Universidade de São Paulo
Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz"

Ultrassom e iluminação artificial na germinação de sementes e no desenvolvimento de mudas de almeirão

Walleska Silva Torsian

Dissertação apresentada para obtenção do título de Mestra em Ciências. Área de concentração: Fitotecnia

Piracicaba
2020

Walleska Silva Torsian
Engenheira Agrônoma

Ultrassom e iluminação artificial na germinação de sementes e no desenvolvimento de mudas de almeirão

versão revisada de acordo com a resolução CoPGr 6018 de 2011

Orientadora:
Profa. Dra. **SIMONE DA COSTA MELLO**

Dissertação apresentada para obtenção do título de Mestra em Ciências. Área de concentração: Fitotecnia

Piracicaba
2020

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
DIVISÃO DE BIBLIOTECA – DIBD/ESALQ/USP

Torsian, Walleska Silva

Ultrassom e iluminação artificial na germinação de sementes e no desenvolvimento de mudas de almeirão/ Walleska Silva Torsian. - - versão revisada de acordo com a resolução CoPGr 6018 de 2011 Piracicaba, 2020.

46 p.

Dissertação (Mestrado) - - USP / Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz".

1. *Cichorium intybus* L. 2. LED 3. Vigor de sementes 4. Análises biométricas I. Título

A minha grande avó Cecília Alice do Nascimento;

Aos meus pais Alice e André por toda e tanta dedicação na minha vida.

AGRADECIMENTOS

A Deus que me permite acordar todos os dias, que me dá o oxigênio para respirar, a água para beber, a saúde para lutar, a família para recorrer, a fé para mostrar que ainda posso ir longe e a confiança para não desacreditar que eu posso contar com Ele.

A Simone da Costa Mello, minha orientadora e grande profissional, por todo ensinamento, sabedoria, amizade e confiança.

A minha mãe Irani Alice da Silva Torsian, que me apoia e sempre ora por mim. E ao meu pai André Luis Torsian que nunca deixou faltar nada na minha vida. Vocês são as pessoas mais importantes que eu tenho, que cuidam de mim com tanto amor e dedicação e que são minhas inspirações para querer sempre mais de mim.

A minha irmã Andreska Silva Torsian, a pessoa que mais quero o bem nesse mundo.

Ao João Otávio da Silva Alves, meu amigo e companheiro de vida, pelo carinho e incentivo, por alegrar-se pelas minha vitórias e por sempre me entender mesmo quando nem eu me entendo. Você é uma das melhores pessoas que eu conheço.

A minha amiga Isabela Scavacini, pela amizade que o Mestrado na ESALQ me deu, pelos momentos vividos dentro e fora da ESALQ, pelas nossas viagens, conversas e vários eventos.

Ao grupo GEPOL, me sinto honrada em fazer parte desse grupo cujas pessoas estão sempre dispostas a fazer o certo para dar certo. Principalmente, aos colegas de pós-graduação Alessandro Sabino, Antônio Neto, Fernando Silveira e Rafael Arrieta pelo apoio e amizade.

A toda comunidade esalquiana, aos professores do Departamento de Produção Vegetal, técnicos, funcionários que me ajudaram com um sorriso no rosto fazendo tudo isso tornar-se realidade. Principalmente aos professores Clíssia Barboza da Silva, Pedro Esteves Duarte Augusto e a engenheira agrônoma Helena Pescarin Chamma pelo apoio e auxílio durante esse estudo.

Aos amigos que fiz em Piracicaba Camila Godoy, Camila Haddad, Fernanda Carla, Fernanda Pazin, Igor Carvalho, Ingrid Machado, Jaqueline Guedes, Marcelo de Oliveira, Natália Salgado e Nielsen Moreira.

A minha grande amiga que me apoiou e incentivou muito Camila Godoy.

Aos meus amigos de Uberlândia, principalmente, Bruna Queiroz, Fábio Alves e Lethícia Guimarães, muito obrigada por cada risada sempre das mesmas histórias. Em especial a Lorrayne Silva amiga da graduação para a vida toda.

Aos que sempre me apoiaram, em especial, Maria da Penha Oliveira de Souza, Simone Borges e Ronaldo Santos por torcerem e acreditar em mim.

A CAPES, pelo auxílio financeiro para realização dessa pesquisa.

A Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz" (ESALQ/USP) por me permitir ser aluna dessa instituição tão renomada e respeitada.

Muito obrigada de coração a todos vocês que contribuiram para que tudo isso tornasse realidade.

"Tudo tem o seu tempo determinado, e há tempo para todo o propósito debaixo do céu.

Tem tempo de nascer, e tempo de morrer; tempo de plantar, e tempo de arrancar o que se plantou;

Tempo de matar, e tempo de curar; tempo de derrubar, e tempo de edificar;

Tempo de chorar, e tempo de rir; tempo de prantear, e tempo de dançar;

Tempo de espalhar pedras, e tempo de ajuntar pedras; tempo de abraçar, e tempo de afastar-se de abraçar;

Tempo de buscar, e tempo de perder; tempo de guardar, e tempo de lançar fora;

Tempo de rasgar, e tempo de coser; tempo de estar calado, e tempo de falar;

Tempo de amar, e tempo de odiar; tempo de guerra, e tempo de paz.

...

E também que todo o homem coma e beba, e goze do bem de todo o seu trabalho; isto é um dom de Deus."

