M.....	68
	APÊNDICE N	68
	APÊNDICE O	68
	APÊNDICE P.....	69
	APÊNDICE Q	69
	APÊNDICE R	70
	APÊNDICE S.....	70

APÊNDICE T	71
APÊNDICE U	71

1. INTRODUÇÃO

O cultivo de alface (*Lactuca sativa* L.) em hidroponia vem se expandindo nos últimos anos, impulsionado pelos acréscimos no rendimento e na qualidade do produto final (GÓMEZ-CHABLA et al., 2019), os quais são proporcionados pelo controle adequado da nutrição, facilidade de manejo e certo controle das condições climáticas (MARQUES & PITARMA, 2019).

Apesar das vantagens, os cultivos em casa de vegetação estão muito propensos ao ataque de oídio (SIMKO et al., 2014), sendo esta uma das principais doenças foliares que tem afetado a cultura da alface em hidroponia no Brasil (CAMARA et al., 2018). A doença é caracterizada pela formação de colônias esbranquiçadas de aspecto pulverulento sobre as superfícies das partes aéreas do vegetal (STADNIK, 2000), podendo causar redução da taxa fotossintética (WANG, WANG & ZHANG, 2014) e consequente diminuição do crescimento e rendimento da cultura (SIMKO et al., 2014).

O oídio causa maiores danos em plantas cultivadas em ambientes com temperaturas entre 22 e 28°C (PUGLIESSE et al., 2012) e em condições de casa de vegetação, devido à ausência de molhamento foliar (SIMKO et al., 2014), visto que a água livre sobre as folhas inviabiliza os conídios do patógeno (AIST & BUSHNELL, 1991 apud STADNIK & MAZZAFERA, 2001). Aliado a isso, a alface é um dos vegetais folhosos mais suscetíveis ao fungo em condições favoráveis (SIMKO et al., 2014), e a maioria das cultivares existentes e já estudadas demonstram suscetibilidade ao patógeno (LEBEDA et al., 2012). Por esses motivos, a severidade de oídio em alface sob cultivo protegido pode ser até 44% superior à mesma em sistema convencional sem o uso de cobertura plástica (SIMKO et al., 2014).

A crescente demanda do mercado consumidor por produtos alimentícios seguros e de qualidade tem instigado muitos agricultores a buscarem produtos alternativos. Nesse contexto, o uso dos “bioestimulantes” vem conquistando espaço no mercado dos insumos agrícolas. Tais produtos são aplicados com o fim de estimular a fotossíntese, a absorção de nutrientes, o metabolismo e a tolerância ao estresse abiótico (YAKHIN et al., 2017) e biótico, resultando em efeitos positivos sobre a produtividade e a qualidade dos cultivos, e ainda contribuindo para a redução do uso de produtos químicos (KOLOMAZNÍK, et al., 2012).

O Biostimul[®] é um produto comercial que possui em sua composição, extrato concentrado da alga *Kappaphycus alvarezii* e aminoácidos de origem animal. De acordo com a DOMINISOLO (2017), fabricante do produto, devido a sua constituição, o Biostimul[®] apresenta características bioestimulantes, favorecendo o desenvolvimento da planta e incrementando a produtividade de culturas diversas.

Apesar do crescente apelo por parte dos produtores para o uso dos “bioestimulantes” comerciais há uma carência de estudos comprobatórios do potencial de muitos desses, como do Biostimul[®]. Desse modo, o presente trabalho objetivou avaliar o efeito da aplicação foliar de Biostimul[®] sobre o rendimento e a fisiologia da alface em hidroponia e a severidade de oídio.

2. OBJETIVOS

2.1 OBJETIVO GERAL

Avaliar o efeito da aplicação foliar do bioestimulante comercial Biostimul[®] sobre o rendimento e fisiologia da alface (*Lactuca sativa* L.) em hidroponia e severidade de oídio.

2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Verificar o efeito do Biostimul[®] sobre o rendimento da alface em hidroponia;
- Avaliar possíveis alterações decorrentes do tratamento na concentração foliar de pigmentos fotossintéticos e antocianinas em alface cultivada em sistema hidropônico; e
- Analisar a influência da aplicação do bioestimulante na severidade de oídio, taxa de esporulação, diâmetro e número de colônias do fungo em alface hidropônica.

3. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

3.1 A ALFACE (*Lactuca sativa* L.)

3.1.1 Características gerais

A alface (*Lactuca sativa* L.) é uma planta anual, pertencente à família Asteraceae e é originária do Sul da Europa e da Ásia Ocidental. Possui porte herbáceo, caule diminuto, não ramificado, ao qual se prendem as folhas, as quais podem ser lisas ou crespas, e sua coloração pode variar entre tonalidades do verde e roxo. À medida que as folhas são emitidas a planta adquire o formato de roseta. Seu sistema radicular é pivotante e ramificado e fica em torno de 25 cm de comprimento em cultivo no solo (REIS FILGUEIRA, 2008). A faixa de temperatura ótima para o seu desenvolvimento é de 7 a 24°C, mas existem cultivares capazes de resistir a temperaturas mais elevadas (DE PAULA-JUNIOR & VENZON, 2007).

A produção brasileira de alface, em 2017, estava em torno de 671.509 toneladas, sendo, dessas, consumidas 611.584 toneladas, podendo ser considerada a hortaliça folhosa mais consumida no país (IBGE, 2020).

As alfaces roxas vêm ganhando espaço no mercado consumidor devido, principalmente, ao seu atrativo visual. Além disso, elas são caracterizadas pela elevada concentração de flavonoides denominados antocianinas, as quais apresentam atividade antioxidante (LIU et al., 2007), além de efeitos potenciais na redução da incidência de doenças cardiovasculares, câncer, hiperlipidemias e outras doenças crônicas (DE PASCUAL-TERESA & SANCHEZ-BALLESTA, 2007).

3.1.2 Aspectos fisiológicos

A alface é uma planta C3, o que a caracteriza por alta exigência hídrica, elevada taxa fotossintética mesmo em condições de baixa intensidade de radiação solar e preferência por climas amenos (TAIZ & ZEIGER, 2013).

Os pigmentos predominantes nas alfaces são clorofila *a*, *b* carotenoides e, em algumas cultivares, as antocianinas. A clorofila *a* é o pigmento utilizado para a realização da fase fotoquímica, que consiste no primeiro estágio do processo

fotossintético. Os demais pigmentos fotossintetizantes, como a clorofila *b* e os carotenoides auxiliam na absorção de luz e na transferência da energia radiante para os centros de reação, sendo, por esse motivo, denominados pigmentos acessórios (TAIZ & ZEIGER, 2013). As clorofilas *a* e *b* encontram-se na natureza numa proporção de 3:1, respectivamente, e diferem nos substituintes de carbono C-3 (STREIT et al., 2005). As antocianinas, presentes nas alfaces roxas, possuem a função de proteger a planta contra efeitos prejudiciais da radiação UV-B (ZHANG et al., 2019), a qual, em excesso, pode causar a fotoinibição e a fotodegradação das clorofilas (STEYN et al., 2002).

A concentração de pigmentos fotossintetizantes foliares difere muito entre as cultivares. A clorofila total, por exemplo, pode variar de 0,4 mg.g⁻¹ de massa fresca de alface (PROKOPOVÁ et al., 2010) a 7,7 mg.g⁻¹ (ROSA et al., 2014). A concentração de carotenoides, por outro lado, tende a variar pouco, permanecendo, em geral entre de 0,1 mg.g⁻¹ e 0,2 mg.g⁻¹ em alfaces sem qualquer tipo de tratamento (PROKOPOVÁ et al., 2010; GUSMAN et al., 2013).

3.1.3 Produção em hidroponia

A alface é uma das hortaliças mais produzidas em hidroponia, provavelmente devido ao seu pioneirismo como cultura hidropônica no país (FERNANDES et al., 2002) e também por ser de fácil manejo, possuir um ciclo curto e proporcionar um rápido retorno econômico (LOPES et al., 2003).

A hidroponia é a ciência que promove o crescimento de plantas sem o uso de solo, em um meio inerte, no qual é adicionada uma solução nutritiva, contendo todos os elementos necessários ao crescimento e desenvolvimento normal das plantas. Uma das técnicas de cultivo mais utilizadas em hidroponia é a técnica do filme de nutrientes (NFT), no qual as plantas são cultivadas com suas raízes contidas dentro de um tubo plástico por onde circula uma solução nutritiva (RESH, 2012).

Os sistemas de cultivo hidropônicos possuem vantagens e desvantagens. Entre os inconvenientes estão o custo inicial elevado e o necessário acompanhamento constante do sistema (BEZERRA NETO & BARRETO, 2012). Por outro lado, são muitas as vantagens da produção hidropônica de alface em relação aos demais sistemas de cultivo, tais como o incremento da produtividade, que no sistema convencional é de 18 toneladas por hectare, enquanto que na hidroponia é de 46

toneladas por hectare (SANTOS, 2012); a redução de 20 dias no ciclo (BOARETTO, 2005); a melhor qualidade do produto; a economia de água; a facilidade de automação; a redução do uso de defensivos; o maior controle da nutrição das plantas; a produção durante o ano todo; a redução no tamanho da área de produção, além do preço de venda mais atrativo (FERNANDES et al., 2002) e rápido retorno econômico, o qual é em média de 2 anos para uma produção mensal de aproximadamente 3800 alfaces (ROVER, BARCELOS-OLIVEIRA & NAGAOKA, 2016).

3.1.3.1 Fases da produção em hidroponia

3.1.3.1.1 SEMEADURA E PRÉ-GERMINAÇÃO

A primeira etapa da produção hidropônica de alface consiste na semeadura, a qual pode ser realizada em espumas fenólicas ou outros tipos de substrato como fibra de coco, os quais são, após a semeadura, acondicionados em uma estufa com temperatura controlada (em torno de 25°C), na qual permanecem durante 1 dia.

3.1.3.1.2 SISTEMA DE PRODUÇÃO DE PLÂNTULAS

Na segunda fase da produção hidropônica os substratos com as sementes são transferidos para um sistema de produção de plântulas, o qual consiste em uma bancada do tipo NFT, com aproximadamente 12% de declividade; um reservatório de solução nutritiva; um sistema de bombeamento desse para a bancada e um tubo de retorno da solução ao reservatório. A condutividade elétrica (CE) nessa fase deve ser mantida em torno de 0,3 decisiemens por metro (dS.m⁻¹).

3.1.3.1.3 INÍCIO DO ESTÁGIO ADULTO

Após 6 dias da fase de produção de plântulas, quando essas apresentam os cotilédones totalmente expandidos, elas são transferidas para outra bancada NFT contendo perfis com orifícios, em cada qual é depositada uma plântula. O espaçamento entre plântulas é de, 14 cm, aproximadamente. A condutividade deve ser mais elevada que na etapa anterior, podendo ficar entre 0,9 dS.m⁻¹ e 1,10 dS.m⁻¹. As alfaces podem permanecer de duas a três semanas nesse sistema, até a emissão

de 4 a 5 folhas verdadeiras, sendo este período variável conforme a cultivar e a época do ano.

3.1.3.1.4 SISTEMA DE PRODUÇÃO FINAL

O sistema de produção final consiste no estágio de plantas adultas. As alfaces são transferidas para a bancada final, que consiste em um sistema semelhante ao anterior, diferindo, porém, quanto ao espaçamento, que é aumentado para 20 cm entre plantas, e quanto à CE que deve ser elevada a $1,75 \text{ dS.m}^{-1}$. As alfaces devem permanecer nesse sistema em torno de 3 semanas, podendo este período variar de acordo com a cultivar e a época do ano.

3.2 O OÍDIO

As doenças conhecidas como oídios são causadas por fungos ascomicetos, da ordem Eysiphales e família Erysiphaceae. São caracterizados pela formação de colônias esbranquiçadas de aspecto pulverulento sobre as superfícies de partes aéreas de vegetais vivos (STADNIK, 2001).

A temperatura ótima para o desenvolvimento dos oídios está entre 22 e 28 °C (PUGLIESSE et al., 2012), sendo prejudicado em ambientes com temperaturas menores que 15°C ou maiores que 30°C (SOGELOVÁ apud LEBEDA & MIESLEROVÁ, 2011). Os conídios do oídio podem germinar entre 5 até 33°C, mas a temperatura máxima para a infecção é de 27°C. A umidade relativa do ar ótima para a germinação dos conídios é de 95 a 98%. Porém, a água livre sobre as folhas inviabiliza os conídios e em caso de exposição prolongada inibe também o crescimento das hifas (SCHNATHORST, 1965).

Os patógenos causadores dos oídios são parasitas biotróficos obrigatórios, o que significa que eles necessitam do hospedeiro vivo para se desenvolverem e se reproduzirem, não apresentando, portanto, fase saprofítica. Por este motivo, a relação entre esses patógenos e a planta hospedeira é considerada altamente evoluída (STADNIK, 2000).

Os oídios podem causar significativas alterações fisiológicas nas plantas, especialmente com relação aos aparatos fotossintéticos. Já foi observado, por exemplo, que folhas de trigo inoculadas com oídio (*Blumeria graminis*) exibiram um

ligeiro aumento da fluorescência mínima da clorofila (F_o) nas áreas infectadas, 1 a 2 dias antes do aparecimento dos sintomas (9 dias após a inoculação), seguido de significativa queda. Esse aumento inicial da concentração de clorofilas pode estar associado à maior necessidade energética das plantas infectadas se comparadas às plantas saudáveis. A posterior queda está relacionada, principalmente, a alterações da incidência de luz solar nas folhas, em virtude da camada de micélio fúngico que fica sobre a superfície foliar, o que pode provocar quedas no rendimento das culturas (KUCKENBERG; TARTACHNYK & NOGA, 2009).

3.2.1 Etiologia

As espécies de oídio já relatadas em *Lactuca sativa* L. são *Podosphaera fusca* (SHIN, JEE & SHIM, 2006); *Golovinomyces orontii* (sinônimo *Erysiphe orontii*) (BRAUN et al., 2019; CABRAL et al., 2019) e *Golovinomyces cichoracearum* (sinônimo *Erysiphe cichoracearum*) (LEBEDA & MIESLEROVÁ, 2011; SIMKO et al., 2014).

A espécie *Podosphaera fusca* tem como principais hospedeiros as plantas da família Cucurbitaceae (STADNIK, KOBORI & BETTIOL, 2001). O micélio é hialino, septado e se desenvolve na face superior e inferior das folhas. Os conidióforos são hialinos não-ramificados, medem de 100 a 240 μm e são compostos por uma célula basal com uma base levemente intumescida e três a nove conídios em cadeia. Os conídios podem ser elipsoides ou doliformes, medindo em torno de 24-34 x 15-22 μm , e apresentam corpos de fibrina (SHIN, JEE & SHIM, 2006).

O micélio de *Golovinomyces orontii* é anfígeno, hialino e septado. Os conidióforos são hialinos, medem de 100,8 a 268,9 μm , possuem células basais cilíndricas e produzem de 2 a 6 conídios em cadeias sinuosas. Os conídios são hialinos, elipsoides a ovoides, medindo em torno de 27,7-35,1 μm x 13-14 μm e não possuem corpos de fibrosina (CABRAL et al., 2019).

O micélio de *G. cichoracearum* é epifítico, hialino e septado. As hifas são mais ou menos retas ou flexíveis. Os conidióforos são hialinos, não-ramificados, medem de 70 a 230 μm e são compostos por uma célula basal seguida por uma a três células. Os conídios podem ser elipsoide-ovoides a cilíndrico-doliformes, medindo 25-45 x 14-22 μm , e não contêm corpos de fibrina (LEBEDA & MIESLEROVÁ, 2011).

A presença ou ausência dos corpos de fibrosina é uma das principais características utilizadas para distinguir os gêneros *Golovinomyces* e *Podosphaera* (Figura 1). A visualização dessas estruturas pode ser feita a partir da adição de solução de hidróxido de potássio (3%) à lâmina com os conídios e posterior visualização em microscópio (STADNIK, KOBORI & BETTIOL, 2001).

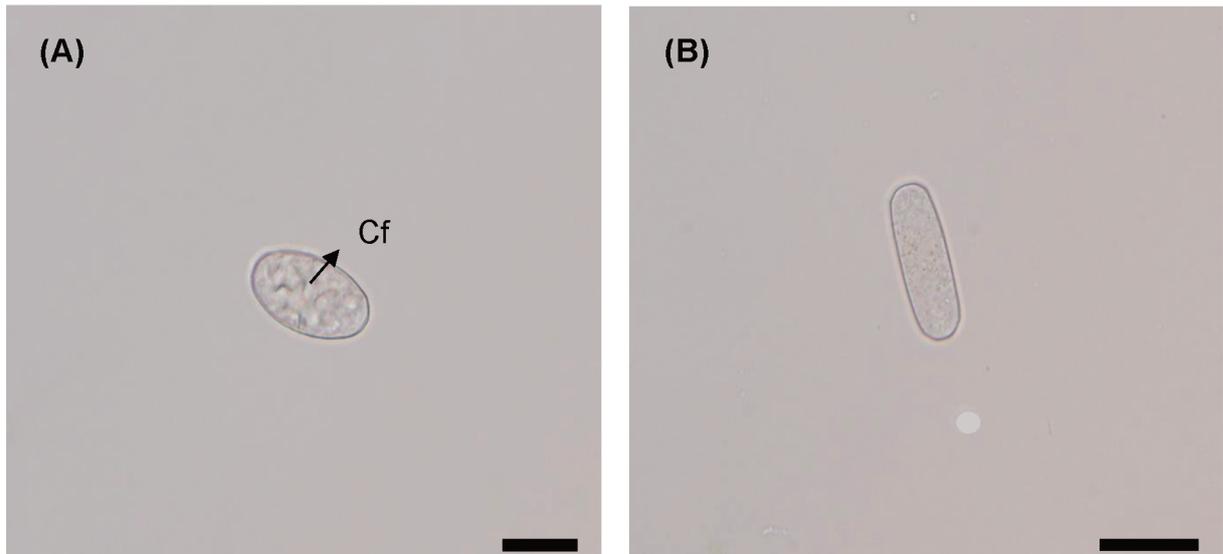


Figura 1. Conídio de *Podosphaera fusca* coletado em folhas de pepino (A) e conídio de *Golovinomyces* sp. coletado em folhas de alface (*Lactuca sativa* L.) cultivar Rubinela (B). Cf: corpos de fibrosina. Fonte: Próprio autor (2020).

3.2.2 Processo infeccioso

As estruturas reprodutivas dos oídios são transportadas através do vento para novos hospedeiros ou outras partes da planta (LEBEDA & MIESLEROVÁ, 2011). Ao caírem sobre a superfície da folha vegetal, os conídios (Figura 2A) podem germinar, formando um tubo germinativo curto ou primário (STADNIK, 2000), que tem o objetivo de ancorar o conídio na superfície foliar (CARVER, 1988 apud STADNIK, 2001). Em seguida o fungo emite o apressório ou tubo germinativo apressorial (Figura 2A), o qual penetra na célula epidérmica. Posteriormente, o fungo emite o haustório no interior da célula (Figura 2B), o qual consiste em um órgão de alimentação especializado responsável por transmitir os nutrientes da célula vegetal para o micélio (STADNIK, 2000). O ciclo de vida assexuado é completado pela formação dos conidióforos (Figura 2C; 2D) e liberação dos conídios, podendo dar início a um novo ciclo infeccioso (SCHULZE-LEFERT & VOGEL, 2000).

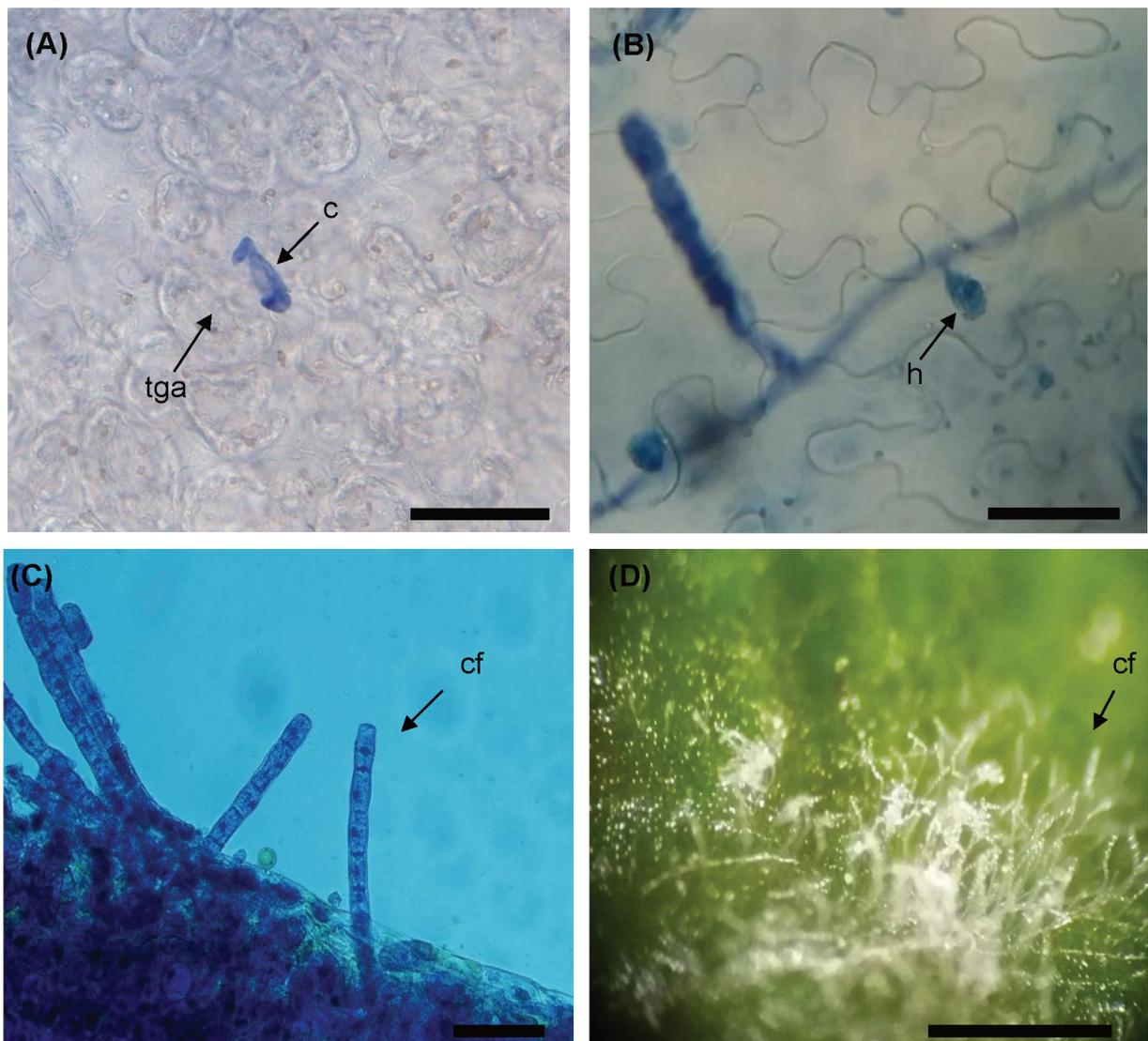


Figura 2. Estruturas de infecção e colonização de *Golovinomyces* sp. em alface (*Lactuca sativa* L.). A: conídio germinando; B: haustório no interior da célula vegetal; C: conidióforos e D: micélio fúngico e conidióforos na superfície foliar de alface. c: conídio; tga: tubo germinativo apressorial; h:haustório; cf: conidióforo. Barra: A, B, C=50 μ m; D= 0,25 cm. Fonte: Próprio autor (2019).

3.2.3 Controle

No Brasil, os produtos registrados para o controle de oídio possuem, em sua maioria, ingredientes ativos pertencentes ao grupo dos triazóis, ou estes em associação com outros como benzimidazóis, carboxamidas ou estrobilurinas; à exceção de um único produto à base de morfolinás. No entanto, esses fungicidas estão registrados somente para a aplicação em outras culturas, não havendo produtos indicados para o controle de oídio em alface (AGROFIT, 2020). Alguns compostos têm sido muito utilizados contra o oídio da alface, como o enxofre, o extrato de óleo de nim

e o extrato de *Reynoutria sachaliensis*, porém eles funcionam mais como uma medida protetiva que curativa (LEBEDA & MIESLEROVÁ, 2011).

3. BIOESTIMULANTES

Bioestimulante é qualquer substância ou microrganismo a ser aplicado em plantas com o objetivo de melhorar sua eficiência nutricional; tolerância a estresse de origem abiótica e/ou a qualidade da cultura, independentemente da quantidade de nutrientes do produto. Os bioestimulantes podem ter constituintes diversos, dentre eles ácidos húmicos e fúlvicos; proteínas hidrolisadas e outros compostos nitrogenados como os aminoácidos; extratos botânicos e de algas; quitosana e outros biopolímeros; compostos inorgânicos e/ou fungos e bactérias benéficas (DU JARDIN, 2015).

Os bioestimulantes são mais usualmente aplicados via foliar e a absorção se dá, principalmente, por difusão através da cutícula e também através dos estômatos. Esse processo é dependente das propriedades físico-químicas dos componentes de cada produto, como sua lipofilia e tamanho das moléculas que compõem o bioestimulante (PECHA et al., 2012).

Os modos de ação no interior do vegetal, com exceção de alguns bioestimulantes, permanece em grande parte desconhecido. Isso se deve principalmente à natureza heterogênea das matérias-primas utilizadas na produção e às misturas de componentes, dificultando muito a identificação exata do elemento(s) responsável(is) pela atividade biológica e a determinação do(s) modo(s) de ação envolvido(s) (PARADIKOVIĆ, et al., 2011).

Devido a sua característica sistêmica, os bioestimulantes podem ativar diversos sítios em diferentes locais no interior da planta (PECHA et al., 2011), interferindo na cascata de sinais e ativando ou desativando rotas diversas, o que resulta em efeitos fisiológicos positivos na planta. Dentre os principais efeitos na fisiologia vegetal já elucidados estão o aumento da atividade das enzimas de assimilação de nitrogênio, como a nitrato redutase, e o aumento da atividade de H⁺ ATPase das membranas plasmáticas das células radiculares, conferindo um acréscimo na permeabilidade das membranas e, conseqüentemente, melhor absorção de nutrientes (HALPERN et al., 2015).

No Brasil, muitos produtos com supostos efeitos bioestimulantes são registrados como fertilizantes, visto que o registro para esses é mais facilitado no país. Isto pode ser feito para produtos que contenham, comprovadamente, certa composição de nutrientes, como é o caso do Biostimul[®] (Dominisolo, Londrina). Esse possui 1% de nitrogênio orgânico, o que permite seu registro no Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) como fertilizante orgânico composto classe “A”, definido pela Instrução Normativa SDA/MAPA 25/2009 como: “fertilizante orgânico que, em sua produção, utiliza matéria-prima de origem vegetal, animal ou de processamentos da agroindústria, onde não sejam utilizados, no processo, metais pesados tóxicos, elementos ou compostos orgânicos sintéticos potencialmente tóxicos, resultando em produto de utilização segura na agricultura” (BRASIL, 2019). O Biostimul[®] está registrado para a aplicação foliar e fertirrigação em soja, arroz, feijão, milho, cana, citros, batata, maçã, trigo e café.

3.3.1 Bioestimulantes com extratos de algas

Na agricultura antiga a utilização de algas frescas como fonte de matéria orgânica ou fertilizante já foi muito utilizada. Atualmente, têm sido empregado o uso de extratos algais, os quais têm demonstrado também seu potencial bioestimulante, o que vem contribuindo para a expansão da comercialização de produtos à base de algas (CRAIGIE, 2011).

Os compostos provenientes de algas possuem um grande potencial para incrementar o crescimento das plantas e também para conferir resistência a estresses de origem biótica e abiótica. Os diversos polissacarídeos algais podem ativar múltiplos mecanismos de defesa nas plantas contra um amplo espectro de patógenos, incluindo bactérias, fungos e vírus (STADNIK & DE FREITAS, 2014).

Os polissacarídeos são macromoléculas naturais ou biopolímeros formados pela união de unidades monossacarídeos (COX & NELSON, 2008), sendo que os mais estudados para a proteção de plantas são as fucanas, as laminaranas, as ulvanas e as carragenanas. As fucanas são encontradas nas paredes celulares de algas marrons e estão presentes em vários fertilizantes, sendo responsáveis por grandes benefícios na fisiologia das plantas. As laminaranas, são extraídas de algas marrons como a *Laminaria digitata* e são os principais polissacarídeos de algas no mercado fitossanitário. As ulvanas, por sua vez, provém de algas verdes pertencentes ao

gênero *Ulva* (STADNIK & DE FREITAS, 2014). As carragenanas, por sua vez, são, em sua maioria, extraídas das algas vermelhas, as quais pertencem ao filo Rodophyta. Dentre essas, a espécie *Kappaphycus alvarezii*, originária das Filipinas, que foi introduzida recentemente no Brasil, inclusive em Santa Catarina, se destaca entre as mais utilizadas comercialmente (HAYASHI et al., 2011).

As carragenanas constituem polissacarídeos lineares compostos por dímeros de α -1,4-D-galactose, os quais são ligados por ligações alternadas de α -1,3 e β -1,4 e substituídos por um (grupos κ -carragenana), dois (ι -carragenana) ou três (λ -carragenana) éster sulfato em cada unidade de repetição de digalactose (SANGHA et al., 2010).

A aplicação de compostos algais contendo carragenanas têm a capacidade de induzir a resistência genética vegetal contra certas doenças, atuando em múltiplas respostas bioquímicas e de defesa molecular da planta. O tratamento de plantas de tabaco com as carragenanas kappa, lambda e iota, por exemplo, reduziu o diâmetro das lesões causadas por *Botrytis cinerea* em 55, 76 e 82%, respectivamente. Os mesmos tratamentos causaram um decréscimo de 74, 77 e 83%, respectivamente, no diâmetro das lesões de *Pectobacterium carotovorum*, também em plantas de tabaco (VERA et al., 2012).

Além dos polissacarídeos, há, ainda, outros constituintes de algas marinhas que contribuem para a promoção do crescimento vegetal incluindo micro e macronutrientes, esteróis e compostos contendo N, como betaínas (KHAN et al., 2009). Embora os níveis de fitormônios presentes nos extratos de algas marinhas seja insuficiente para causar efeitos significativos nas plantas, há evidências de que alguns desses componentes possuem a capacidade de modular vias inatas para a biossíntese dos hormônios da planta (WALLY et al., 2013), os quais podem promover o desenvolvimento dessa.

3.3.2 Bioestimulantes com aminoácidos

Os aminoácidos são moléculas orgânicas que contêm nitrogênio, carbono, hidrogênio e oxigênio, além de uma cadeia orgânica lateral (TAIZ & ZEIGER, 2013). Juntamente com as amidas, eles representam, na maioria das plantas, a principal forma de transporte de nitrogênio orgânico, e sua aplicação na planta permite que os

mesmos sejam utilizados diretamente para a síntese proteica e de outros compostos nitrogenados essenciais (RENTSCH, SCHMIDT & TEGETER, 2007). Além disso, os aminoácidos podem desempenhar um papel relevante como compostos de sinalização. Receptores específicos nas membranas celulares interagem com eles para a transdução de sinais, levando a diversas alterações morfofisiológicas e bioquímicas nas plantas (RYAN et al., 2002), incluindo a modulação da absorção e assimilação de N, a ação de sinalização na aquisição de N pelas raízes e a regulação de atividades hormonais (CALVO, NELSON & KLOEPPER, 2014).

Outros efeitos também são relatados para alguns aminoácidos específicos, como a prolina, que pode exercer atividade quelante, complexando metais pesados e protegendo a planta contra a ação danosa desses, além de contribuir para a mobilidade e a absorção de micronutrientes (COLLA et al., 2014). Além disso, alguns aminoácidos atuam diretamente nas rotas do sistema antioxidante, reduzindo os radicais livres e, em consequência, os efeitos negativos causados pelo estresse (TEIXEIRA, 2017).

Muitos estudos têm demonstrado efeitos positivos da aplicação de aminoácidos no rendimento de diversas culturas, dentre elas a alface, especialmente em condições de estresse. A aplicação foliar e radicular de Trainer[®], por exemplo, o qual possui 27% de aminoácidos, em cultivo de alface convencional, resultou no incremento da massa seca da parte aérea e das raízes, o qual foi associado a um acréscimo na eficiência fotossintética das plantas em condições de elevada salinidade (25 mM de NaCl), o que não foi observado na ausência do estresse salino (LUCINI et al., 2015). Em experimento com rúcula hidropônica, no qual foi avaliado o efeito da pulverização semanal de 0,5 e 1,0 mL.L⁻¹ de Biostimul[®], em condições de estresse térmico, ambas as doses proporcionaram um incremento da massa fresca e seca das raízes em comparação com a testemunha. Porém, com relação à massa fresca e seca da parte aérea, comprimento das raízes e altura das plantas não se observou diferença significativa entre os tratamentos (ROVER; BARCELOS-OLIVEIRA & COUTINHO, 2018). Em condições não estressantes, porém, o efeito dos bioestimulantes pode ser reduzido ou não ocorrer. A aplicação de Amino 16[®], por exemplo, um produto contendo 11,3% de aminoácidos, em cultivo convencional de alface, não exerceu qualquer influência sobre a massa fresca da parte aérea e das raízes, apesar de ter incrementado a atividade antioxidante e a uniformidade das plantas (TSOUVALTZIS, KOUKOUNARAS & SIOMOS, 2014).

4. MATERIAIS E MÉTODOS

4.1 CONDIÇÕES EXPERIMENTAIS

Foram realizados quatro experimentos, sendo dois entre setembro e outubro e outros dois entre outubro e novembro. Os dois primeiros foram desenvolvidos sem a inoculação das plantas, procedendo-se a avaliação das variáveis relativas ao crescimento, rendimento, respostas fisiológicas da alface e severidade de oídio. Nos demais foi realizada a inoculação de *Golovinomyces* sp. nas alfaces e posterior avaliação da doença e das demais variáveis.

Os experimentos foram conduzidos no Centro de Ciências Agrárias, na Universidade Federal de Santa Catarina, em Florianópolis - SC (Latitude 27°34'58" Sul e Longitude 48°30'20" Oeste). As etapas de cultivo e análises ao longo deste foram executadas nas dependências do Laboratório de Hidroponia (LABHIDRO), do Departamento de Engenharia Rural e as análises aos 50 dias após a semeadura foram realizadas no Laboratório de Fitopatologia (LABFITOP), do Departamento de Fitotecnia.

A umidade relativa (UR) do ar média registrada para todo o período dos experimentos sem a inoculação foi igual a 71% ($\pm 34\%$) e a temperatura média foi de 30°C (± 10 °C). Para os experimentos com inoculação, a UR média de todo o período foi de 74% ($\pm 40\%$) e a média da temperatura foi de 33°C (± 9 °C). Estes dados meteorológicos foram coletados através do sensor Datalogger Modelo HT-70 Instrutherm.