Eclesiastes 3

SUMÁRIO

RESUMO 7
ABSTRACT 8
1. INTRODUÇÃO 9
2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA 11
2.1. A cultura do almeirão 11
2.2. Fisiologia da germinação de sementes de almeirão 12
2.3. Uso do ultrassom na fisiologia da germinação das sementes 13
2.4. Uso da iluminação artificial na fisiologia da germinação das sementes 14
3. MATERIAL E MÉTODOS 16
3.1. Características gerais 16
3.2. Sementes de almeirão 16
3.3. Experimentos realizados em laboratórios 17
3.3.1. Experimento com ultrassom 17
3.3.2. Experimento com ultrassom e iluminação artificial 20
3.4. Experimentos realizados na empresa de produção de mudas 22
3.4.1. Tratamentos e delineamento experimental 22
3.4.2. Produção de mudas 22
3.4.3. Análises biométricas 22
3.5. Análise Estatística 24
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO 26
4.1. Experimento com ultrassom no processo germinativo das sementes e vigor de plântulas 26
4.2. Experimento com ultrassom e iluminação artificial no processo germinativo das sementes e vigor de plântulas 28
4.3. Experimento com ultrassom e iluminação artificial na produção de mudas 30
5. CONSIDERAÇÕES FINAIS 39
REFERÊNCIAS 41

RESUMO

Ultrassom e iluminação artificial na germinação de sementes e no desenvolvimento de mudas de almeirão

O almeirão (*Cichorium intybus*) é uma hortaliça produzida basicamente pela agricultura familiar. O uso do ultrassom é uma tecnologia segura, rápida e que promove o aumento da velocidade, vigor e porcentagem de germinação de sementes. O uso da iluminação artificial é capaz de controlar a composição espectral, permitir alta durabilidade e emitir comprimentos de onda específicos. O objetivo desse estudo foi avaliar o uso do ultrassom e da iluminação artificial na germinação de sementes e no desenvolvimento de mudas de almeirão. Para isso, avaliou-se as sementes de almeirão de dois lotes no ultrassom com 25 kHz de frequencia em diferentes tempos de exposição de 15, 30, 45, 60 e 120 minutos e o controle para avaliar dados como porcentagem de germinação (PG), índice de velocidade de germinação (IVG), índice de velocidade de emergência (IVE), vigor, uniformidade e comprimento das plântulas. Logo após esse primeiro experimento, foi verificado qual foi o melhor tratamento com ultrassom para o início do segundo experimento que foi verificar a interação do ultrassom e da iluminação artificial (LED) sendo 5, 30 e 60 minutos e o controle, avaliando as variáveis de PG, IVG, vigor, uniformidade e comprimento de plântulas e também o desenvolvimento das mudas de almeirão por meio das análises biométricas, como, porcentagem de emergência, altura das mudas, número de folhas, área foliar, massa fresca e seca da parte aérea e da raiz e de análises não-destrutivas de imagens realizadas pelo equipamento SeedReporter para avaliação dos sinais de antocianinas, fluorescência de clorofila e eficiência fotossintética. No primeiro experimento foi possível verificar que o tratamento de 120 minutos no ultrassom foi o melhor para variáveis analisadas como IVE e comprimento, logo esse tempo foi o utilizado para o segundo experimento, onde foi verificado a interação entre o ultrassom e a iluminação artificial (LED) no processo germinativo e produção de mudas. É possível concluir que o uso do ultrassom e iluminação artificial (LED) foi benéfico na germinação de sementes e no desenvolvimento de mudas de almeirão. Podendo ser uma tecnologia empregada para a germinação de sementes e o desenvolvimento de hortaliças visando a qualidade das mesmas.

Palavras-chave: *Cichorium intybus* L., LED, Vigor de sementes, Análises biométricas

ABSTRACT

Ultrasound and artificial lighting in seed germination and in the development of *Cichorium intybus* seedlings

Cichorium intybus is a vegetable produced primarily by family farming. The use of ultrasound is a safe, fast technology that promotes increased speed, vigor and percentage of seed germination. The use of artificial lighting is able to control the spectral composition, allow high durability and emit specific wavelengths. The aim of this study was to evaluate the interaction of ultrasound and artificial lighting in seed germination and in the development of Cichorium intybus seedling. For this, the *Cichorium intybus* seeds from two batches were evaluated on ultrasound with 25 kHz frequency at different exposure times of 15, 30, 45, 60 and 120 minutes and the control to evaluate data as germination percentage (PG), index germination speed (IVG), emergence speed index (IVE), vigor, uniformity and seedling length. Right after this first experiment, it was verified what was the best ultrasound treatment for the beginning of the second experiment, which was to verify the interaction of ultrasound and artificial lighting (LED) being 5, 30 and 60 minutes and the control, evaluating the variables of emergence percentage, IVG, vigor, uniformity and length of seedlings and also the development of *Cichorium intybus* seedling through biometric analyzes, such as, emergency percentage, seedling height, number of leaves, leaf area, fresh and dry mass of the part aerial and root and non-destructive analysis of images performed by the SeedReporter equipment to assess anthocyanin signals, chlorophyll fluorescence and photosynthetic efficiency. In the first experiment it was possible to verify that the 120 minutes ultrasound treatment was the best for variables analyzed such as IVE and length, so this time was used for the second experiment, where the interaction between ultrasound and artificial lighting (LED) was verified. It is possible to conclude that the use of ultrasound and artificial lighting (LED) was beneficial in the germination of seed and in the development of *Cichorium intybus* seedling. It could be a technology used for seeds germination and vegetables development aiming at its quality.

Keywords: *Cichorium intybus* L., LED, Seed vigor, Biometric analyzes

1. INTRODUÇÃO

A população mundial irá crescer cerca de 2 bilhões de pessoas nos próximos 30 anos, passando atualmente de 7,7 para 9,7 bilhões de pessoas em 2050 (ONU, 2019). A expansão não é apenas da população, a aglomeração de pessoas nas cidades e o crescimento da renda amplia a demanda por alimentos (SAATH; FACHINELLO, 2018). Assim, a agricultura surge como forma de suprir as carências alimentares e trazer segurança para a população, no geral. E, se de um lado a população mundial cresce, do outro lado as atividades agrícolas também crescem, porém em áreas reduzidas como forma de conservar a vida e estabilizar as rápidas mudanças climáticas.

A busca por qualidade e o crescimento da exigência de consumidores por alimentos mais saudáveis e nutritivos contribuem para o crescente mercado sementeiro brasileiro. Logo, é de grande importância que a tecnologia de produção de sementes se alie com tecnologias eficazes que melhorem a qualidade das mesmas. O uso de sementes de alta qualidade é importante para a obtenção de elevados rendimentos. A germinação é essencial para o estabelecimento das plantas, sendo que a rapidez no início dessa fase e o desenvolvimento de plântulas são fatores cruciais para o estabelecimento de plantas bem sucedidas e mais produtivas (MARCOS-FILHO, 2015).