Foram utilizadas sementes peletizadas de alface crespa Rubinela, comercializadas pela empresa Feltrin. Essa cultivar é caracterizada por coloração foliar vermelha, crocância e resistência ao míldio. No Brasil, ela pode ser cultivada em qualquer época do ano e atinge o ponto de colheita entre 30 a 45 dias após o transplante em sistema de cultivo convencional (FELTRIN, 2019).

A semeadura foi realizada em espuma fenólica, a qual permaneceu, anteriormente, imersa em água com carbonato de sódio (Na_2CO_3) na concentração 0,6 g.L⁻¹, durante 15 horas (h) para neutralizar seu potencial de hidrogênio (pH). Após este período a espuma foi enxaguada e em cada célula (2,5 cm de comprimento x 2,5 cm de largura x 2 cm de altura) foi adicionada uma semente, a uma profundidade de 1 cm. Foram semeadas 25% a mais de sementes em relação ao total a ser

transplantado com o objetivo de viabilizar a seleção de plantas homogêneas entre si. Foi depositada uma semente por célula da espuma fenólica, totalizando 60 sementes, e, posteriormente, esta foi irrigada com o auxílio de um borrifador e acondicionada em uma estufa de germinação a uma temperatura média de 25°C, controlada por um termostato.

Após 1 dia na estufa de germinação a espuma, com as sementes já germinadas, foi transferida para um sistema de produção de plântulas em ambiente fechado, o qual consiste em uma bancada do tipo NFT, com 12% de declividade, composta por 2 perfis de polipropileno de 1,05 m (C) x 0,12 m (L) x 0,06 m (A), distanciados 0,02 m entre si; um reservatório de 15 L de solução nutritiva; um sistema de bombeamento dessa para cada perfil e um tubo de retorno da solução ao reservatório. As plântulas foram expostas a um fotoperíodo de 11 horas e radiação média de $400 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^2\cdot\text{s}^{-1}$, fornecida através de duas lâmpadas tipo diodo emissor de luz (LED) sobre os perfis, distanciadas 0,1 m das plântulas e 0,02 m entre si. Utilizou-se a solução nutritiva adaptada de Furlani et al., (1999), de acordo com Barcelos-Oliveira (2008), com condutividade elétrica (CE) igual a 0,3 decisiemens por metro ($\text{dS}\cdot\text{m}^{-1}$), sendo esta corrigida diariamente. Foi utilizada uma bomba submersa com potência de 7 W, resultando em uma vazão de 1,0 L de solução por minuto em cada perfil. O tempo de circulação da solução foi controlado através de um temporizador digital, intercalando 3 min de fluxo e 90 min de intervalo durante o dia (8 às 18 h) e 5 min de fluxo e 200 min de intervalo durante a noite (18 às 8 h).

Após sete dias da sementeira, foram selecionadas as 48 plântulas com maior uniformidade entre si e essas foram transplantadas para o sistema NFT do início do estágio adulto, localizado em uma casa de vegetação, no qual permaneceram durante 21 dias. A casa de vegetação é do tipo arco, de 3 x 3 m; 1,4 m de pé-direito lateral, com estrutura de aço galvanizado a fogo, tela branca 50% nas laterais e cobertura de filme de polietileno de baixa densidade tipo difusor transparente de 125 micras de espessura e tratamento ultravioleta (UV). O sistema NFT utilizado possui 8% de declividade, com 13 perfis de polipropileno de 1,42 m (C) x 0,05 m (L) x 0,03 m de altura cada, dispostos lado a lado a uma distância de 0,02 m entre si; um reservatório de 60 L de solução nutritiva; um sistema de bombeamento desse para cada perfil e um tubo de 50 mm de retorno da solução para o reservatório. Os orifícios dos perfis possuem 0,04 m de diâmetro, em cada qual foi depositada uma alface. A distância entre os centros dos orifícios é de 14 cm, resultando em igual distância entre plantas.

A formulação da solução nutritiva utilizada foi igual a empregada no sistema de produção de plântulas, diferindo apenas quanto à CE, sendo esta igual a $0,9 \text{ dS}\cdot\text{m}^{-1}$ nos primeiros três dias e, posteriormente, alterada para $1,10 \text{ dS}\cdot\text{m}^{-1}$. Foi utilizada uma bomba submersa de 16,5 W de potência, a qual proporcionou uma vazão média de 1,0 L de solução por minuto em cada perfil. A circulação da solução foi controlada por meio de um temporizador digital, intercalando 5 min com fluxo e 12 sem fluxo durante o dia e 4 min com fluxo e 120 sem fluxo durante a noite.

O sistema de produção final teve início aos 27 DAS. As alfaces foram, então, transplantadas para a bancada final, localizada em uma casa de vegetação do tipo arco, de 10 m de largura, 30 m de comprimento e 5 m de pé-direito. A estrutura é de aço galvanizado a fogo, com tela branca 50% nas laterais e filme de polietileno de baixa densidade tipo difusor transparente de 125 micras de espessura com tratamento UV na cobertura e nas partes frontal e posterior. A bancada final é do tipo NFT, com 5% de declividade e oito perfis de polipropileno de 5,8 m (C) x 0,75 m (L) x 0,40 m (A). Os orifícios dos perfis possuem 0,045 m de diâmetro, em cada qual foi depositada uma alface. A distância entre orifícios é de 20 cm, resultando em igual distância entre plantas. Ela possui também um reservatório de 200 L de solução nutritiva, um sistema de bombeamento dessa para cada perfil e um tubo de retorno da solução para o reservatório. A bomba utilizada possui 16,5 W de potência e proporcionou uma vazão média de 1,0 L de solução/min/perfil. A circulação da solução nutritiva foi controlada por meio de um temporizador digital, intercalando 5 min de circulação x 15 min de pausa durante o dia; e 5 min de circulação x 120 de pausa durante a noite. A CE da solução nutritiva foi ajustada diariamente para $1,75 \text{ dS}\cdot\text{m}^{-1}$.

4.2 TRATAMENTOS

Os tratamentos consistiram da aplicação de Biostimul® (Dominisolo, Londrina), o qual possui a seguinte composição em porcentagem: extrato de *Kappaphycus alvarezii* (12%, dos quais 50% são k-carragenana) e aminoácidos (glicina (6,62); prolina (3,81); alanina (2,46); ácido glutâmico (2,80); ácido aspártico (1,70); arginina (2,25); serina (0,94); leucina (0,75); lisina (1,05); valina (0,62); treonina (0,51); fenilalanina (0,52); isoleucina (0,41); tirosina (0,12) e histidina (0,18). O produto foi aplicado semanalmente, via pulverização, nas concentrações 0; 0,1; 0,2; 0,4; 0,8 e 1,6 mL.L⁻¹.

O produto foi diluído em água destilada e esterilizada com 0,01% de espalhante adesivo Silwet L-77*Ag[®]. Os tratamentos foram realizados aos 7,14, 21, 28, 35, 42 e 49 dias após a semeadura (DAS), entre 8 e 9 h do período matutino, com o auxílio de uma pistola pulverizadora elétrica (350 W), ajustada para a vazão de 10 mL.s⁻¹. Foi utilizada uma caixa com cobertura plástica para isolar a planta na qual estava sendo feita a aplicação, e evitar, assim, a deriva do produto para plantas de outros tratamentos. Utilizou-se também um contentor plástico para cobrir o orifício do perfil no qual estavam inseridas as alfaces e evitar, desse modo, a mistura do produto à solução nutritiva. A pulverização se deu de forma a abranger todas as folhas o mais uniformemente possível, sem atingir o ponto de escoamento. O volume de calda aplicado foi, aproximadamente, de 2; 5; 10; 15; 25 e 30 mL por planta aos 7,14, 21, 28, 35, 42 e 49 DAS, respectivamente.

4.3 INOCULAÇÃO

O inóculo de oídio foi obtido de seis alfaces americanas hidropônicas provenientes da estufa de hidroponia, localizada na Universidade do Sul de Santa Catarina (UNISUL), no Campus de Tubarão. O fungo foi identificado como pertencente ao gênero *Golovinomyces* devido à ausência de corpos de fibrosina (Figura 1 B), conforme descrito por Stadnik, Kobori & Bettiol (2001).

A inoculação das alfaces (somente para os últimos dois experimentos) foi realizada aos 24 DAS, quando todas as plantas apresentavam 4 folhas. Foram dispostas lateralmente ao experimento seis alfaces (três em cada lado) altamente infectadas com oídio de forma a simular uma inoculação semelhante à natural. Para acelerar o processo de inoculação foram mantidos ligados dois ventiladores nas laterais da bancada do experimento; a, aproximadamente, 1 m de distância das alfaces com oídio, durante 24 h.

4.4 AVALIAÇÕES

4.4.1 Avaliação do crescimento e rendimento

O número de folhas foi aferido a cada dois dias após a emissão da primeira folha (11 DAS). Para tanto foram consideradas somente as folhas totalmente expandidas.

A mensuração da altura foi feita a partir da inserção da primeira folha até o ápice da parte aérea com o auxílio de uma escala milimetrada, aos 38; 41; 44; 47 e 50 DAS.

Aos 50 dias após a semeadura (DAS) foram avaliados massa fresca e seca da parte aérea e das raízes; comprimento e volume das raízes; altura, diâmetro e número de folhas das alfaces. O corte para separar a parte aérea do sistema radicular foi feito rente à espuma fenólica, onde tem início a emissão das raízes.

A massa fresca da parte aérea e das raízes foi determinada em balança de precisão.

A secagem das plantas para a determinação das massas secas foi realizada em estufa de ar forçado, a 65°C, durante 72 h. Após o total esfriamento das amostras, procedeu-se a pesagem em balança de precisão.

O comprimento das raízes foi aferido com o auxílio de uma escala milimetrada.

A avaliação do volume das raízes foi feita por meio da imersão dessas em um frasco milimetrado com um volume conhecido de água, sendo o volume das raízes obtido a partir da diferença entre o volume final (com raízes) e o volume inicial (sem raízes).

Para a medição do diâmetro da parte aérea, foram dispostas duas escalas milimetradas, perpendicularmente uma à outra, sobre uma superfície lisa e, entre essas foi posicionada a alface. Obteve-se, assim, duas medidas, sendo considerada a média dessas como o diâmetro.

4.4.2 Análises de pigmentos fotossintéticos

4.4.2.1 Índice SPAD

Foram realizadas leituras do índice SPAD aos 38; 41; 44; 47 e 50 DAS, utilizando o aparelho portátil SPAD (Soil Plant Analyses Development, 502-Plus, Minolta Camera Co., Ltd., Japão). Foram feitas duas medições (uma em cada lado delimitado pela nervura principal) nas 6^a folhas, a aproximadamente 4 cm do centro e 2 cm da borda foliar (adaptado de CANTRELL & LINDERMAN, 2001).

4.4.2.2 Concentração de clorofilas *a*, *b*, total e carotenoides

O teor de clorofila *a* (Cl *a*), clorofila *b* (Cl *b*), clorofila total (Cl total) e carotenoides (Car) foram determinados de acordo com Richardson, Duigan & Berlyn (2002), com adaptações. Foram pré-aquecidos 7 mL de dimetilsulfóxido (DMSO) a 65°C, em banho-maria, durante 10 minutos (min). Foram, então, extraídos dois discos de 1 cm² de cada lado das 7^a folhas emitidas, a aproximadamente 4 cm da nervura central e 2 cm da borda superior da folha. Cada amostra foi constituída, portanto, de quatro discos (em torno de 100 mg), sendo cada qual adicionada ao DMSO pré-aquecido. Após este procedimento, as amostras permaneceram em banho-maria durante 30 min, a 65°C. Posteriormente, elas foram retiradas do banho-maria e o volume foi completado com DMSO para 10 mL. Foram, então, retiradas alíquotas de 300 µL para a posterior leitura da absorbância em espectrofotômetro com leitor de placas nos comprimentos de onda 480, 645 e 663 nanômetros (nm). O espectrofotômetro com leitor de microplacas foi calibrado para a absorbância zero utilizando DMSO puro. Os valores das absorbâncias das amostras foram, então, decrescidos do valor obtido para o branco. A concentração de pigmentos foi calculada a partir das fórmulas (1, 2, 3 e 4).

$$\text{Cl } a \text{ (mg.g}^{-1}\text{)} = (12,7 A_{663} - 2,69 A_{645}) V/1000 M \quad (1)$$

$$\text{Cl } b \text{ (mg.g}^{-1}\text{)} = (22,9 A_{645} - 4,68 A_{663}) V/1000 M \quad (2)$$

$$\text{Cl total (mg.g}^{-1}\text{)} = \text{Cl } a + \text{Cl } b \quad (3)$$

$$\text{Car (mg.g}^{-1}\text{)} = (1000 A_{480} - 2,14 \text{Cl } a - 70,16 \text{Cl } b) /220 (V/1000 M) \quad (4)$$

em que, *V* representa o volume (mL) e *M* representa a massa da amostra (g).

4.4.3 Antocianinas

As antocianinas (Ant) foram determinadas conforme Baslam, Garmendia & Goicoechea (2012), com algumas adaptações. Foram coletados dois discos de 1 cm² da 6^a folha emitida, a uma distância aproximada de 2 cm da nervura principal e 4 cm da borda foliar inferior, sendo que cada disco constituiu uma amostra. As amostras foram homogeneizadas em 1 mL de metanol acidificado (2,27 mL de HCl 37% + 97,73 mL de metanol) e mantidas a 4 °C, durante 18 h, na ausência de luz para evitar a

degradação das clorofilas, cujos produtos podem interferir na absorção das antocianinas. Foram adicionados 665 µL de água destilada e, em seguida; 1,6 mL de clorofórmio. Procedeu-se a centrifugação a 3500 rotações por min (RPM) durante 15 min. A amostra para a calibração (branco) foi preparada da mesma forma que as demais, porém, sem o disco foliar. Foram coletados 300 µL do sobrenadante de cada amostra e do branco e adicionados a uma microplaca para a posterior análise em espectrofotômetro com leitor de placas nos comprimentos de onda 530 e 657 nm. Os valores das absorbâncias das amostras foram, então, decrescidos do valor obtido para o branco. A quantidade de antocianinas foi calculada a partir da fórmula (5).

$$\text{Ant (mg/g)} = (A_{530} - 0,25A_{657}) V/1000 M \quad (5)$$

em que, V representa o volume (mL) e M representa a massa da amostra (g).

4.4.4 Avaliação da doença

4.4.4.1 Avaliação da severidade

A análise da severidade da doença teve início assim que observado o primeiro sintoma dessa em qualquer planta, sendo repetida a cada quatro dias até os 50 dias após a semeadura. A avaliação foi realizada em todas as folhas com base na escala diagramática (Figura 3).

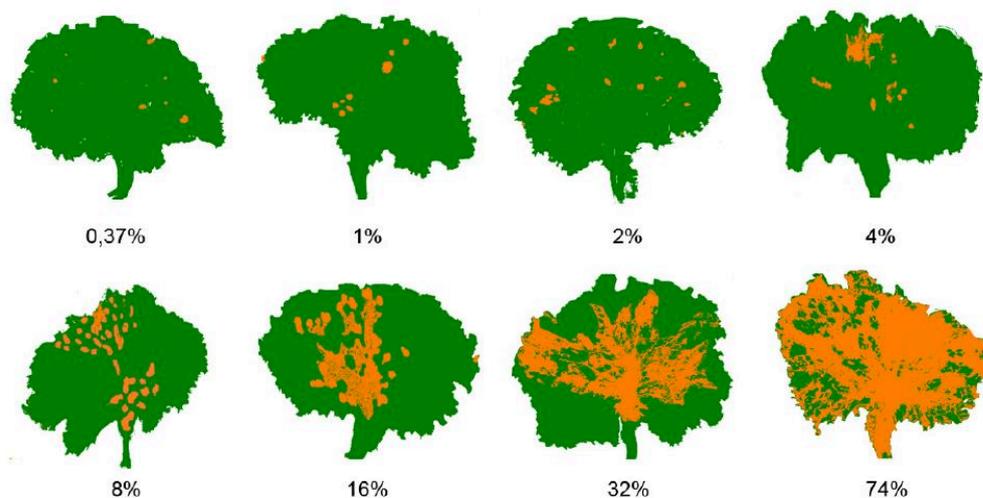


Figura 3. Escala diagramática da severidade de oídio em alface (Camara et al., 2018).

4.4.4.2 Avaliação do número e diâmetro das colônias

Aos 50 DAS, foram coletados, aleatoriamente, 4 discos de 1 cm² das 7^a folhas emitidas. Foi, então, contabilizado o número de colônias por disco e, com o auxílio de uma escala milimetrada, em um microscópio estereoscópico, foi mensurado o diâmetro de cada colônia dos discos.

4.4.4.3 Avaliação da taxa de esporulação

A taxa de esporulação foi determinada através do método de Stadnik, Bettiol & Saito (2003), com algumas modificações. Para tal, foram utilizados os mesmos discos da avaliação do número e diâmetro das colônias. Foram adicionados 2 mL de água destilada contendo 0,01% de espalhante adesivo Tween[®] 20 em tubos plásticos de 50 mL, em cada qual foi depositado um disco foliar, de forma a este ficar sobrenadante. Os tubos foram acondicionados em uma câmara de germinação a 24°C (± 2 °C), 12 h de fotoperíodo e radiação média de 180 $\mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$ proporcionada por lâmpadas fluorescentes (Philips TLD 32 W, 64 KS). Após este período, os frascos foram centrifugados a 3500 RPM, durante 2 min. Imediatamente antes de cada contagem de conídios, cada tubo passou por um agitador a 3800 RPM, durante 15 s. Então, com o auxílio de uma pipeta, foi retirada uma alíquota de 10 μL e adicionada a uma câmara de Neubauer para a posterior contagem da concentração de conídios do quadrante mais interno (C) da câmara, em microscópio óptico.

4.5 DELINEAMENTO EXPERIMENTAL E ANÁLISE ESTATÍSTICA

Os experimentos foram conduzidos em delineamento inteiramente casualizado. Foram utilizadas oito plantas por tratamento, sendo quatro delas para as avaliações relativas ao rendimento e à doença e as outras quatro para a doença e as demais análises, totalizando, portanto, quatro repetições por tratamento, sendo cada repetição representada por uma planta.

Após a coleta dos dados, foi verificada a homogeneidade das variâncias através do teste de Cochran. Foi realizada a análise de variância fatorial com interação entre os experimentos. Quando observada a ausência de interação significativa entre eles, os dados foram combinados e submetidos à análise de regressão ($p \leq 0.05$). Quando

observada a interação significativa, foi realizada a análise de regressão individual para cada experimento. As análises estatísticas foram realizadas por meio do software estatístico Sisvar 5.6.

5. RESULTADOS

5.1 CRESCIMENTO E RENDIMENTO

O crescimento em altura das plantas não foi afetado pela aplicação foliar de Biostimul[®] (Tabela 1) ou pela doença (Apêndice A). A média da altura de todas as plantas entre os dias 38 e 50 após a semeadura aumentou de 11,3 para 19,8 cm, resultando em uma taxa de crescimento igual a 0,7 cm.dia⁻¹ (Figura 4).

Tabela 1. Altura de alfaces (*Lactuca sativa* L.) cv. Rubinela, cultivadas em hidroponia e pulverizadas semanalmente com diferentes concentrações de Biostimul[®], com início 7 dias após a semeadura.

Dias após semeadura	Concentrações de p.c (mL.L ⁻¹)						
	0	0,1	0,2	0,4	0,8	1,6	
Altura (cm)							
38	11,3±0,8	11,4±0,7	11,2±0,7	11,4±0,7	11,1±0,6	11,3±0,4	NS
41	13,3±0,7	13,3±0,8	13,0±0,7	13,3±0,7	13,0±0,7	13,4±0,5	NS
44	15,2±0,8	15,1±0,7	14,9±0,7	15,1±0,9	15,0±0,7	15,2±0,6	NS
47	17,1±0,7	17,0±0,7	16,8±0,7	17,0±0,7	16,9±0,8	17,3±0,5	NS
50	19,8±0,7	19,7±0,7	19,6±0,7	19,8±0,7	19,6±0,7	20,2±0,5	NS

Os valores correspondem à média de plantas infectadas e não infectadas com *Golovinomyces* sp. NS indica diferença não significativa entre as concentrações de acordo com a análise de regressão ($p \leq 0,05$). p.c: produto comercial.

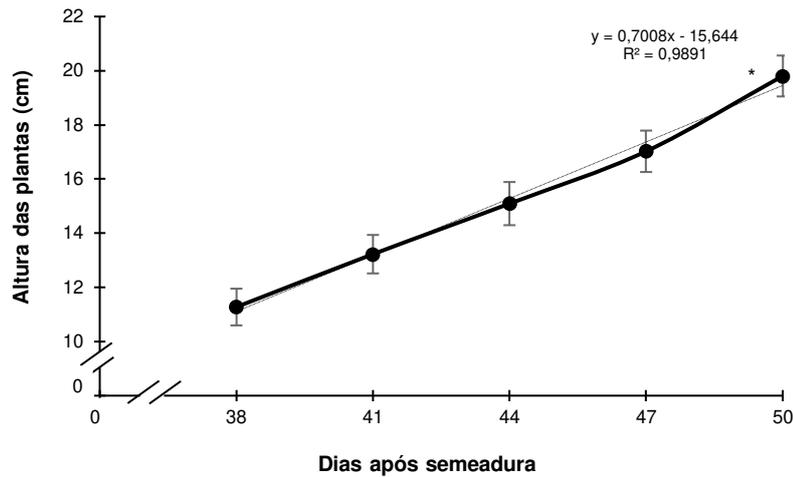


Figura 4. Altura de alfaces (*Lactuca sativa* L.) cv. Rubinela, cultivadas em hidroponia. Foram considerados como repetições os valores de todos os tratamentos, de plantas infectadas e não infectadas com *Golovinomyces* sp. * Indica diferença significativa pela análise de regressão ($p \leq 0,05$). Barras representam o desvio padrão da média.

O número de folhas não foi afetado pelo tratamento (Tabela 2) ou pela doença (Apêndice B), variando a média de todas as plantas de 10 a 18 folhas, entre os dias 38 e 50 após a semeadura. Nesse período foi emitida em torno de uma folha a cada 1,5 dias (Figura 5).

Tabela 2. Número de folhas de alfaces (*Lactuca sativa* L.) cv. Rubinela, cultivadas em hidroponia e pulverizadas semanalmente com diferentes concentrações de Biostimul[®], com início 7 dias após a semeadura.

Dias após semeadura	Concentrações de p.c (mL.L ⁻¹)						
	0	0,1	0,2	0,4	0,8	1,6	
	Número de folhas						
38	10,0±1,0	10,0±1,0	10,0±1,0	11,0±1,0	10,0±1,0	11,0±1,0	NS
41	11,0±1,0	12,0±1,0	11,0±1,0	12,0±1,0	11,0±1,0	12,0±0,0	NS
44	13,0±1,0	14,0±1,0	13,0±1,0	14,0±1,0	13,0±1,0	14,0±1,0	NS
47	15,0±1,0	16,0±1,0	15,0±1,0	16,0±1,0	15,0±1,0	16,0±1,0	NS
50	17,0±1,0	18,0±1,0	17,0±1,0	18,0±1,0	17,0±1,0	18,0±1,0	NS

Os valores correspondem à média de plantas infectadas e não infectadas com *Golovinomyces* sp. NS indica diferença não significativa entre as concentrações de acordo com a análise de regressão ($p \leq 0,05$). p.c: produto comercial.

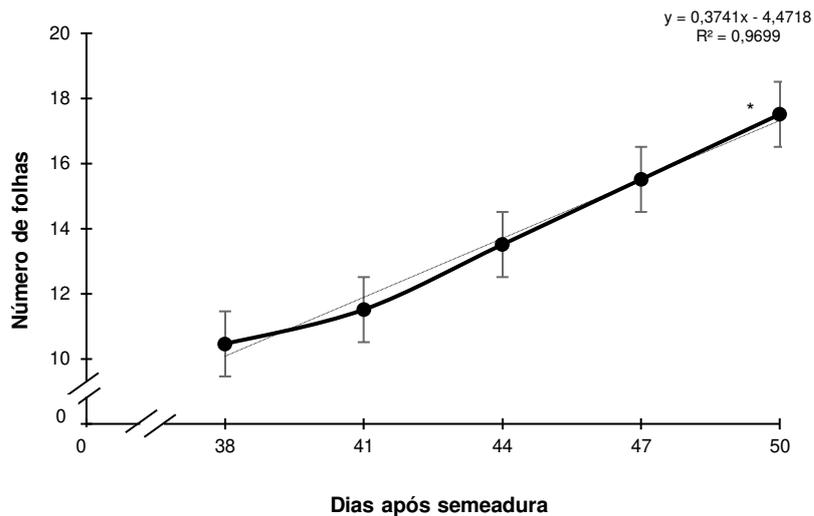


Figura 5. Número de folhas de alfaces (*Lactuca sativa* L.) cv. Rubinela, cultivadas em hidroponia. Foram considerados como repetições os valores de todos os tratamentos, de plantas infectadas e não infectadas com *Golovinomyces* sp. * Indica diferença significativa pela análise de regressão ($p \leq 0,05$). Barras representam o desvio padrão da média.

As variáveis massa fresca e seca da parte aérea e das raízes; comprimento e volume das raízes; altura, diâmetro da parte aérea e número de folhas das alfaces aos 50 DAS não foram influenciadas pelo tratamento (Tabela 3). Essas variáveis também não foram afetadas pela doença, não sendo observadas diferenças significativas entre plantas infectadas e não infectadas aos 50 dias após a semeadura segundo o Teste t ($p \leq 0,05$), conforme Apêndice G.

Tabela 3. Massa fresca da parte aérea (MFPA), massa seca da parte aérea (MSPA), massa fresca da raiz (MFR), massa seca da raiz (MSR), comprimento da raiz (CR), volume da raiz (VR), altura (A), diâmetro da parte aérea (D) e número de folhas (NF) de alfaces (*Lactuca sativa* L.) cv. Rubinela, aos 50 dias após semeadura (DAS), sob cultivo hidropônico, pulverizadas semanalmente com diferentes concentrações de Biostimul[®], com início aos 7 dias após a semeadura.

Variáveis de crescimento e rendimento	Concentrações de p.c [®] (mL.L ⁻¹)						
	0	0,1	0,2	0,4	0,8	1,6	
MFPA (g)	158,7±9,1	161,6±9,9	155,1±12,9	159,0±13,5	153,7±8,4	155,8±14,3	NS
MSPA (g)	7,1±0,5	7,1±0,5	6,8±0,7	6,8±0,7	6,7±0,4	6,8±0,7	NS
MFR (g)	28,1±1,7	28,7±1,6	27,4±2,2	28,1±2,3	27,2±1,5	27,6±2,4	NS
MSR (g)	1,8±0,1	1,9±0,1	1,8±0,1	1,8±0,2	1,8±0,1	1,8±0,2	NS
CR (cm)	23,5±1,4	24,0±1,5	23,1±1,8	23,7±1,9	22,9±1,3	23,3±2,1	NS
VR (cm ³)	130,0±14,0	135,0±14,0	130,0±14,0	130,0±14,0	125,0±14,0	130,0±15,0	NS
A (cm)	19,8±0,7	19,7±0,7	19,6±0,7	19,8±0,7	19,6±0,7	20,2±0,5	NS
D (cm)	33,4±2,0	33,6±2,0	32,6±2,8	33,1±2,8	32,5±2,2	32,8±3,2	NS
NF	17,0±1,0	18,0±1,0	17,0±1,0	18,0±1,0	17,0±1,0	18,0±1,0	NS

Os valores correspondem à média de plantas infectadas e não infectadas com *Golovinomyces* sp. NS indica diferença não significativa de acordo com a análise de regressão ($p \leq 0,05$). p.c: produto comercial.

5.2 PIGMENTOS FOTOSSINTÉTICOS

5.2.1 Índice SPAD

O índice SPAD apresentou comportamento dose-dependente da aplicação de Biostimul[®] dos 38 aos 50 DAS, em plantas não inoculadas. O incremento variou de 6 até 19%, da dose inicial até 0,4 mL.L⁻¹, respectivamente. A partir dessa concentração, porém, não foi observado incremento do índice. Em plantas infectadas o tratamento aumentou o índice SPAD somente até os 41 DAS. Esse acréscimo foi de 7 até 24%, da dose inicial até 0,4 mL.L⁻¹, respectivamente. Desse momento em diante observa-se uma estagnação seguida de queda do índice ao longo do tempo (Figura 6).

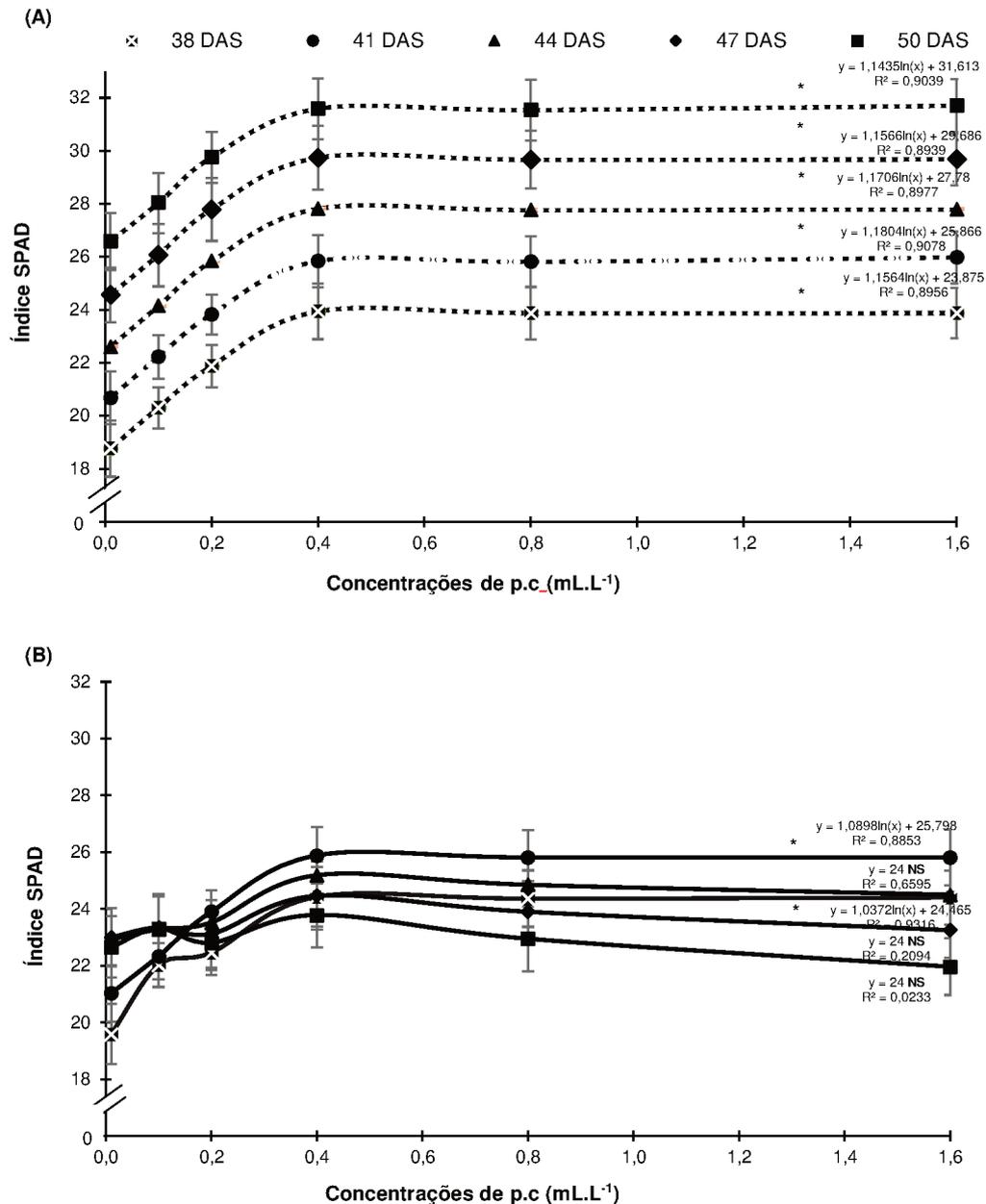


Figura 6. Índice SPAD nas 6^a folhas emitidas de alfaces hidropônicas (*Lactuca sativa* L.) cv. Rubinela, não infectadas (A) e infectadas com *Golovinomyces* sp. (B), tratadas semanalmente com diferentes concentrações de Biostimul®. A aplicação do produto iniciou aos 7 dias após a semeadura (DAS). A inoculação foi realizada aos 24 DAS. * Indica diferença significativa pela análise de regressão ($p \leq 0,05$). NS indica diferença não significativa pela análise de regressão ($p \leq 0,05$). Barras representam o desvio padrão da média. As linhas correspondem às médias observadas, não sendo representadas nos gráficos as linhas de tendência. p.c: produto comercial.

5.2.2. Concentração de clorofilas a, b, total e carotenoides

A concentração foliar de clorofilas (a, b e total) e carotenoides foi incrementada com o tratamento em plantas não infectadas. A clorofila a foi aumentada de 42 até 158%, da dose de 0,1 a 1,6 mL.L⁻¹, respectivamente. A clorofila b aumentou de 62 até 208%. A clorofila total foi acrescida de 52 a 176%. Os carotenoides, por sua vez, foram

aumentados de 350 até 775%. Em plantas infectadas, o tratamento não exerceu influência sobre a concentração desses pigmentos. Essas plantas apresentaram um ligeiro aumento da clorofila *a*, total e carotenoides quando comparadas às plantas saudias (Figura 7).