Recentemente, a tecnologia envolvendo o uso do ultrassom consegue chamar a atenção de pesquisadores por ser de uso seguro, de fácil aplicação e que não apresenta perigo. O funcionamento do ultrassom é baseado em um tipo de energia ocasionada por meio de ondas acústicas com frequências superiores a 20 kHz. Essa tecnologia é empregada na agroindústria para melhorar os procedimentos de transferência de massa em alimentos, emulsificação, extração e secagem e também para modificar a hidratação de grãos e sementes, afetando o potencial fisiológico, a velocidade e o vigor de germinação (MIANO et al., 2015). O ultrassom também tem sido usado em sementes para a quebra da sua dormência e para melhorar o processo de germinação, permitindo que as mesmas germinem mais rápido.

A aplicação de ultrassom em meio líquido facilita a hidratação de água pelas sementes; consequentemente, aumentando a taxa de germinação e crescimento (VENÂNCIO et al., 2015). Vibrações ultrassônicas em meios líquidos geram bolhas de cavitação, responsáveis pela liberação de grandes quantidades de energia contribuindo para a quebra de dormência de sementes. Entretanto, a dosagem aplicada e o tempo de exposição das sementes às ondas ultrassônicas influenciam na resposta das sementes quanto à germinação e outros fatores, como exemplo, índices de vigor (PASSOS et al., 2013; VENÂNCIO; MARTINS, 2019).

Além do ultrassom, o uso da iluminação artificial vem crescendo em diversos segmentos da agricultura. Para aumentar a produtividade e a qualidade das hortaliças, a utilização de lâmpadas com diodos emissores de luz, ou, simplesmente LED, tem sido bastante eficaz e pode ser empregada também para o tratamento de sementes, além da sua aplicação na produção final. Os LEDs são diodos semicondutores semelhantes a um chip de computador que produz um espectro de luz mais eficiente do que vários outros modelos de lâmpadas conhecidos atualmente (BOURGET, 2008). Essa tecnologia tem a função de melhorar a fisiologia e o metabolismo das plantas, estimulando a atividade fotossintética. O uso de LED está envolvido tanto na produção de hortaliças como na pós-colheita com o objetivo de prolongar o tempo de prateleira, garantindo a manutenção da qualidade dos produtos por mais tempo.

Dentre as hortaliças, as espécies cujas partes comestíveis são as folhas como o almeirão (*Cichorium intybus*), possuem uma vida pós-colheita menor, de maneira geral, que as hortaliças de frutos, tubérculos, raízes e outras, como o tomate, a batata e a batata-doce. Nas hortaliças folhosas, tratamentos que promovam a produção de plantas de melhor qualidade, garantem um estande mais uniforme e produtivo para o produtor e plantas de alta qualidade para o consumidor. Entretanto, o aumento de produtividade está associado ao cultivo das plantas a partir de mudas

de alta qualidade, caracterizada por parte área compacta, com folhas vigorosas e mais verdes, e sistema radicular bem desenvolvido com a presença de raízes mais grossas, ocupando todo o volume do substrato.

Dessa forma, a realização de pesquisas que envolvem o uso de tecnologias que aumentam e aceleram a germinação de sementes de almeirão e o crescimento de mudas de almeirão trará contribuições relevantes para a melhoria dos sistemas produtivos.

Considerando que o almeirão tem papel importante na alimentação humana como fonte de vitaminas e sais minerais (DOS SANTOS et al., 2013), e a escassez de pesquisas envolvendo o uso de tecnologias que aumentam o seu rendimento, o estudo do ultrassom e da iluminação artificial no tratamento de sementes dessa espécie é de grande relevância no setor de produção de mudas.

A associação do uso do ultrassom e da iluminação artificial com lâmpadas LED pode aumentar a produtividade do almeirão. Essa pesquisa teve por objetivo avaliar o uso do ultrassom e da iluminação artificial na germinação de sementes e no desenvolvimento de mudas de almeirão.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1. A cultura do almeirão

O Estado de São Paulo se destaca como maior produtor de almeirão (COELHO, 2002). Com produção de 5.080 toneladas em 477 hectares, totalizando uma produtividade de 10.650 kg/ha. O almeirão é o 90° produto mais comercializado na Companhia de Entrepostos e Armazéns Gerais de São Paulo (CEAGESP) e em 2017 houve a comercialização de aproximadamente 1,34 tonelada de almeirão, caracterizando as cidades de Ibiúna (30%) e Cotia (21%), ambas do Estado de São Paulo como as principais cidades fornecedoras de almeirão (CEAGESP, 2019).

O almeirão (*Cichorium intybus*) possui origem na Ásia Central e Sul da Europa. Pertencente à família *Asteraceae*, a mesma da alface e da chicória, é considerada uma hortaliça de ciclo anual e herbácea e uma das mais populares e consumidas em forma de saladas. Por ser bastante consumido nas regiões sul e sudeste do país, é considerada como uma hortaliça de boa adaptabilidade ao cultivo em condições amenas de temperatura. Possuindo sabor amargo bem perceptível, a colheita é feita por meio do corte das folhas em cultivo no solo (FILGUEIRA, 2008) e também é feita em maçarias assim como a rúcula para cultivos hidropônicos. As partes consumidas do almeirão são as folhas que são preparadas *in natura* para saladas, sendo ricas em várias composições nutricionais como cálcio, ferro, fósforo, potássio, sódio e também em amido, fibras e proteínas e com baixo valor calórico (LUENGO et al., 2000).

As cultivares de almeirão mais conhecidas e tradicionalmente cultivadas são a "Folha Larga" com folhas grandes e coloração verde mais intensa e não há formação de cabeça e a "Pão de Açúcar" que forma cabeça alongada, volumosa e meio compacta com folhas verdes claras (FILGUEIRA, 2008). A germinação de sementes e a qualidade das mudas são fundamentais para o ciclo da cultura e são fatores que influenciam até o desenvolvimento final da planta (SIMÕES et al., 2015).