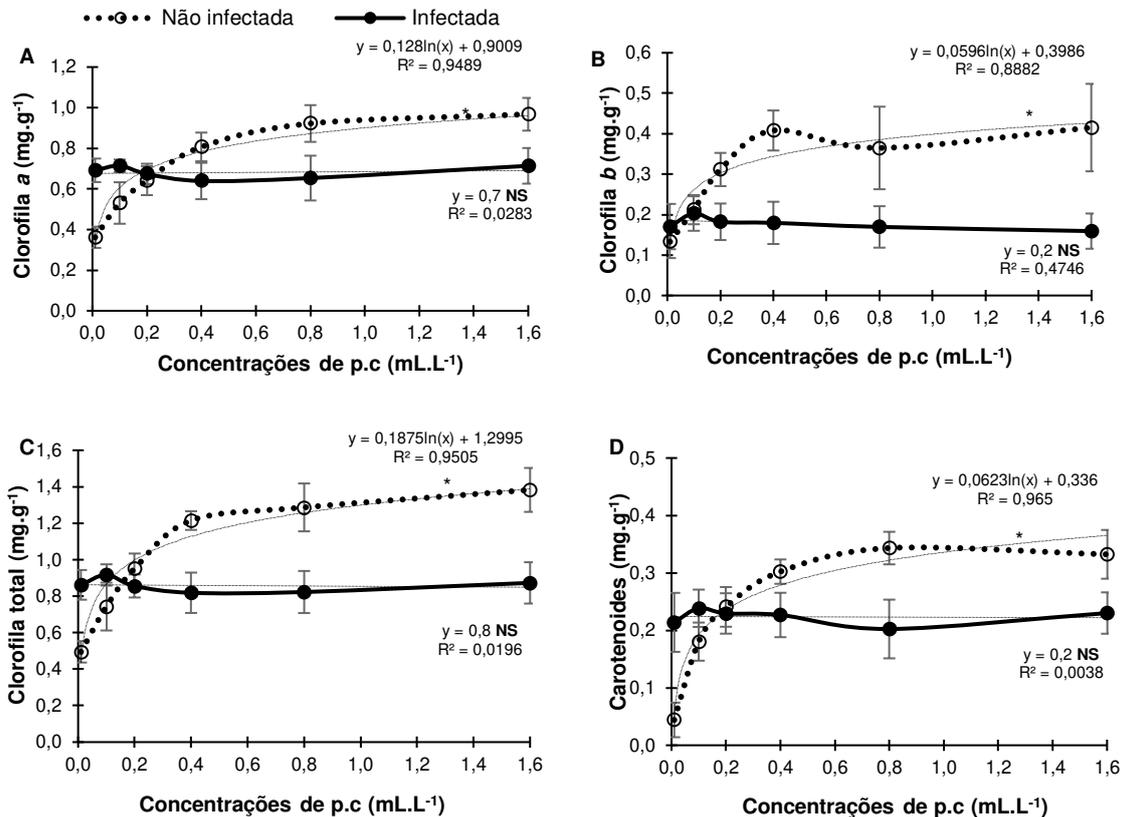


Figura 7. Concentração foliar de clorofilas *a* (A), *b* (B) e total (C) e de carotenoides (D) nas 7^a folhas emitidas de alfaces (*Lactuca sativa* L.) cv. Rubinela após 50 dias de cultivo em hidroponia, tratadas semanalmente com diferentes concentrações de Biotestimul[®]. A aplicação do produto iniciou aos 7 dias após semeadura (DAS). A inoculação foi realizada aos 24 DAS. * Indica diferença significativa pela análise de regressão ($p \leq 0,05$). NS indica diferença não significativa pela análise de regressão ($p > 0,05$). Barras representam o desvio padrão da média. p.c: Produto comercial.

5.3 ANTOCIANINAS

Em plantas não infectadas com oídio, o tratamento elevou a concentração de antocianinas de 16 a 58%, da aplicação de 0,2 até 1,6 mL.L⁻¹ do produto, respectivamente. Em contrapartida, em plantas infectadas, observou-se um decréscimo de 30 até 45% na concentração desse pigmento da dose 0,4 mL.L⁻¹ até 1,6 mL.L⁻¹ do produto, respectivamente (Figura 8).

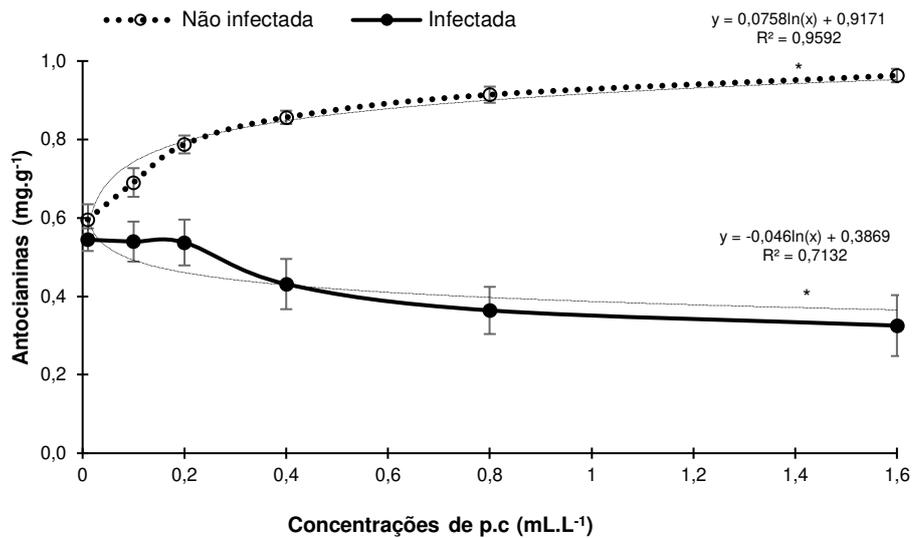


Figura 8. Concentração foliar de antocianinas nas 6^a folhas emitidas de alfaces (*Lactuca sativa* L.) cv. Rubinela após 50 dias de cultivo em hidroponia, tratadas semanalmente com diferentes concentrações de Biostimul[®], em plantas infectadas e não infectadas. A aplicação do produto iniciou aos 7 dias após semeadura (DAS). A inoculação foi realizada aos 24 DAS. * Indica diferença significativa pela análise de regressão ($p \leq 0,05$). Barras representam o desvio padrão da média. p.c: produto comercial.

5.4 SEVERIDADE DE OÍDIO, TAXA DE ESPORULAÇÃO, DIÂMETRO E NÚMERO DE COLÔNIAS DE *Golovinomyces* sp.

Os primeiros sintomas da doença foram observados aos 10 DAI e 34 DAS, nas 3^a e 4^a folhas emitidas. As folhas cotiledonares, assim como a 1^a folha verdadeira emitidas não chegaram a apresentar sintomas, pois essas iniciaram a senescência antes da inoculação ser efetuada.

A severidade de oídio apresentou comportamento dose-dependente do tratamento, aumentando de forma progressiva conforme o aumento da dose aplicada. Esse efeito foi observado a partir dos 18 dias após a inoculação das plantas, quando realizado o tratamento preventivo. Em folhas tratadas após a inoculação esse aumento ocorreu somente a partir dos 22 DAI. O incremento da severidade da doença foi de até 96% em folhas tratadas de forma preventiva e de até 40% em folhas tratadas após a inoculação (Figuras 9 e 10).

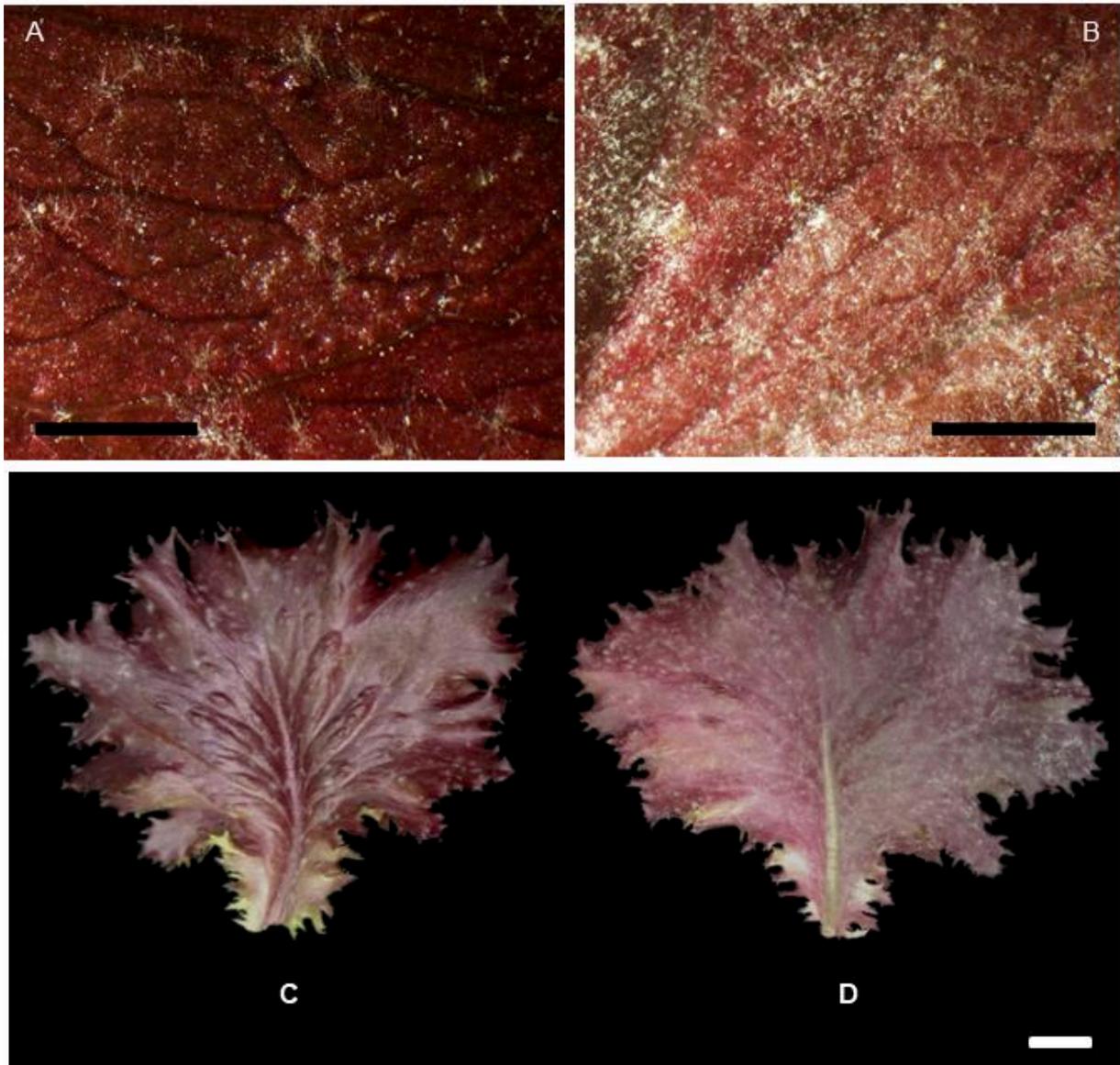


Figura 9. Sintomas de oídio aos 26 dias após a inoculação com *Golovinomyces* sp. nas 4^a folhas emitidas de alface não tratadas (A, C) e tratadas com 1,6 mL.L⁻¹ Biostimul[®] (B, D). O tratamento teve início aos 7 dias após a semeadura (DAS). A inoculação foi realizada aos 24 DAS. Barra= 0,5 cm. Fonte: Próprio autor.

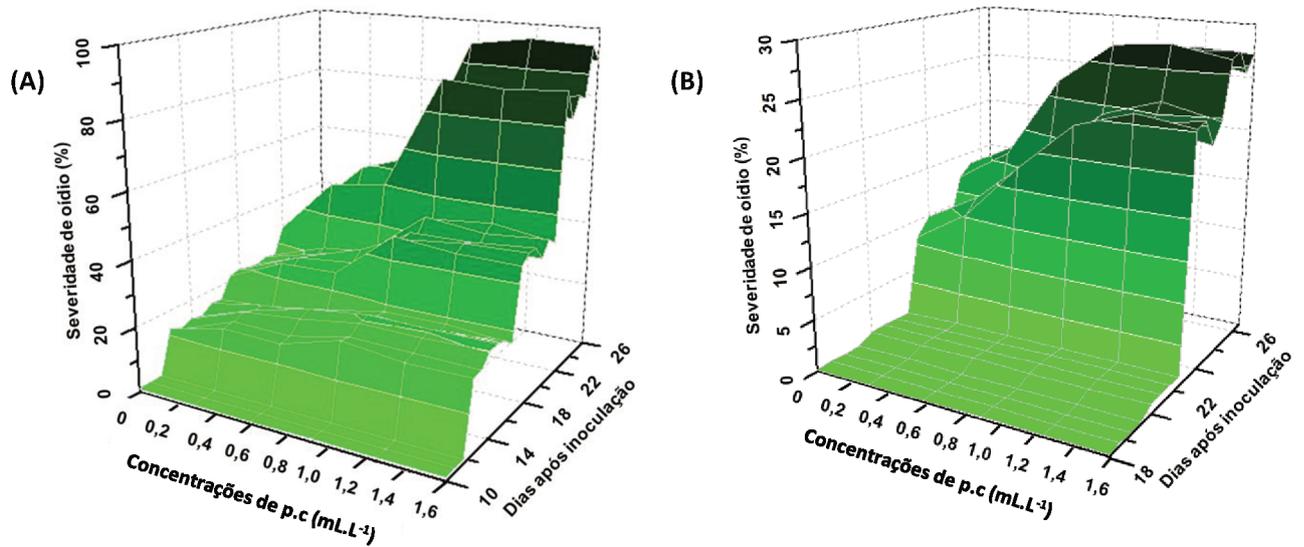


Figura 10. Severidade de oídio nas 2, 3^a e 4^a folhas emitidas de alfaces (*Lactuca sativa* L.) cv. Rubinela tratadas com Biostimul[®] de forma preventiva à inoculação com *Golovinomyces* sp. (A) e nas 5^a, 6^a e 7^a folhas emitidas de alfaces (*Lactuca sativa* L.) cv. Rubinela tratadas com Biostimul[®] após a inoculação com *Golovinomyces* sp. (B). O produto foi aplicado semanalmente, com início aos 7 dias após semeadura (DAS). A inoculação da planta foi realizada aos 24 DAS. p.c: produto comercial.

O incremento da severidade da doença devido às aplicações foliares de Biostimul[®] foi associado ao aumento da taxa de esporulação e do diâmetro de colônias de oídio, mas não ao número de colônias. O tratamento aumentou em até 40% a taxa de esporulação do fungo e em até 50% o diâmetro das colônias, não interferindo, porém, no número de colônias/cm² de folha. Não foi observada correlação do número de colônias com a taxa de esporulação ou com o diâmetro das colônias. A taxa de esporulação também não está correlacionada com o diâmetro das colônias (Figura 11 e Tabela 4).

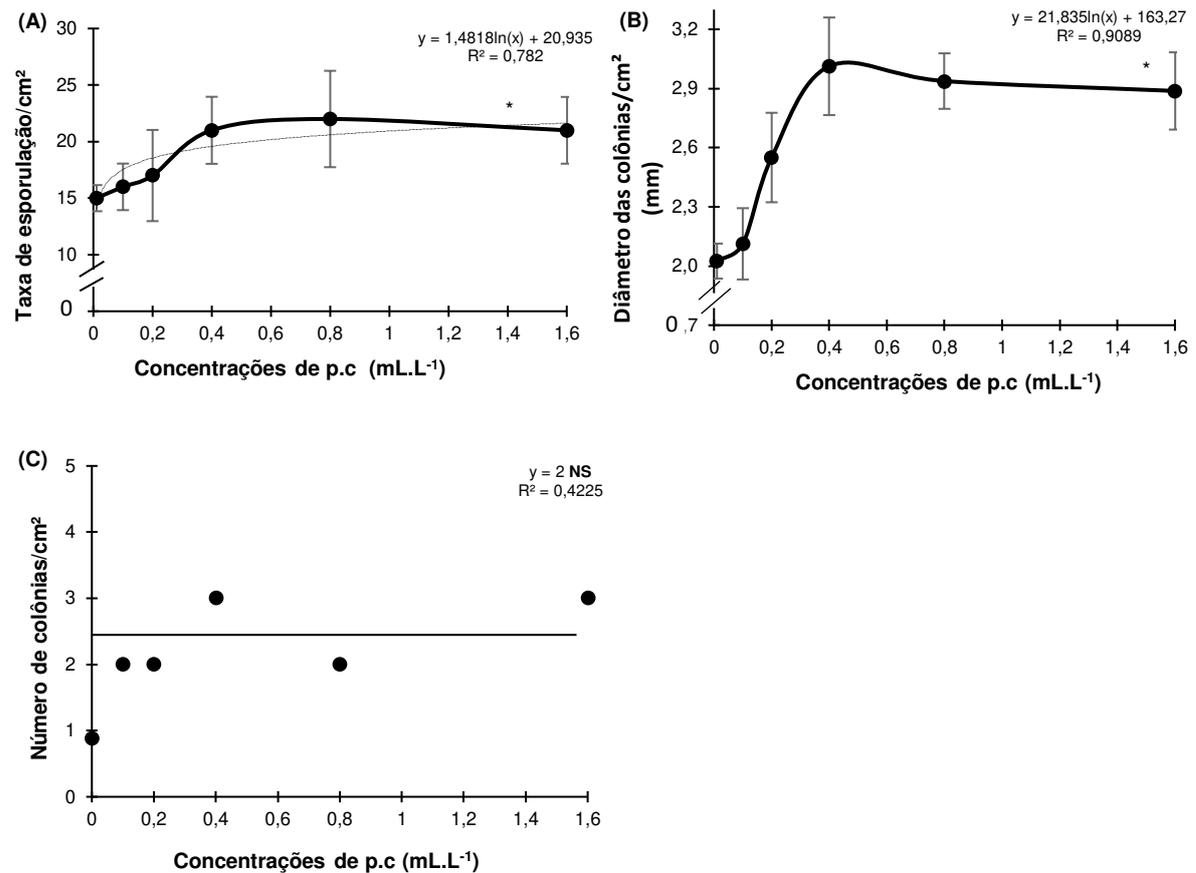


Figura 11. Taxa de esporulação (A), diâmetro (B) e número de colônias (C) de *Golovinomyces* sp./cm² aos 50 DAS, nas 7^a folhas emitidas de alfaces hidropônicas tratadas semanalmente com diferentes concentrações de Biostimul[®]. A aplicação do produto iniciou aos 7 dias após semeadura (DAS). A inoculação da planta foi realizada aos 24 DAS. * Indica diferença significativa pela análise de regressão ($p \leq 0,05$). NS indica diferença não significativa pela análise de regressão ($p \geq 0,05$). Barras representam o desvio padrão da média. p.c: produto comercial.

Tabela 4. Correlação entre número de colônias (NC), diâmetro das colônias (B), severidade (SE) e taxa de esporulação (TE) de *Golovinomyces* sp. nas 7^a folhas emitidas de alfaces hidropônicas tratadas semanalmente com diferentes concentrações de Biostimul[®]. A aplicação do produto iniciou aos 7 dias após semeadura (DAS). A inoculação da planta foi realizada aos 24 DAS.

Variáveis	NC	DC	SE
TE	0,36	0,36	0,68*
SE	0,23	0,43*	
DC	0,27		

* Indica correlação significativa segundo o Teste t ($p \geq 0,05$).

6. DISCUSSÃO

Produtos com o chamado efeito ‘bioestimulante’ têm sido relatados como capazes de aumentar o crescimento e o rendimento de diversas culturas (DU JARDIN, 2015). Por outro lado, no presente trabalho não foi encontrado nenhum efeito do Biostimul[®] sobre essas variáveis, apesar do tratamento ter incrementado a concentração de pigmentos fotossintetizantes. Esse resultado pode estar relacionado às ótimas condições de cultivo proporcionadas pela hidroponia, visto que muitos ‘bioestimulantes’ exercem efeitos positivos sobre o rendimento de certas culturas de forma mais expressiva quando essas estão sob alguma condição de estresse ambiental, o que já foi constatado em rúcula com aplicações de Biostimul[®] (ROVER; BARCELOS-OLIVEIRA & COUTINHO, 2018) e em alface com aplicações de bioestimulantes que contêm aminoácidos (TSOUVALTZIS, KOUKOUNARAS & SIOMOS, 2014; LUCINI et al., 2015; BOTTA, 2012). Esses resultados sugerem, portanto, que o Biostimul[®], talvez pudesse demonstrar algum efeito sobre o crescimento e/ou rendimento da alface em outros sistemas que não propiciem condições ideais de cultivo, como ocorre, geralmente, no sistema convencional, sendo necessários, porém, novos estudos para verificar tal hipótese.

As plantas infectadas com oídio não apresentaram diferenças significativas quanto ao crescimento e rendimento em relação às plantas sadias. Tal resultado demonstra que a alface cultivar Rubinela, apesar de suscetível ao oídio, se mostrou tolerante a esse para os níveis de severidade observados. Essa pode ser uma informação relevante para a seleção da cultivar de alface a ser produzida, especialmente para sistemas hidropônicos, visto que são os mais favoráveis ao oídio.

O tratamento incrementou o índice SPAD e a concentração foliar de pigmentos fotossintetizantes em plantas não infectadas com oídio. Alguns bioestimulantes à base de aminoácidos e/ou extratos algais ricos em carragenanas têm demonstrado efeito positivo sobre o conteúdo de clorofilas também na ausência de estresse em culturas como tabaco (CASTRO et al., 2012); pimentão (PARADIKOVIĆ et al., 2011) e tomate (COLLA et al., 2014). Em alface, porém, tal incremento só foi constatado anteriormente em condições de estresse salino (LUCINI et al., 2015). Apesar dos relatos, os modos específicos de ação dos bioestimulantes no interior da planta ainda são, em parte, desconhecidos. É provável que algumas das moléculas contidas nesses atuem como sinalizadoras de uma cascata de sinais, estimulando diversos

processos, dentre eles a fotossíntese (YAKHIN et al., 2017), o que poderia, portanto, estar impulsionando a maior síntese de pigmentos fotossintetizantes. Têm sido demonstrado também que a aplicação de oligo-carragenanas em plantas de tabaco, é capaz de elevar os níveis de ascorbato, o qual está associado à atividade antioxidante, protegendo os cloroplastos do estresse fotooxidativo, o que pode estar associado ao incremento da concentração de clorofilas nessas plantas (CASTRO et al., 2012).

Em alfaces infectadas com oídio não foi observado incremento no índice SPAD e na concentração de pigmentos fotossintetizantes com a aplicação do Biostimul[®]. Porém, elas apresentaram um ligeiro aumento da clorofila *a*, total e carotenoides quando comparadas às plantas saudas. Já foi observado resultado semelhante a esse em trigo infectado com *Blumeria graminis* (KUCKENBERG; TARTACHNYK & NOGA, 2009). É possível que essas alterações nos aparatos fotossintéticos sejam decorrentes do aumento da demanda energética da planta, resultado da transferência de energia para o fungo.

O tratamento provocou um acréscimo na concentração de antocianinas em plantas não infectadas. Resultado similar já foi constatado com a aplicação de um bioestimulante em uva (BOSELLI et al., 2015), mas ainda são poucos os estudos que comprovam a ação desses produtos sobre a concentração desses pigmentos. O efeito observado do Biostimul[®] sobre a concentração de antocianinas poderia ser melhor estudado e explorado para culturas frutíferas como morango, maçã, ameixa, melancia, goiaba, laranja e uva, podendo contribuir para a melhoria da coloração dessas frutas e conseqüente agregação de valor a esses produtos.

A concentração foliar de antocianinas foi reduzida com o tratamento em plantas infectadas. Esse mesmo efeito já foi observado em uvas infectadas com oídio, as quais apresentaram significativa redução da concentração de antocianinas se comparado às não infectadas (LU et al., 2015). Como a maior quantidade de produto aplicada aumentou a severidade da doença, se pode propor que esta seja a principal causa do decréscimo na concentração desses pigmentos. Isto pode estar associado ao fato de que a ativação dos genes relacionados à biossíntese de antocianinas depende da alta incidência de luz, a qual pode ser alterada em folhas cobertas por micélio fúngico.

Doses crescentes de Biostimul[®] resultaram em um aumento da severidade de oídio ao longo do tempo. Uma das hipóteses que pode justificar o ocorrido está

relacionada à elevada sensibilidade do oídio a alterações no estado nutricional do hospedeiro, as quais podem ser ocasionadas pela aplicação de certos extratos (STADNIK, BETTIOL & SAITO, 2003) e aminoácidos (FAWZY, 2010). O Biostimul[®], apesar de conter k-carragenanas, as quais são capazes de induzir resistência à planta contra alguns patógenos (VERA et al., 2012; SANGHA et al., 2010), contém também açúcares derivados do extrato algal, além de aminoácidos. Esses compostos, se absorvidos pela planta, podem ter ocasionado, de forma direta, um aumento nas concentrações de açúcares e aminoácidos livres no vegetal, os quais constituem as principais fontes de energia para fungos biotróficos como os oídios (SUTTON et al., 2007). Por outro lado, essa possível alteração nutricional também pode ter ocorrido indiretamente, através do incremento da concentração dos pigmentos fotossintetizantes, os quais podem ter aumentado a fotossíntese e, por conseguinte, a produção de glicose; ou; por meio do aumento da atividade da nitrato redutase e da H⁺ATPase da membrana plasmática, as quais podem ter aprimorado a nutrição das plantas e, em consequência, do patógeno.

O aumento da severidade de oídio foi mais significativo nas folhas tratadas de forma preventiva que nas folhas tratadas após a inoculação. Esse resultado pode estar associado a um possível maior acúmulo de açúcares e aminoácidos livres naquelas folhas tratadas de forma preventiva, que pode ser devido à composição do Biostimul[®]. Isto justificaria, em partes, o aumento abrupto da severidade observado nas folhas tratadas após a inoculação, o qual se deu após duas aplicações do produto, sugerindo que o efeito local foi mais expressivo que o efeito sistêmico. Por outro lado, é importante ressaltar que essas folhas foram emitidas anteriormente às outras, e, portanto, permaneceram durante mais tempo em contato com o inóculo, o que também pode ter contribuído para esse resultado.

O incremento da severidade da doença devido à aplicação de Biostimul[®] foi associado ao aumento da taxa de esporulação e do diâmetro de colônias do fungo, mas não do número de colônias. O aumento da severidade de oídio tem sido explicado por esses componentes em trigo (ROSSI & GIOSSUÈ, 2003), maçã (XU & MADDEN, 2002), uva (CALLONEC et al., 2008), entre outros. Porém, em alface, ainda não há estudos relacionados. Da mesma forma, há uma carência de trabalhos que relacionem o uso de bioestimulantes com o aumento da severidade de oídio e seus relativos componentes. Por outro lado, já foi constatado que a aplicação de certos compostos contendo nitrogênio exerceram influência positiva sobre alguns desses componentes

em morango (XU, ROBINSON & ELSE, 2013), uva (KELLER, ROGIERS & SCHULTZ, 2003) e tomate (HOFFLAND, JEGER & VAN BEUSICHEM, 2000). Isto se deve, como já exposto, às possíveis alterações no estado nutricional do hospedeiro, o que permite sugerir que produtos que contém compostos nitrogenados, como o Biostimul[®], podem contribuir de forma expressiva tanto para o desenvolvimento como para a reprodução do oídio.

7. CONCLUSÃO

A aplicação foliar de Biostimul[®] não afetou o rendimento da alface em hidroponia, apesar de ter incrementado a concentração foliar de alguns pigmentos fotossintéticos em até 775% e de antocianinas em até 58%. O tratamento aumentou, de modo dose-dependente, a severidade de oídio em até 96%, a qual foi associada a acréscimos de 40% na taxa de esporulação e 50% no diâmetro das colônias, mas não ao número de colônias do fungo.

REFERÊNCIAS

AGROFIT. **Sistema de agrotóxicos fitossanitários**. Consulta de praga: oídios. Disponível em: <<http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofitcons/principalagrofitcons>> Acesso em: 20 jan. 2020.

BARCELOS-OLIVEIRA, Jorge Luiz. Formulação de correção para alface hidropônica em sistema NFT, com plantas de mesma idade na bancada final. In: II Encontro Sul-Brasileiro de Hidroponia, Florianópolis. **Anais**, Florianópolis, TecArt Editora, p.18-25, 2008.

BASLAM, Marouane; GARMENDIA, Idoia; GOICOCHEA, Nieves. Elevated CO₂ may impair the beneficial effect of arbuscular mycorrhizal fungi on the mineral and phytochemical quality of lettuce. **Annals of Applied Biology**, v. 161, n. 2, p. 180-191, 2012.

BEZERRA NETO, Egídio; BARRETO, Levy. As técnicas de hidroponia. **Anais da Academia Pernambucana de Ciência Agrônoma**, v. 8, p. 107-137, 2012.

BOARETTO, Luiz Carlos. Viabilidade econômica da produção de alface, em quatro sistemas tecnológicos: campo coberto, túnel baixo, estufa e hidropônico. **Dissertação** (Mestrado em Agronomia). Curitiba: UFPR. 68f, 2005.

BOSELLI, Maurizio et al. Vite: idrolizzati proteici contro lo stress idrico. **L'Informatore Agrario**, v. 22, p. 39-43, 2015.

BOTTA, Anna. Enhancing plant tolerance to temperature stress with amino acids: an approach to their mode of action. In: **I World Congress on the Use of Biostimulants in Agriculture**. p. 29-35, 2012.

BRASIL. **Instrução normativa n.º 25, de 28 de julho de 2009**. Disponível em: <<http://www.agricultura.gov.br/assuntos/insumos-agropecuarios/insumos-agricolas/fertilizantes/legislacao/in-25-de-23-7-2009-fertilizantes-organicos.pdf/view>> Acesso em: 20 mar. 2019.

BRAUN, U. et al. Phylogeny and taxonomy of *Golovinomyces orontii* revisited. **Mycological progress**, v. 18, n. 3, p. 335-357, 2019.

CABRAL, Cleia Santos et al. Description of *Golovinomyces orontii* as the causal agent of lettuce (*Lactuca sativa*) powdery mildew in Brazil. **Plant disease**, v. 103, n. 4, p. 761-761, 2019.

CALVO, Pamela; NELSON, Louise; KLOEPPER, Joseph W. Agricultural uses of plant biostimulants. **Plant and soil**, v. 383, n. 1-2, p. 3-41, 2014.

CAMARA, Guilherme de Resende et al. Elaboration and validation of diagrammatic scale for lettuce powdery mildew. **Summa Phytopathologica**, v. 44, n. 2, p. 116-121, 2018.

- CANTRELL, Isabella C.; LINDERMAN, Robert G. Preinoculation of lettuce and onion with VA mycorrhizal fungi reduces deleterious effects of soil salinity. **Plant and Soil**, v. 233, n. 2, p. 269-281, 2001.
- CASTRO, Jorge et al. Oligo-carrageenans stimulate growth by enhancing photosynthesis, basal metabolism, and cell cycle in tobacco plants (var. Burley). **Journal of plant growth regulation**, v. 31, n. 2, p. 173-185, 2012.
- COLLA, Giuseppe et al. Biostimulant action of a plant-derived protein hydrolysate produced through enzymatic hydrolysis. **Frontiers in plant science**, v. 5, p. 448, 2014.
- COX, Michael M.; NELSON, David L. **Principles of biochemistry**. WH Freeman & Company, 2008.
- CRAIGIE, James S. Seaweed extract stimuli in plant science and agriculture. **Journal of Applied Phycology**, v. 23, n. 3, p. 371-393, 2011.
- DE PASCUAL-TERESA, Sonia; SANCHEZ-BALLESTA, Maria Teresa. Anthocyanins: from plant to health. **Phytochemistry reviews**, v. 7, n. 2, p. 281-299, 2008.
- DE PAULA JÚNIOR, Trazilbo José; VENZON, Madelaine. **101 culturas: Manual de tecnologias agrícolas**. EPAMIG, 2007.
- DOMINISOLO. **Biostimul[®]**: Bioestimulante composto de extrato concentrado de algas e aminoácidos. Folder, 2f, 2017.
- DU JARDIN, Patrick. Plant biostimulants: definition, concept, main categories and regulation. **Scientia Horticulturae**, v. 196, p. 3-14, 2015.
- FAWZY, Zakaria Fouad. Increasing productivity of head lettuce by foliar spraying of some bio and organic compounds. **Mesopotamia Journal of Agriculture**, v. 38, p. 20-28, 2010.
- FELTRIN. **Alface rubinela**. Disponível em: <<https://www.sementesfeltrin.com.br/Produto/ALFACERUBINELA>> Acesso em: 15 dez. 2019.
- FERNANDES, Adriano Alves et al. Produtividade, acúmulo de nitrato e estado nutricional de cultivares de alface, em hidroponia, em função de fontes de nutrientes. **Horticultura brasileira**, v. 20, n. 2, p. 195-200, 2002.
- GÓMEZ-CHABLA, Raquel et al. A monitoring system for lettuce cultivation in an NFT hydroponic system: A case study. In: **2nd International Conference on ICTs in Agronomy and Environment**. Springer, Cham, 2019. p. 49-58.
- GUSMAN, Grasielle S. et al. Arsenate and arsenite: the toxic effects on photosynthesis and growth of lettuce plants. **Acta physiologiae plantarum**, v. 35, n. 4, p. 1201-1209, 2013.

HALPERN, Moshe et al. The use of biostimulants for enhancing nutrient uptake. In: **Advances in agronomy**. Academic Press, 2015. p. 141-174.

HAYASHI, Leila et al. *Kappaphycus alvarezii* (Rhodophyta, Areschougiaceae) cultivated in subtropical waters in Southern Brazil. **Journal of Applied Phycology**, v. 23, n. 3, p. 337-343, 2011.

HOFFLAND, Ellis; JEGER, Michael J.; VAN BEUSICHEM, Marinus L. Effect of nitrogen supply rate on disease resistance in tomato depends on the pathogen. **Plant and Soil**, v. 218, n. 1-2, p. 239-247, 2000.

IBGE. **Censo Agropecuário 2017**. Ministério do Planejamento, Orçamento e Gestão/IBGE, 2020.

KELLER, Markus; ROGIERS, Suzy Y.; SCHULTZ, Hans R. Nitrogen and ultraviolet radiation modify grapevines susceptibility to powdery mildew. **Vitis Geilweilerhof**, v. 42, n. 2, p. 87-94, 2003.

KHAN, Wajahatullah et al. Seaweed extracts as biostimulants of plant growth and development. **Journal of Plant Growth Regulation**, v. 28, n. 4, p. 386-399, 2009.

KOLOMAZNÍK, Karel et al. Diffusion of biostimulators into plant tissues. **Heat and Mass Transfer**, v. 48, n. 9, p. 1505-1512, 2012.

KUCKENBERG, Jan; TARTACHNYK, Iryna; NOGA, Georg. Temporal and spatial changes of chlorophyll fluorescence as a basis for early and precise detection of leaf rust and powdery mildew infections in wheat leaves. **Precision Agriculture**, v. 10, n. 1, p. 34-44, 2009.

LEBEDA, Ales; MIESLEROVÁ, Barbora. Taxonomy, distribution and biology of lettuce powdery mildew (*Golovinomyces cichoracearum* sensu stricto). **Plant pathology**, v. 60, n. 3, p. 400-415, 2011.

LEBEDA, Ales et al. Patterns of virulence variation in the interaction between *Lactuca* spp. and lettuce powdery mildew (*Golovinomyces cichoracearum*). **Fungal ecology**, v. 5, n. 6, p. 670-682, 2012.

LIU, Ardo et al. Total phenolic content and DPPH radical scavenging activity of lettuce (*Lactuca sativa* L.) grown in Colorado. **LWT Food Sci Technol** 40:552–557, 2007.

LOPES, Mário César et al. Acúmulo de nutrientes por cultivares de alface em cultivo hidropônico no inverno. **Horticultura Brasileira**, v. 21, n. 2, p. 211-215, 2003.

LU, Yanfen et al. Photoperiod and shading regulate coloration and anthocyanin accumulation in the leaves of malus crabapples. **Plant Cell, Tissue and Organ Culture (PCTOC)**, v. 121, n. 3, p. 619-632, 2015.