O sistema radicular do almeirão é contrário as culturas da alface e chicória, ou seja, é do tipo pivotante, logo, a cultura se adapta bem à semeadura direta, ou seja, as sementes são colocadas diretamente no solo, porém, devido ao maior custo com sementes a semeadura indireta, ou seja, o transplantio de mudas é a mais utilizada. Definida como uma planta rústica, o almeirão desenvolve bem em temperaturas de 12 a 24 °C (FILGUEIRA, 2008).

O cultivo por meio de mudas é realizado com a adoção do método de bandejas multicelulares de polietileno e é a propagação mais empregada para o almeirão e posteriormente é realizado o transplantio para canteiros. As plantas formadas por esse método são consequentemente mais vigorosas e produtivas devido aos cuidados com a semente na fase de germinação e emergência (MARQUES et al., 2003), além de obter menor custo no controle de pragas e doenças (MINAMI, 1995). Para que a germinação do almeirão ocorra é necessário submeter às sementes em condições favoráveis de disponibilidade de água, luz e temperatura (CARVALHO; NAKAGAWA, 2000). Na semeadura indireta é realizado o semeio de três a quatro sementes de almeirão por célula nas bandejas e posteriomente realiza o desbaste para o cultivo no solo, caso seja cultivo hidropônico são utilizadas mais sementes por células e o almeirão é comercializado de forma inteira, ou seja, parte aérea e raízes e em forma de maçaria.

O almeirão é uma planta que pode atingir de 80 a 90 cm de altura e sua produção se inicia aos 60 - 80 dias após a semeadura. A colheita é realizada efetuando o corte das folhas externas e as mesmas são comercializadas em maços (FILGUEIRA, 2008). E no cultivo hidropônico colhe-se a planta toda em maçaria e com raízes. Podem ser realizadas colheitas múltiplas de três a quatro vezes. Avaliando os valores nutricionais, o almeirão é mais rico em

proteínas, vitaminas, fibras e cálcio com relação à alface e outras folhosas, mas, mesmo assim, é uma das hortaliças menos estudadas e que se têm menos dados científicos divulgados (FAVERI et al., 2009).

2.2. Fisiologia da germinação de sementes de almeirão

O desenvolvimento da semente é um caminho metabólico com inúmeras diversificações pré e pós fertilização do óvulo. Quando a semente é hidratada, reinicia o seu desenvolvimento até a origem e formação de uma plântula, porém tornam-se mais acessíveis às diferentes condições ambientais. Esse comportamento da semente traduz o dinamismo de uma população que pode ser representado pela porcentagem, uniformidade e velocidade de germinação e emergência de plântulas (MARCOS-FILHO, 2015).

As sementes são fundamentais para a produção da cultura, melhorando a diversificação das espécies. Sendo assim, a germinação é uma fase de extrema importância para o estabelecimento e vigor das mesmas e, a rápida germinação e o crescimento de plântulas mais acentuadas estabelecem o sucesso de plantas mais vigorosas e saudáveis (SHARIFIFAR et al., 2015).

A germinação de sementes é uma atividade fundamental e que resulta com a emergência do embrião rompendo as suas camadas protetoras. A ativação de processos metabólicos é realizada devido à absorção de água pelas sementes e consequentemente ocasionará a expansão do embrião. O início da germinação ocorre com a assimilação de água e finaliza com o alongamento do eixo embrionário e protusão da raiz primária (MARCOS-FILHO, 2015).

Bewley e Black (1994) apresentaram as três etapas principais que ocorrem durante a germinação: a reativação, a indução de crescimento e o crescimento. A absorção de água é indispensável para que a semente reinicie as suas atividades metabólicas. A deficiência hídrica limita a germinação das sementes, o que pode acarretar na diminuição da porcentagem, uniformidade e velocidade de germinação. Com a entrada da água no interior da semente, ocorre o aumento no volume do embrião e dos tecidos de reserva e consequentemente acarretará a ruptura do tegumento e da protusão da raiz primária (MARCOS-FILHO, 2015).

Na germinação das sementes, as giberelinas impulsionam as sínteses de enzimas hidrolíticas, como as amilases e as proteases. Essas enzimas são responsáveis por degradar as reservas nutritivas à medida que a semente amadurece e essas enzimas ficam acumuladas no endosperma ou embrião. Essa degradação de carboidratos resulta em alimento e energia para manter o crescimento da plântula (TAIZ; ZEIGER, 2013).

No almeirão, a semente é o único material usado para a propagação comercial de plantio, e é o que determina o rendimento e o padrão qualitativo da colheita. O fruto (semente) é do tipo aquênio que representa a família *Asteraceae* no geral, ou seja, não alado, onde a semente se une na parede do fruto por apenas um ponto, normalmente seco, de forma obovóide a cilíndrico e indeiscente e com coloração que varia de marrom claro a marrom escuro quando maduro (BARCACCIA; GHEDINA; LUCCHIN, 2016).

Além do valor genético, as propriedades intrínsecas e extrínsecas da semente dependem de condições de cultivo e da colheita, esses são fatores que determinam a qualidade comercial e o desempenho da semente no campo. Devido à forma obovóide, ou seja, formato ovalado com as extremindas afuniladas, as sementes de almeirão comercial geralmente são revestidas e peletizadas com diversos materiais a fim de proporcionar uma forma mais esférica, o que facilita o uso de máquinas de plantio, melhorando o desempenho da semeadura e a aplicação de defensivos agrícolas (BARCACCIA et al., 2016).

A germinação e o desenvolvimento de plântulas estão sujeitos à ação de vários fatores como a água, luz, temperatura e tipos de substratos. Sendo que esses fatores agem diretamente na disponibilidade hídrica (MARCOS-FILHO, 2005; CARVALHO; NAKAGAWA, 2012).

A água tem como função enfraquecer o tegumento da semente e consequentemente ocorrerá o aumento dos tecidos de reserva e do embrião que irá facilitar a troca gasosa e a emissão da raiz primária. Também facilita a translocação e assimilação de reservas que resulta no crescimento do embrião (MARCOS-FILHO, 1986) e sua disponibilidade pode afetar significativamente o tempo de germinação (BRADFORD, 2002).