- LUCINI, Luigi et al. The effect of a plant-derived biostimulant on metabolic profiling and crop performance of lettuce grown under saline conditions. **Scientia Horticulturae**, v. 182, p. 124-133, 2015.
- MARQUES, Gonçalo; PITARMA, Rui. A cost-effective air quality supervision solution for enhanced living environments through the internet of things. **Electronics**, v. 8, n. 2, p. 170, 2019.
- PARAĐIKOVIĆ, Nada et al. Effect of natural biostimulants on yield and nutritional quality: an example of sweet yellow pepper (*Capsicum annuum* L.) plants. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 91, n. 12, p. 2146-2152, 2011.
- PECHA, Jiří et al. Protein biostimulant foliar uptake modeling: the impact of climatic conditions. **AIChE journal**, v. 58, n. 7, p. 2010-2019, 2012.
- PROKOPOVÁ, Jitka et al. Photosynthetic responses of lettuce to downy mildew infection and cytokinin treatment. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 48, n. 8, p. 716-723, 2010.
- PUGLIESE, Massimo et al. Effects of elevated CO₂ and temperature on interactions of zucchini and powdery mildew. **Phytopathologia Mediterranea**, p. 480-487, 2012.
- REIS FILGUEIRA, Fernando Antonio. **Novo manual de olericultura: agrotecnologia moderna na produção e comercialização de hortaliças**. Universidade Federal de Viçosa, 2008.
- RENTSCH, Doris; SCHMIDT, Susanne; TEGEDER, Mechthild. Transporters for uptake and allocation of organic nitrogen compounds in plants. **FEBS letters**, v. 581, n. 12, p. 2281-2289, 2007.
- RESH, Howard M. **Hydroponic food production: a definitive guidebook for the advanced home gardener and the commercial hydroponic grower**. CRC Press, 2012.
- RICHARDSON, Andrew D.; DUGAN, Shane P.; BERLYN, Graeme P. An evaluation of noninvasive methods to estimate foliar chlorophyll content. **New phytologist**, v. 153, n. 1, p. 185-194, 2002.
- ROSA, Aline Mabel et al. Production and photosynthetic activity of Mimosa verde and Mimosa roxa lettuce in two farming systems. **Revista Ceres**, v. 61, n. 4, p. 494-501, 2014.
- ROSSI, V.; GIOSUÈ, S. A dynamic simulation model for powdery mildew epidemics on winter wheat. **EPPO Bulletin**, v. 33, n. 3, p. 389-396, 2003.
- ROVER, Suélin; BARCELOS-OLIVEIRA, Jorge Luiz; NAGAOKA, Marilda Teixeira. Economic viability of installing a system of growing hydroponic lettuce. **Revista de Ciências Agroveterinárias**, v. 15, n. 3, p. 169-179, 2016.
- ROVER, Suélin; BARCELOS-OLIVEIRA, Jorge Luiz; COUTINHO, Marina D. C. Efeito da aplicação de Biostimul[®] sobre a produção de rúcula (*Eruca sativa* L.) em

hidroponia. **XII Encontro brasileiro de hidroponia e IV Simpósio brasileiro de hidroponia**. p.104, 2018.

RYAN, Clarence A. et al. Polypeptide hormones. **The Plant Cell**, v. 14, n. suppl 1, p. S251-S264, 2002.

SANGHA, Jatinder Singh et al. Sulfated macroalgal polysaccharides λ -carrageenan and ι -carrageenan differentially alter *Arabidopsis thaliana* resistance to *Sclerotinia sclerotiorum*. **Physiological and molecular plant pathology**, v. 75, n. 1-2, p. 38-45, 2010.

SCHNATHORST, W. C. Environmental relationships in the powdery mildews. **Annual Review of Phytopathology**, v. 3, n. 1, p. 343-366, 1965.

SCHULZE-LEFERT, Paul; VOGEL, John. Closing the ranks to attack by powdery mildew. **Trends in plant science**, v. 5, n. 8, p. 343-348, 2000.

SHIN, Hyeon-Dong; JEE, Heejung; SHIM, Changki. First report of powdery mildew caused by *Podosphaera fusca* on *Lactuca sativa* in Korea. **Plant pathology**, v. 55, n. 6, 2006.

SIMKO, Ivan et al. Evaluation and QTL mapping of resistance to powdery mildew in lettuce. **Plant pathology**, v. 63, n. 2, p. 344-353, 2014.

STADNIK, Marciel João. Indução de resistência a oídios. **Summa Phytopathologica**, v. 26, n. 1, 2000.

STADNIK, Marciel João. História e Taxonomia de oídios. **Oídios**. Brasil: Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, p. 391-418, 2001.

STADNIK, Marciel João; BETTIOL, Wagner; SAITO, Maria L. Bioprospecting for plant and fungus extracts with systemic effect to control the cucumber powdery mildew. **Journal of Plant Diseases and Protection**, p. 383-393, 2003.

STADNIK, Marciel João; DE FREITAS, Mateus Brusco. Algal polysaccharides as source of plant resistance inducers. **Tropical Plant Pathology**, v. 39, n. 2, p. 111-118, 2014.

STADNIK, Marciel João; KOBORI, Romulo; BETTIOL, Wagner. Oídios de cucurbitáceas. **Oídios**. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, p. 217-254, 2001.

STADNIK, Marciel João; MAZZAFERA, Paulo. Interações oídio-hospedeiro. **Oídios**. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, p. 79-118, 2001.

STEYN, Wiehann J. et al. Anthocyanins in vegetative tissues: a proposed unified function in photoprotection. **New Phytologist**, v. 155, n. 3, p. 349-361, 2002.

STREIT, Nivia Maria et al. As clorofilas. **Ciência Rural**, v. 35, n. 3, p. 748-755, 2005.

SUTTON, Peter N. et al. Powdery mildew infection of wheat leaves changes host solute transport and invertase activity. **Physiologia Plantarum**, v. 129, n. 4, p. 787-795, 2007.

TAIZ, Lincoln; ZEIGER, Eduardo. **Fisiologia vegetal**. 5. ed. Porto Alegre: Artmed, 2013.

TEIXEIRA, Walquíria F. et al. Foliar and seed application of amino acids affects the antioxidant metabolism of the soybean crop. **Frontiers in plant science**, v. 8, p. 327, 2017.

TSOUVALTZIS Athanasios; KOUKOUNARAS, Pavlos; SIOMOS, Anastasios S. Application of amino acids improves lettuce crop uniformity and inhibits nitrate accumulation induced by the supplemental inorganic nitrogen fertilization. **International Journal of Agriculture and Biology**, v. 16, n. 5, 2014.

VERA, Jeannette et al. Oligo-carrageenans induce a long-term and broad-range protection against pathogens in tobacco plants (var. Xanthi). **Physiological and molecular plant pathology**, v. 79, p. 31-39, 2012.

XU, Xiangming; MADDEN, Laurence V. Incidence and density relationships of powdery mildew on apple. **Phytopathology**, v. 92, n. 9, p. 1005-1014, 2002.

WALLY, Owen SD et al. Regulation of phytohormone biosynthesis and accumulation in *Arabidopsis* following treatment with commercial extract from the marine macroalga *Ascophyllum nodosum*. **Journal of plant growth regulation**, v. 32, n. 2, p. 324-339, 2013.

WANG, Li-Feng; WANG, Meng; ZHANG, Yu. Effects of powdery mildew infection on chloroplast and mitochondrial functions in rubber tree. **Tropical Plant Pathology**, v. 39, n. 3, p. 242-250, 2014.

YAKHIN, Oleg I. et al. Biostimulants in plant science: a global perspective. **Frontiers in plant science**, v. 7, p. 2049, 2017.

ZHANG, Lili et al. De novo transcriptome analysis of lettuce (*Lactuca sativa* L.) and the identification of structural genes involved in anthocyanin biosynthesis in response to UV-B radiation. **Acta Physiologiae Plantarum**, v. 41, n. 8, p. 148, 2019.

APÊNDICES

APÊNDICE A. Análise de variância (ANOVA) fatorial da altura de alfaces (*Lactuca sativa* L.) cv. Rubinela, cultivadas em hidroponia e pulverizadas semanalmente com diferentes concentrações de Biostimul[®], com início 7 dias após a semeadura. Os valores utilizados correspondem à média das plantas infectadas e não infectadas com *Golovinomyces* sp.

Altura	Fonte de variação	GL	SQ	QM	Fc	P	CV (%)
38 DAS	Experimento	1	0.735000	0.735000	1.647	0.2029	5.93
	Tratamento	5	0.883333	0.176667	0.396	0.8503	
	Exp*Trat	5	1.746250	0.349250	0.783	0.5650	
	Erro	84	37.485000	0.446250			
41 DAS	Experimento	1	0.220417	0.220417	0.509	0.4776	4,98
	Tratamento	5	2.296250	0.459250	1.060	0.3884	
	Exp*Trat	5	4.133333	0.826667	1.908	0.1015	
	Erro	84	36.390000	0.433214			
44 DAS	Experimento	1	2.281667	2.281667	4.380	0.0394	4.78
	Tratamento	5	1.317083	0.263417	0.506	0.7711	
	Exp*Trat	5	3.984583	0.796917	1.530	0.1893	
	Erro	84	43.755000	0.520893			
47 DAS	Experimento	1	1.760417	1.760417	3.686	0.0583	4.06
	Tratamento	5	2.587500	0.517500	1.084	0.3755	
	Exp*Trat	5	4.220833	0.844167	1.768	0.1284	
	Erro	84	40.117500	0.477589			
50 DAS	Experimento	1	0.201667	0.201667	0.457	0.5010	3.35
	Tratamento	5	3.486250	0.697250	1.579	0.1749	
	Exp*Trat	5	3.362083	0.672417	1.523	0.1915	
	Erro	84	37.095000	0.441607			

GL: Graus de Liberdade; SQ: Soma dos quadrados; QM: Quadrado médio; Fc: Valor do F-teste calculado; P: Probabilidade de $F_c > F$ esperado; Exp: experimento; Trat: tratamento.

APÊNDICE B. Análise de variância (ANOVA) fatorial do número de folhas de alfaces (*Lactuca sativa* L.) cv. Rubinela, cultivadas em hidroponia e pulverizadas semanalmente com diferentes concentrações de Biostimul[®], com início 7 dias após a semeadura. Os valores utilizados correspondem à média das plantas inoculadas e não inoculadas com *Golovinomyces* sp.

Número de folhas	Fonte de variação	GL	SQ	QM	Fc	P	CV (%)
38 DAS	Experimento	1	1.500000	1.500000	2.965	0.0888	6.80
	Tratamento	5	2.083333	0.416667	0.824	0.5364	
	Exp*Trat	5	1.750000	0.350000	0.692	0.6311	
	Erro	84	42.500000	0.505952			
41 DAS	Experimento	1	0.510417	0.510417	1.024	0.3145	6.13
	Tratamento	5	1.802083	0.360417	0.723	0.6081	
	Exp*Trat	5	1.802083	0.360417	0.723	0.6081	
	Erro	84	41.875000	0.498512			
44 DAS	Experimento	1	0.510417	0.510417	0.955	0.3311	5.41
	Tratamento	5	2.677083	0.535417	1.002	0.4216	
	Exp*Trat	5	1.927083	0.385417	0.721	0.6092	
	Erro	84	44.875000	0.534226			
47 DAS	Experimento	1	0.510417	0.510417	0.955	0.3311	4.71
	Tratamento	5	2.677083	0.535417	1.002	0.4216	
	Exp*Trat	5	1.927083	0.385417	0.721	0.6092	
	Erro	84	44.875000	0.534226			
50 DAS	Experimento	1	0.510417	0.510417	0.955	0.3311	4.17
	Tratamento	5	2.677083	0.535417	1.002	0.4216	
	Exp*Trat	5	1.927083	0.385417	0.721	0.6092	
	Erro	84	44.875000	0.534226			

GL: Graus de Liberdade; SQ: Soma dos quadrados; QM: Quadrado médio; Fc: Valor do F-teste calculado; P: Probabilidade de $F_c > F$ esperado; Exp: experimento; Trat: tratamento.

APÊNDICE C. Análise de variância (ANOVA) do índice da inclinação da reta do crescimento em altura de alfaces (*Lactuca sativa* L.) cv. Rubinela, cultivadas em hidroponia, inoculadas e não inoculadas com *Golovinomyces* sp.

Fonte de variação	GL	SQ	QM	Fc	P	CV (%)
Tratamento	1	0.007500	0.007500	3.462	0.0924	3.31
Erro	10	0.021667	0.002167			

GL: Graus de Liberdade; SQ: Soma dos quadrados; QM: Quadrado médio; Fc: Valor do F-teste calculado; P: Probabilidade de $F_c > F$ esperado; Exp: experimento; Trat: tratamento.

APÊNDICE D. Análise de variância (ANOVA) da inclinação da reta da altura de alfaces (*Lactuca sativa* L.) cv. Rubinela, ao longo do cultivo em hidroponia. Os valores utilizados correspondem à média dos tratamentos com diferentes concentrações, com e sem inoculação de *Golovinomyces* sp.

Fonte de variação	GL	SQ	QM	Fc	P	CV (%)
Tratamento	4	267.960533	66.990133	940.520	0.0000	1.76
Erro	25	1.780667	0.071227			

GL: Graus de Liberdade; SQ: Soma dos quadrados; QM: Quadrado médio; Fc: Valor do F-teste calculado; P: Probabilidade de $F_c > F$ esperado; Exp: experimento; Trat: tratamento.

APÊNDICE E. Análise de variância (ANOVA) da inclinação da reta do número de folhas de alfaces (*Lactuca sativa* L.) cv. Rubinela, cultivadas em hidroponia, inoculadas e não inoculadas com *Golovinomyces* sp.

Fonte de variação	GL	SQ	QM	Fc	P	CV (%)
Tratamento	1	0.0000	0.0000	1.0E+0009	0.0000	0.00
Erro	10	0.0000	0.0000			

GL: Graus de Liberdade; SQ: Soma dos quadrados; QM: Quadrado médio; Fc: Valor do F-teste calculado; P: Probabilidade de $F_c > F$ esperado; Exp: experimento; Trat: tratamento.

APÊNDICE F. Análise de variância (ANOVA) do número de folhas de alfaces (*Lactuca sativa* L.) cv. Rubinela, ao longo do cultivo em hidroponia. Os valores utilizados correspondem à média dos tratamentos com diferentes concentrações, com e sem inoculação de *Golovinomyces* sp.

Fonte de variação	GL	SQ	QM	Fc	P	CV (%)
Tratamento	4	393.600000	98.400000	371.109	0,0000	3.74
Erro	55	14.583333	0.265152			

GL: Graus de Liberdade; SQ: Soma dos quadrados; QM: Quadrado médio; Fc: Valor do F-teste calculado; P: Probabilidade de $F_c > F$ esperado; Exp: experimento; Trat: tratamento.

APÊNDICE G. Análise de variância (ANOVA) fatorial para as variáveis de rendimento e crescimento: massa fresca da parte aérea (MFPA), massa seca da parte aérea (MSPA), massa fresca da raiz (MFR), massa seca da raiz (MSR), comprimento da raiz (CR), volume da raiz (VR), altura (A), diâmetro da parte aérea (D) e número de folhas (NF) de alfaces *Lactuca sativa* L.) cv. Rubinela, aos 50 dias após semeadura (DAS), sob cultivo hidropônico, pulverizadas semanalmente com diferentes concentrações de Biostimul®, com início aos 8 DAS. Os dados utilizados são oriundos das médias das plantas infectadas e não infectadas com *Golovinomyces* sp.

Variáveis de							
rendimento	Fonte de	GL	SQ	QM	F_c	P	CV
e	variação						(%)
crescimento							
MFPA	Experimento	1	421.765504	421.765504	3.094	0.0822	7.42
	Tratamento	5	657.371321	131.474264	0.964	0.4444	
	Exp*Trat	5	176.003008	35.200602	0.258	0.9345	
	Erro	84	11451.368900	136.325820			
MSPA	Experimento	1	4.075504	4.075504	13.025	0.0005	8.15
	Tratamento	5	1.977758	0.395552	1.264	0.2871	
	Exp*Trat	5	0.880146	0.176029	0.563	0.7283	
	Erro	84	26.282775	0.312890			
MFR	Experimento	1	33.689551	33.689551	8.922	0.0037	6.98
	Tratamento	5	23.426368	4.685274	1.241	0.2975	
	Exp*Trat	5	5.230518	1.046104	0.277	0.9245	
	Erro	84	317.192213	3.776098			
MSR	Experimento	1	0.135000	0.135000	7.665	0.0069	7.32
	Tratamento	5	0.096213	0.019243	1.093	0.3706	
	Exp*Trat	5	0.036363	0.007273	0.413	0.8385	
	Erro	84	1.479425	0.017612			
CR	Experimento	1	4.860000	4.860000	1.636	0.2043	7.36
	Tratamento	5	12.053333	2.410667	0.812	0.5446	
	Exp*Trat	5	3.425000	0.685000	0.231	0.9481	
	Erro	84	249.480000	2.970000			
VR	Experimento	1	8912.760417	8912.760417	81.129	0.0000	8.07
	Tratamento	5	666.927083	133.385417	1.214	0.3097	
	Exp*Trat	5	66.927083	13.385417	0.122	0.9872	
	Erro	84	9228.125000	109.858631			
A	Experimento	1	0.150417	0.150417	0.337	0.5633	3.37
	Tratamento	5	3.103750	0.620750	1.390	0.2365	
	Exp*Trat	5	3.297083	0.659417	1.476	0.2063	
	Erro	84	37.525000	0.446726			
D	Experimento	1	0.002604	0.002604	0.000	0.9844	7.87
	Tratamento	5	17.004271	3.400854	0.504	0.7725	
	Exp*Trat	5	8.354271	1.670854	0.248	0.9399	
	Erro	84	566.983750	6.749807			

NF	Experimento	1	0.510417	0.510417	0.955	0.3311	4.17
	Tratamento	5	2.677083	0.535417	1.002	0.4216	
	Exp*Trat	5	1.927083	0.385417	0.721	0.6092	
	Erro	84	44.875000	0.534226			

GL: Graus de Liberdade; SQ: Soma dos quadrados; QM: Quadrado médio; Fc: Valor do F-teste calculado; P: Probabilidade de $F_c > F$ esperado; Exp: experimento; Trat: tratamento.