A temperatura é um dos principais fatores que influencia na velocidade e germinação das sementes de almeirão. PINTO JÚNIOR et al., (2009), observaram que a cultivar "Pão-de-açúcar" obteve maiores porcentagens de germinação na temperatura de 20 °C no quarto dia com 75,5% a mais de germinação. Sementes expostas à temperatura de 35 °C houve menor porcentagem de germinação e a 10 °C não houve germinação. Temperaturas em torno de 20 °C garantem maiores porcentagens de germinação (>60%), temperaturas próximas ou abaixo de 10 °C as sementes não germinam.

2.3. Uso do ultrassom na fisiologia da germinação das sementes

A germinação de sementes é um período essencial para o estabelecimento de plantas. A dormência é denominada como uma forma de impedir que a germinação de uma semente viável ocorra. Logo, a quebra da dormência das sementes tem papel importante nas plantas. Existem sementes que apresentam dormência mesmo sendo produzidas em condições naturais (MARCOS-FILHO, 2015). Em geral, a família *Asteraceae* onde o almeirão é representado não apresenta problemas com dormência, em alguns casos, a alface (Lactuca sativa) pode apresentar algum tipo de dormência, ou atraso na germinação. Diferentes métodos são usados para superar a dormência das sementes como o uso de hormônios reguladores (SOZI; CHIESA, 1995), escarificação (JUN; TAO, 2004) e estratificação de sementes (LINDIG; LARA-CABRERA, 2004). Além desses métodos são usados outros como os nanocompósitos (AZIMI et al., 2013), o priming e ondas ultrassônicas (YALDAGARD et al., 2008; NAZARI et al., 2014; RAMTEKE et al., 2015).

O uso de métodos físicos para induzir o crescimento das plantas atrai cada vez mais a atenção de pesquisadores e produtores agrícolas como uma alternativa ao uso dos produtos químicos, oferecendo melhor qualidade dos produtos e menor impacto ambiental e social (ALADJADJIYAN, 2011).

O ultrassom é um tipo de energia mecânica ocasionada por meio de ondas acústicas com freqüências superiores a 20 kHz (ALADJADJIYAN, 2011). O tratamento com o ultrassom pode alterar o estado das substâncias e até acelerar as reações (SUSLICK, 1994). A utilização do ultrassom é um novo método físico onde a aplicação do som ocorre em frequencias de faixas de 20 a 100 kHz. Pode ser aplicado tanto em indústrias químicas como na agricultura e indústria de alimentos (BENEDITO et al., 2002; GABA et al., 2008; MASON, POVEY, 1998).

O uso do ultrassom na agricultura é uma tecnologia pouco explorada e que recentemente, está sendo utilizado como um procedimento seguro, simples, com facilidade de uso e economicamente viável na questão da duração e que tem proporcionado quebrar a dormência das sementes atraindo a atenção de pesquisadores (MEISAM et al., 2017).

O ultrassom como tecnologia para a quebra de dormência de sementes e consequentemente o aumento da germinação já é considerado estudo para diversos pesquisadores. A aplicação ultrassônica para a maior porcentagem de germinação de sementes e o desenvolvimento inicial das plântulas já foram estudados para várias culturas. Essa

tecnologia é um dos métodos de tratamento de semente, entretanto, é considerada simples, de custo baixo, ecológico e multifuncional (GOUSSOUS et al., 2010).

Ao estudar o efeito do ultrassom na germinação e descontaminação microbiana de sementes de três espécies de ervilhas (*Pisum sativum*), onde as sementes foram submetidas ao ultrassom com frequencia de 40 kHz por um minuto, CHIU et al., (2014), observaram aumento de 13% na germinação de sementes com relação ao tratamento controle e que foi possível diminuir a carga microbiana e melhorar o desenvolvimento de plântulas.

Em outra pesquisa utilizando espécies de grão-de-bico (*Cicer arietinum*), trigo (*Triticum aestivum*), pimenta (*Capsicum annuum*) e melancia (*Citrullus vulgaris*), em banho ultrassônico com 40 kHz de frequencia, GOUSSOUS et al., (2010), notaram que a porcentagem da germinação do grão-de-bico aumentou 36% euqnato a porcentagem da germinação de melancia e trigo aumentou em 2% cada um com relação ao tratamento controle. Porém, para a germinação de pimenta, a exposição ao ultrassom fez diminuir a porcentagem de germinação em 19%, indicando que existem espécies que se limitam ao tempo de exposição no ultrassom. Três espécies de plantas medicinais, erva-sal (*Atriplex lentiformis*), cominho (*Cuminum cyminum*) e alcaparra (*Capparis spinosa*) responderam positivamente a tecnologia do ultrassom, onde a germinação foi elevada em 28%, 36% e 35,7%, respectivamente, em comparação ao tratamento controle (SHARIFIFAR et al., 2015).

O efeito do tratamento ultrassônico com frequencia de 22 kHz em cinco minutos de imersão foi eficaz para aumentar e melhorar a germinação de sementes de cenoura (*Daucus carota* L.), cultivar Nantes e aumentar o peso fresco das plantas em 20% (ALADJADJIYAN, 2002). Em outro trabalho, o efeito do uso do ultrassom foi verificado em sementes de lentilha (*Lens culinaris*) e trigo (*Triticum* spp.), as sementes foram tratadas com frequencia de 42 kHz, onde concluiu que foi possível melhorar o estágio inicial do crescimento das plantas e o crescimento do caule e raízes tiveram aumento linear quanto maior o tempo de exposição ao ultrassom (ALADJADJIYAN, 2011).

2.4. Uso da iluminação artificial na fisiologia da germinação das sementes

A produção agrícola mundial cada vez mais deve cumprir as exigências do mercado consumidor. Existe o apelo por sistemas de produção mais eficientes que tem como objetivo aperfeiçoar o uso de recursos e mão-de-obra, pois, os consumidores estão mais exigentes com relação à qualidade e a produção do produto (WHO, 2015). Para aumentar a produtividade e a qualidades das hortaliças, a utilização de lâmpadas com diodos emissores de luz, ou, simplesmente LED tem sido bastante eficaz. Essa tecnologia tem a função de melhorar a fisiologia e o metabolismo das plantas, estimulando a atividade fotossintética.

A iluminação artificial já é aplicada e estudada há anos em diversas culturas, principalmente em espécies ornamentais (HEUVELINK et al., 2006). Com a produção de hortaliças em ambientes protegidos, a utilização das lâmpadas LED em culturas como tomate, pimentão e alface já é bastante frequente (SCHUERGER et al., 1997; HOVI et al., 2004; GOMEZ DE ARAUJO et al., 2009).

Para a realização da fotossíntese, as plantas necessitam de luz como fonte de energia e de acordo com a intensidade da luz, comprimento de onda e o sentido da luz que está sendo emitida, a planta consegue responder a essa energia luminosa. Por meio dos fotorreceptores como os fitocromos e os criptocromos as plantas conseguem perceber a luz e responder a esses estímulos gerando várias respostas fisiológicas (MUNEER et al., 2014).

Os diodos emissores de luz (LED) têm sido utilizados como fonte luminosa em ambientes onde as instalações agrícolas são controladas. Os LEDs são capazes de controlar a composição espectral, permitem alta durabilidade e emitem comprimentos de onda específicos. Além de possuírem tamanhos menores do que as

lâmpadas tradicionais, os LEDs são relativamente mais frios evitando assim que as plantas esquentem com o calor gerado pelo mesmo, o que favorece a instalação e manejo mais simples (LI et al., 2010; MUNEER et al., 2014).

Tanto a fisiologia como o desenvolvimento das plantas são bastante influenciados pelo espectro de luz que os LEDs proporcionam ao ambiente, podem ser citadas as luzes vermelha, azul, verde, branca ou então as suas combinações. O espectro da luz azul está diretamente relacionado aos processos fisiológicos da planta como o fototropismo e abertura e fechamento de estômatos. Já o espectro da luz vermelha é responsável pela absorção de clorofila (WHITELAM; HALLIDAY, 2007).

O sistema LED pode ser colocado próximo à planta, mesmo com alta intensidade, pois emitem baixo calor radiante aumentando então, a absorção da luz nas áreas com menor atividade. Uma das grandes vantagens do uso das lâmpadas LED é o baixo consumo de energia visando à questão ambiental com redução de até 80% no consumo de energia elétrica. Mas, ainda existem outras vantagens quanto à utilização das lâmpadas LED como controle de funcionamento pelo operador e vida útil longa com até 50.000 horas de operação (MORROW, 2008; PHILIPS, 2014).

Mediante todas as vantagens da tecnologia das lâmpadas LED na horticultura, o seu uso ainda não é frequente devido aos elevados custos de produção e instalação (MORROW, 2008). Nas hortaliças, os benefícios da utilização de LED incluem a possibilidade de escolha do espectro de radiação (BIAN; YANG; LIU, 2015).

O manuseio de espectros de luz das lâmpadas pode gerar benefícios para melhorar o crescimento e desenvolvimento das plantas (CARVALHO, FOLTA; 2014), consequentemente houve o surgimento de lâmpadas LED como fonte de luzes alternativas já que as lâmpadas convencionais não fornecem a possibilidade de manuseio nos espectros de luz (MASSA et al., 2008).

A definição de LED é que são lâmpadas de luzes com espectro na faixa do ultravioleta ao infravermelho distante. Sua vida útil pode chegar até 100.000 horas se comparada com lâmpadas tradicionais que tem duração de 10.000 a 20.000 horas (BOURGET, 2008; MORROW, 2008; SAGER; McFARLANE, 1997).

Devido à maior frequencia e menor comprimento, a luz azul contém mais energia do que a luz vermelha. Portanto, para produzir a luz azul, o custo é mais caro do que para a produção de luz vermelha. O uso de luzes azuis e vermelhas tem sido a principal opção dos produtores, já que os comprimentos de ondas são o bastante para absorver os pigmentos vegetais primários (clorofila). Os comprimentos de onda da luz azul variam de 420 a 450 nanômetros (nm) e da luz vermelha variam de 600 a 700 nm. Além disso, as luzes conseguem captar outros compostos como carotenóides e antocianinas (SAGER; McFARLANE, 1997). O uso de LED tem potencial para gerar economias significativas de energia para os produtores que possuem estufas agrícolas.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1. Características gerais

O estudo foi conduzido de 09 de agosto de 2019 a 15 de janeiro de 2020 nos laboratórios de Análise de Sementes e de Análise de Imagens do Departamento de Produção Vegetal (LPV), e nos laboratórios de Higiene e Laticínios e de Produtos Amiláceos e Engenharia de Processos do Departamento de Agroindústria, Alimentos e Nutrição (LAN), pertencentes à Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo (ESALQ/USP) e no viveiro de mudas – IBS Mudas, na Rodovia Piracicaba/Rio Claro km 20, Sítio Santana, localizado em Piracicaba, SP. A região de Piracicaba está situada a 524 metros de altitude com latitude 22° 43' 30" Sul e longitude 47° 38' 51" Oeste. Segundo a classificação climática de Köppen, o clima é do tipo Cwa, subtropical de inverno seco (com temperaturas inferiores a 18 °C) e verão quente (com temperaturas superiores a 25 °C) (DIAS; ALVARES; SENTELHAS, 2017). Na Figura 1 estão registradas as temperaturas máxima, média e mínima durante o ciclo de produção de mudas de almeirão.