APÊNDICE H. Análise de variância fatorial (ANOVA) para o índice SPAD nas 6ª folhas emitidas de alfaces (*Lactuca sativa* L.) cv. Rubinela ao longo do cultivo em hidroponia, tratadas semanalmente com diferentes concentrações de Biostimul, inoculadas e não inoculadas com *Golovinomyces* sp.

Índice SPAD	Fonte de variação	GL	SQ	QM	F _c	P	CV (%)
38 DAS	Experimento	1	8.050417	8.050417	6.916	0.0102	4.82
	Tratamento	5	366.521250	73.304250	62.972	0.0000	
	Exp*Trat	5	0.322083	0.064417	0.055	0.9980	
	Erro	84	97.782500	1.164077			
41 DAS	Experimento	1	0.120417	0.120417	0.118	0.7315	4.18
	Tratamento	5	370.930000	74.186000	72.998	0.0000	
	Exp*Trat	5	0.558333	0.111667	0.110	0.9899	
	Erro	84	85.367500	1.016280			
44 DAS	Experimento	1	138.240000	138.240000	159.519	0.0000	3.76
	Tratamento	5	139.830000	27.966000	32.271	0.0000	
	Exp*Trat	5	65.540000	13.108000	15.126	0,0000	
	Erro	84	72.795000	0.866607			
47 DAS	Experimento	1	516.617604	516.617604	482.344	0,0000	4.04
	Tratamento	5	113.290521	22.658104	21.155	0,0000	
	Exp*Trat	5	90.250521	18.050104	16.853	0,0000	
	Erro	84	89.968750	1.071057			
50 DAS	Experimento	1	1402.245938	1402.245938	1249.631	0,0000	4.07
	Tratamento	5	85.053438	17.010688	15.159	0,0000	
	Exp*Trat	5	115.593438	23.118688	20.603	0,0000	
	Erro	84	94.258750	1.122128			

GL: Graus de Liberdade; SQ: Soma dos quadrados; QM: Quadrado médio; Fc: Valor do F-teste calculado; P: Probabilidade de $F_c > F$ esperado; Exp: experimento; Trat: tratamento.

APÊNDICE I. Análise de variância (ANOVA) para o índice SPAD nas 6ª folhas emitidas de alfaces (*Lactuca sativa* L.) cv. Rubinela ao longo do cultivo em hidroponia, tratadas semanalmente com diferentes concentrações de Biostimul, não inoculadas. DAS: dias após semeadura.

Índice SPAD	Fonte de variação	GL	SQ	QM	Fc	P	CV (%)
38 DAS	Tratamento	5	192.856667	38.571333	27.988	0.0000	5.31
	Erro	42	57.882500	1.378155			
41 DAS	Tratamento	5	198.229167	39.645833	35.819	0.0000	4.37
	Erro	42	46.487500	1.106845			
44 DAS	Tratamento	5	197.162500	39.432500	39.764	0.0000	3.83
	Erro	42	41.650000	0.991667			
47 DAS	Tratamento	5	193.281042	38.656208	39.218	0.0000	3.56
	Erro	42	41.398750	0.985685			
50 DAS	Tratamento	5	186.835000	37.367000	35.736	0.0000	3.42
	Erro	42	43.917500	1.045655			

GL: Graus de Liberdade; SQ: Soma dos quadrados; QM: Quadrado médio; Fc: Valor do F-teste calculado; P: Probabilidade de $F_c > F$ esperado; Exp: experimento; Trat: tratamento.

APÊNDICE J. Análise de variância (ANOVA) para o índice SPAD nas 6ª folhas emitidas de alfaces (*Lactuca sativa* L.) cv. Rubinela ao longo do cultivo em hidroponia, tratadas semanalmente com diferentes concentrações de Biostimul e inoculadas com *Golovinomyces* sp. DAS: dias após semeadura.

Índice SPAD	Fonte de variação	GL	SQ	QM	Fc	P	CV (%)
38 DAS	Tratamento	5	173.986667	34.797333	36.629	0.0000	4.30
	Erro	42	39.900000	0.950000			
41 DAS	Tratamento	5	173.259167	34.651833	37.433	0.0000	3.99
	Erro	42	38.880000	0.925714			
44 DAS	Tratamento	5	8.207500	1.641500	2.214	0.0707	3.65
	Erro	42	31.145000	0.741548			
47 DAS	Tratamento	5	10.260000	2.052000	1.774	0.1391	4.62
	Erro	42	48.570000	1.156429			
50 DAS	Tratamento	5	13.811875	2.762375	2.305	0.0614	4.93
	Erro	42	50.341250	1.198601			

GL: Graus de Liberdade; SQ: Soma dos quadrados; QM: Quadrado médio; Fc: Valor do F-teste calculado; P: Probabilidade de $F_c > F$ esperado; Exp: experimento; Trat: tratamento.

APÊNDICE K. Análise de variância fatorial (ANOVA) para a concentração foliar de clorofilas a, b, total e de carotenoides nas 6ª folhas emitidas de alfaces (*Lactuca sativa* L.) cv. Rubinela após 50 dias de cultivo em hidroponia, tratadas semanalmente com diferentes concentrações de Biostimul® inoculadas e não inoculadas com *Golovinomyces* sp.

Pigmentos fotossintetizantes	Fonte de variação	GL	SQ	QM	F_c	P	CV (%)
Clorofila a	Experimento	1	0.013850	0.013850	2.289	0.1341	11.23
	Tratamento	5	1.049125	0.209825	34.672	0.0000	
	Exp*Trat	5	1.218263	0.243653	40.262	0.0000	
	Erro	84	0.508344	0.006052			
Clorofila b	Experimento	1	0.406654	0.406654	112.335	0.0000	24.83
	Tratamento	5	0.235440	0.047088	13.008	0.0000	
	Exp*Trat	5	0.289234	0.057847	15.980	0.0000	
	Erro	84	0.304080	0.003620			
Clorofila total	Experimento	1	0.570617	0.570617	60.010	0.0000	10.43
	Tratamento	5	2.176288	0.435258	45.774	0.0000	
	Exp*Trat	5	2.653579	0.530716	55.813	0.0000	
	Erro	84	0.798736	0.009509			
Carotenoides	Experimento	1	0.006948	0.006948	5.026	0.0276	16.03
	Tratamento	5	0.260487	0.052097	37.683	0.0000	
	Exp*Trat	5	0.266402	0.053280	38.539	0.0000	
	Erro	84	0.116131	0.001383			

GL: Graus de Liberdade; SQ: Soma dos quadrados; QM: Quadrado médio; F_c: Valor do F-teste calculado; P: Probabilidade de F_c>F esperado; Exp: experimento; Trat: tratamento.

APÊNDICE L. Análise de variância (ANOVA) para a concentração foliar de clorofilas a, b, total e de carotenoides nas 6ª folhas emitidas de alfaces (*Lactuca sativa* L.) cv. Rubinela após 50 dias de cultivo em hidroponia, tratadas semanalmente com diferentes concentrações de Biostimul®, não inoculadas.

Pigmentos fotossintetizantes	Fonte de variação	GL	SQ	QM	F_c	P	CV (%)
Clorofila a	Tratamento	5	2.228696	0.445739	70.539	0.0000	11.28
	Erro	42	0.265399	0.006319			
Clorofila b	Tratamento	5	0.515816	0.103163	21.208	0.0000	22.69
	Erro	42	0.204306	0.004864			
Clorofila total	Tratamento	5	4.778253	0.955651	92.925	0.0000	10.02
	Erro	42	0.431935	0.010284			
Carotenoides	Tratamento	5	0.520096	0.104019	99.719	0.0000	13.47
	Erro	42	0.043811	0.001043			

GL: Graus de Liberdade; SQ: Soma dos quadrados; QM: Quadrado médio; F_c: Valor do F-teste calculado; P: Probabilidade de F_c>F esperado; Exp: experimento; Trat: tratamento.

APÊNDICE M. Análise de variância (ANOVA) para a concentração foliar de clorofilas a, b, total e de carotenoides nas 6ª folhas emitidas de alfaces (*Lactuca sativa* L.) cv. Rubinela após 50 dias de cultivo em hidroponia, tratadas semanalmente com diferentes concentrações de Biostimul® e inoculadas com *Golovinomyces* sp.

Pigmentos fotossintetizantes	Fonte de variação	GL	SQ	QM	F_c	P	CV (%)
Clorofila a	Tratamento	5	0.038692	0.007738	1.338	0.2672	11.17
	Erro	42	0.242944	0.005784			
Clorofila b	Tratamento	5	0.008859	0.001772	0.746	0.5937	27.50
	Erro	42	0.099774	0.002376			
Clorofila total	Tratamento	5	0.051613	0.010323	1.182	0.3342	10.89
	Erro	42	0.366801	0.008733			
Carotenoides	Tratamento	5	0.006793	0.001359	0.789	0.5635	18.57
	Erro	42	0.072320	0.001722			

GL: Graus de Liberdade; SQ: Soma dos quadrados; QM: Quadrado médio; F_c: Valor do F-teste calculado; P: Probabilidade de F_c>F esperado; Exp: experimento; Trat: tratamento.

APÊNDICE N. Análise de variância fatorial (ANOVA) para a concentração foliar de antocianinas nas 6ª folhas emitidas de alfaces (*Lactuca sativa* L.) cv. Rubinela após 50 dias de cultivo em hidroponia, tratadas semanalmente com diferentes concentrações de Biostimul, inoculadas e não inoculadas com *Golovinomyces* sp.

Fonte de variação	GL	SQ	QM	F_c	P	CV (%)
Experimento	1	2.839376	2.839376	1352.161	0.0000	7.28
Tratamento	5	0.084879	0.016976	8.084	0.0000	
Exp*Trat	5	1.069255	0.213851	101.840	0.0000	
Erro	84	0.176390	0.002100			

GL: Graus de Liberdade; SQ: Soma dos quadrados; QM: Quadrado médio; F_c: Valor do F-teste calculado; P: Probabilidade de F_c>F esperado; Exp: experimento; Trat: tratamento.

APÊNDICE O. Análise de variância (ANOVA) para a concentração foliar de antocianinas nas 6ª folhas emitidas de alfaces (*Lactuca sativa* L.) cv. Rubinela após 50 dias de cultivo em hidroponia, tratadas semanalmente com diferentes concentrações de Biostimul.

Fonte de variação	GL	SQ	QM	F_c	P	CV (%)
Tratamento	5	0.773930	0.154786	201.482	0.0000	3.46
Erro	42	0.032266	0.000768			

GL: Graus de Liberdade; SQ: Soma dos quadrados; QM: Quadrado médio; F_c: Valor do F-teste calculado; P: Probabilidade de F_c>F esperado; Exp: experimento; Trat: tratamento.

APÊNDICE P. Análise de variância (ANOVA) para a concentração foliar de antocianinas nas 6^a folhas emitidas de alfaces (*Lactuca sativa* L.) cv. Rubinela após 50 dias de cultivo em hidroponia, tratadas semanalmente com diferentes concentrações de Biostimul e inoculadas com *Golovinomyces* sp.

Fonte de variação	GL	SQ	QM	Fc	P	CV (%)
Tratamento	5	0.380574	0.076115	22.224	0.0000	12.80
Erro	42	0.143846	0.003425			

GL: Graus de Liberdade; SQ: Soma dos quadrados; QM: Quadrado médio; Fc: Valor do F-teste calculado; P: Probabilidade de $F_c > F$ esperado; Exp: experimento; Trat: tratamento.

APÊNDICE Q. Análise de variância (ANOVA) fatorial para severidade de oídio em folhas de alfaces (*Lactuca sativa* L.) cv. Rubinela tratadas com Biostimul[®] antes da inoculação com *Golovinomyces* sp. O produto foi aplicado semanalmente, com início aos 7 dias após semeadura (DAS). A inoculação foi realizada aos 24 DAS. Os dados utilizados correspondem à média da severidade da doença das 2^a, 3^a e 4^a folhas emitidas.

Severidade de oídio	Fonte de variação	GL	SQ	QM	Fc	P	CV (%)
10 DAI	Experimento	1	0.035208	0.035208	14.486	0.0005	21.32
	Tratamento	5	0.014375	0.002875	1.183	0.3368	
	Exp*Trat	5	0.006042	0.001208	0.497	0.7762	
	Erro	36					
14 DAI	Experimento	1	0.013333	0.013333	0.187	0.6676	23.88
	Tratamento	5	0.526667	0.105333	1.481	0.2201	
	Exp*Trat	5	0.046667	0.009333	0.131	0.9842	
	Erro	36	2.560000	0.071111			
18 DAI	Experimento	1	0.187500	0.187500	0.029	0.8669	13.22
	Tratamento	5	481.604167	96.320833	14.646	0.0000	
	Exp*Trat	5	8.937500	1.787500	0.272	0.9255	
	Erro	36	236.750000	6.576389			
22 DAI	Experimento	1	5.333333	5.333333	0.319	0.5759	11.83
	Tratamento	5	3795.916667	759.183333	45.362	0.0000	
	Exp*Trat	5	65.916667	13.183333	0.788	0.5654	
	Erro	36	602.500000	16.736111			
26 DAI	Experimento	1	336.020833	336.020833	8.569	0.0059	10.28
	Tratamento	5	20367.687500	4073.537500	103.876	0.0000	
	Exp*Trat	5	209.354167	41.870833	1.068	0.3943	
	Erro	36	1411.750000	39.215278			

GL: Graus de Liberdade; SQ: Soma dos quadrados; QM: Quadrado médio; Fc: Valor do F-teste calculado; P: Probabilidade de $F_c > F$ esperado; Exp: experimento; Trat: tratamento.

APÊNDICE R. Análise de variância (ANOVA) fatorial para severidade de oídio em folhas de alfaces (*Lactuca sativa* L.) cv. Rubinela tratadas com Biostimul® após a inoculação com *Golovinomyces* sp. O produto foi aplicado semanalmente, com início aos 7 dias após semeadura (DAS). A inoculação foi realizada aos 24 DAS. Os dados utilizados correspondem às médias das severidades da doença das 5ª, 6ª e 7ª folhas emitidas.

Severidade de oídio	Fonte de variação	GL	SQ	QM	Fc	P	CV (%)
18 DAI	Experimento	1	0.003333	0.003333	0.960	0.3337	36.26
	Tratamento	5	0.015000	0.003000	0.864	0.5146	
	Exp*Trat	5	0.009167	0.001833	0.528	0.7535	
	Erro	36	0.125000	0.003472			
22 DAI	Experimento	1	0.035208	0.035208	2.274	0.1403	14.32
	Tratamento	5	0.194375	0.038875	2.510	0.0476	
	Exp*Trat	5	0.056042	0.011208	0.724	0.6100	
	Erro	36	0.557500	0.015486			
26 DAI	Experimento	1	3.575208	3.575208	1.057	0.3107	10.88
	Tratamento	5	1611.279375	322.255875	95.305	0.0000	
	Exp*Trat	5	7.846042	1.569208	0.464	0.8003	
	Erro	36	121.727500	3.381319			

GL: Graus de Liberdade; SQ: Soma dos quadrados; QM: Quadrado médio; Fc: Valor do F-teste calculado; P: Probabilidade de $F_c > F$ esperado; Exp: experimento; Trat: tratamento.

APÊNDICE S. Análise de variância (ANOVA) referente à taxa de esporulação de *Golovinomyces* sp./cm² aos 50 DAS, nas 6ª folhas emitidas de alfaces hidropônicas tratadas semanalmente com diferentes concentrações de Biostimul.

Fonte de variação	GL	SQ	QM	Fc	P	CV (%)
Tratamento	5	185.333333	37.066667	3.791	0.0161	16.75
Erro	18	176.000000	9.777778			

GL: Graus de Liberdade; SQ: Soma dos quadrados; QM: Quadrado médio; Fc: Valor do F-teste calculado; P: Probabilidade de $F_c > F$ esperado; Exp: experimento; Trat: tratamento.

APÊNDICE T. Análise de variância (ANOVA) referente ao diâmetro das colônias de *Golovinomyces* sp./cm² aos 50 DAS, nas 6^a folhas emitidas de alfaces hidropônicas tratadas semanalmente com diferentes concentrações de Biostimul.

Fonte de variação	GL	SQ	QM	Fc	P	CV (%)
Tratamento	5	3.952083	0.790417	6.359	0.0014	14.51
Erro	18	2.237500	0.124306			

GL: Graus de Liberdade; SQ: Soma dos quadrados; QM: Quadrado médio; Fc: Valor do F-teste calculado; P: Probabilidade de Fc>F esperado; Exp: experimento; Trat: tratamento.

APÊNDICE U. Análise de variância (ANOVA) referente ao número de colônias de *Golovinomyces* sp./cm² aos 50 DAS, nas 6^a folhas emitidas de alfaces hidropônicas tratadas semanalmente com diferentes concentrações de Biostimul.

Fonte de variação	GL	SQ	QM	Fc	P	CV (%)
Tratamento	5	5.333333	1.066667	2.259	0.0926	32.98
Erro	18	8.500000	0.472222			

GL: Graus de Liberdade; SQ: Soma dos quadrados; QM: Quadrado médio; Fc: Valor do F-teste calculado; P: Probabilidade de Fc>F esperado; Exp: experimento; Trat: tratamento.