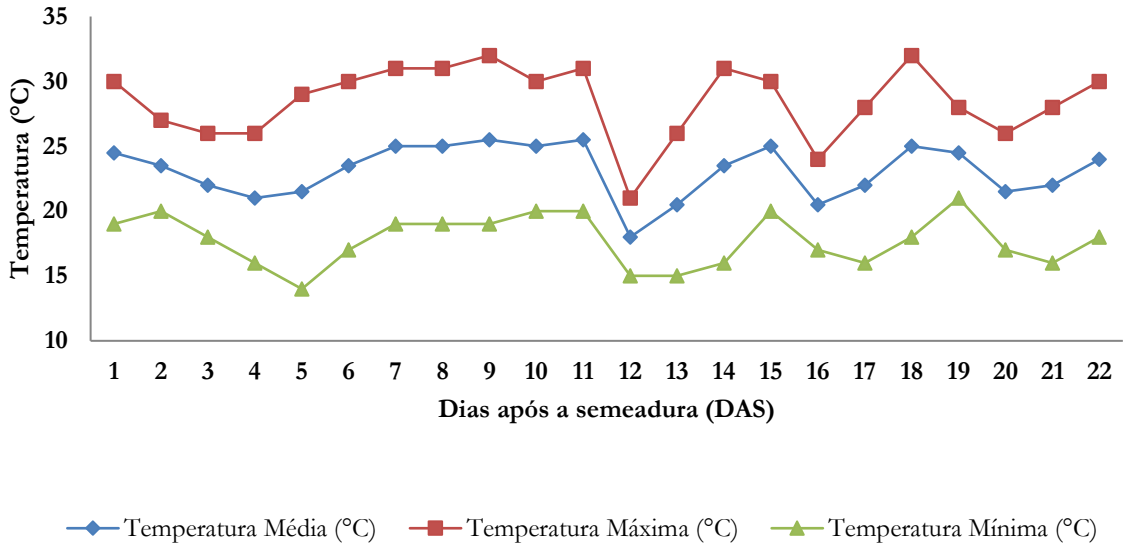

Figura 1. Temperaturas máxima média e mínima diárias registradas no interior da estufa agrícola da empresa IBS Mudas durante o ciclo de produção de mudas de almeirão.

Fonte: elaborado pela autora

3.2. Sementes de almeirão

Dois lotes de sementes de almeirão (*Cichorium intybus*) do cultivar "Pão de açúcar" não submetidos a qualquer tipo de tratamento químico foram cedidos pela empresa ISLA Sementes para a realização desse estudo. As sementes permaneceram armazenadas em câmara fria e seca, a 10 °C e 30% de umidade relativa do ar, durante todo o período do experimento, para evitar a sua perda de vigor.

3.3 Experimentos realizados em laboratórios

3.3.1 Experimento com ultrassom

3.3.1.1 Tratamentos e delineamento experimental

As sementes de almeirão de dois lotes diferentes foram submetidas a diferentes tempos de tratamento com ultrassom (15, 30, 45, 60, 120 minutos) e o controle, no delineamento experimental inteiramente casualizado (DIC) com quatro repetições, seis tratamentos e dois lotes de sementes, num total de 48 parcelas.

Para isso, as sementes foram embaladas a vácuo para impedir a entrada de água durante a utilização do ultrassom, evitando a hidratação das mesmas. As sementes foram embaladas em camadas únicas em embalagens plásticas de polietileno de baixa densidade de aproximadamente 62,5 μm de espessura com dimensões de 15x30 cm com nylon-polietileno (PA) de 12 micras e seladas na máquina produtora de vácuo. A máquina produtora de vácuo é da marca Selovac 300B (Figura 2), que possui duas barras de selagem com 520 mm de comprimento com solda dupla, com procedimento semiautomático, com baixo consumo de energia e duração de 15 a 30 segundos por ciclo.

Figura 2. Máquina produtora de vácuo da marca Selovac 300B utilizada para selar as embalagens plásticas das sementes.
Fonte: acervo da autora.

Figura 3. Vista frontal do ultrassom utilizado para o tratamento de sementes, modelo USC1450, fabricado pela empresa UNIQUE, no Brasil.

Fonte: acervo da autora.

As embalagens foram colocadas na parte inferior do aparelho ultrassônico (Figura 3) para facilitar a entrada das ondas sonoras. O tratamento com ultrassom foi realizado utilizando frequência de 25 kHz, potência volumétrica de 0,028 $W.m^{-3}$ de modelo USC1450, fabricado pela empresa UNIQUE, no Brasil, e com potência nominal de 23,91 W/litro. O equipamento gera ondas mecânicas que são transmitidas pela água colocada na cuba do ultrassom, o tanque do banho ultrassônico foi preenchido com 1,5 L de água destilada (Figura 4).

Logo após o tratamento com ultrassom, as sementes foram colocadas sobre dois papéis toalhas especiais para germinação de sementes "germitest" previamente esterilizados e umedecidos em caixas acrílicas do tipo "gerbox", num total de 50 sementes por caixa, e levadas para câmara de germinação do tipo B.O.D. (Biochemical Oxigen Demand), com fotoperíodo artificial de 12 horas e fase luminosa de 10 µmols m^2 s^{-1} de radiação PAR (radiação fotossiteticamente ativa), em temperatura variando de 20 °C a 30 °C.

Figura 4. Embalagem de sementes de almeirão colocada no interior da cuba do ultrassom para os tratamentos.

Fonte: acervo da autora.

3.3.1.2 Análises realizadas

3.3.1.2.1 Teor de água

Foi determinado pelo método de estufa a 105 °C durante 24 horas, com duas amostras de 5 g de sementes para cada lote (BRASIL, 2009), antes e após os tratamentos com ultrassom. Os resultados obtidos foram expressos em porcentagem média por lote.

3.3.1.2.2 Germinação

Para o teste de germinação, quatro repetições de 50 sementes para cada tratamento foram realizadas em caixas de plástico, tipo "gerbox" (11 cm x 11 cm x 3 cm) com a semeadura em duas folhas de papel previamente esterelizadas e umedecidas com água destilada equivalente a 2,5 vezes o peso do papel seco (BRASIL, 2009). As caixas tipo "gerbox" foram colocadas em câmaras de germinação em temperaturas alternadas 20-30 °C, com fotoperíodo de 12 horas de luz branca.

3.3.1.2.3 Emergência de plântulas em bandejas

Foram feitas quatro repetições de 50 sementes cada para todos os tratamentos em bandejas de polietileno com 200 células, com três sementes por célula e posteriormente foi realizado o desbaste com o objetivo de ficar só uma planta por célula. O substrato utilizado foi a turfa, de textura fina (Pindstrup®), com condutividade elétrica 0,38 mS cm^{-1}, capacidade de retenção de água de 140% e pH 5,9. Foi registrado diariamente o número de plântulas que emergiram para a determinação do índice de velocidade de emergência (MAGUIRE, 1962). Aproximadamente aos 13 dias após a semeadura, a emergência de plântulas foi estabilizada e então foi calculada a porcentagem de emergência, obtendo-se os valores médios por lote.

3.3.1.2.4 Análise computadorizada de imagens de plântulas (SVIS®)

Foram utilizadas quatro repetições de 25 sementes cada por tratamento em cada lote, distribuídas em duas fileiras com 13 sementes no terço superior e 12 sementes no terço inferior para obter plântulas suficientemente individualizadas para a correta identificação de cada uma pelo *software* e interpretação dos resultados. As sementes foram colocadas sobre duas folhas de papel germitest, umedecidas com água destilada equivalente a 2,5 vezes o peso do papel seco e armazenadas em caixas de plástico, tipo "gerbox" (11 cm x 11 cm x 3 cm), de acordo com as instruções nas Regras para Análise de Sementes (BRASIL, 2009). Para a utilização do software SVIS®, as caixas tipo "gerbox" foram mantidas no germinador, no escuro a 25 °C durante quatro dias, em posição praticamente vertical (ângulo de 80°) nas prateleiras do germinador para que as plantas ficassem eretas e obedecessem ao geotropismo.

Após esse período, as plântulas de cada repetição foram transferidas das caixas tipo "gerbox" para uma

folha de E.V.A (etil vinil acetato) de coloração azul com dimensões de 30 cm x 22 cm (o equivalente ao tamanho da área útil do escâner), com o objetivo de proporcionar o contraste necessário para a análise de imagens e colocada sobre a plataforma interna da caixa de alumínio (60 cm x 50 cm x 12 cm) do escâner com resolução de 100 dpi. Assim, foram gerados o comprimento médio das plântulas e os índices médios de uniformidade de desenvolvimento e vigor, conforme Marcos-Filho et al. (2006) e Hoffmaster et al. (2003).

3.3.2. Experimento com ultrassom e iluminação artificial

Após o tratamento das sementes com ultrassom, realização das análises e avaliação dos resultados obtidos, foi determinado o melhor tempo de tratamento de ultrassom (120 minutos) para a elaboração do delineamento experimental envolvendo a iluminação artificial.

3.3.2.1. Tratamentos e delineamento experimental

As sementes não tratadas e tratadas com ultrassom por 120 minutos foram submetidas aos tratamentos com iluminação artificial com lâmpadas LED por 5, 30 e 60 minutos, além do controle. O delineamento experimental utilizado foi o inteiramente casualizado com quatro repetições, em esquema fatorial 2 x 4 x 2, ou seja, dois tempos de ultrassom (0 e 120 minutos), quatro tempos de tratamento com iluminação artificial (5, 30, 60 minutos e o controle) e dois lotes (lote 1 e lote 2), num total de 16 tratamentos, com 64 parcelas.

Os tratamentos com iluminação artificial foram realizados com luminária composta com espectro de emissão de 80% de LEDs vermelhos (660 nm) e 20% de LEDs azuis (450 nm). A luminária de LEDs foi instalada dentro de uma caixa com as seguintes dimensões de comprimento, largura e altura: 42 cm, 30 cm e 36 cm, respectivamente, para evitar a entrada de luz natural ou luz artificial do ambiente. A luminária estava a 30 cm da superfície das sementes, o que permitiu a chegada de uma intensidade luminosa de 208 µmols m^2 s^{-1}, medida por um medidor quântico LightScout.

Após o tratamento das sementes com ultrassom e iluminação artificial, as sementes foram colocadas sobre dois papéis toalhas especiais para germinação de sementes "germitest" previamente esterilizados e umedecidosem caixas acrílicas do tipo "gerbox", num total de 50 sementes por caixa, e levadas para câmara de germinação do tipo B.O.D. (Biochemical Oxigen Demand), com fotoperíodo artificial de 12 horas e fase luminosa de 10 µmols m^2 s^{-1} de radiação PAR (radiação fotossiteticamente ativa), em temperatura variando de 20 °C a 30 °C.

3.3.2.2. Análises realizadas

3.3.2.2.1 Teor de água

Foi determinado pelo método de estufa a 105 °C durante 24 horas, com duas amostras de 5 g de sementes para cada lote (BRASIL, 2009) antes e depois dos tratamentos com ultrassom. Os resultados obtidos foram expressos em porcentagem média por lote.

3.3.2.2.2 Germinação

Para o teste de germinação, quatro repetições de 50 sementes para cada tratamento foram realizadas em caixas de plástico, tipo "gerbox" (11 cm x 11 cm x 3 cm) com a semeadura em duas folhas de papel previamente esterelizadas e umedecidas com água destilada equivalente a 2,5 vezes o peso do papel seco (BRASIL, 2009). As caixas tipo "gerbox" foram colocadas em câmaras de germinação em temperaturas alternadas 20-30 °C, com fotoperíodo de 12 horas de luz branca.

3.3.2.2.3 Emergência de plântulas em bandejas

Foram feitas quatro repetições de 50 sementes cada para todos os tratamentos em bandejas de polietileno com 200 células, com três sementes por célula e posteriormente foi realizado o desbaste com o objetivo de ficar só uma planta por célula. O substrato utilizado foi a turfa, de textura fina (Pindstrup®), com condutividade elétrica 0,38 mS cm^{-1}, capacidade de retenção de água de 140% e pH 5,9. Foi registrado diariamente o número de plântulas que emergiram para a determinação do índice de velocidade de emergência (MAGUIRE, 1962). Aproximadamente aos 13 dias após a semeadura, a emergência de plântulas foi estabilizada e então foi calculada a porcentagem de emergência, obtendo-se os valores médios por lote.

3.3.2.2.4 Análise computadorizada de imagens de plântulas (SVIS®)

Foram utilizadas quatro repetições de 25 sementes cada por tratamento em cada lote, distribuídas em duas fileiras com 13 sementes no terço superior e 12 sementes no terço inferior para obter plântulas suficientemente individualizadas para a correta identificação de cada uma pelo *software* e interpretação dos resultados. As sementes foram colocadas sobre duas folhas de papel germitest, umedecidas com água destilada equivalente a 2,5 vezes o peso do papel seco e armazenadas em caixas de plástico, tipo "gerbox" (11 cm x 11 cm x 3 cm), de acordo com as instruções nas Regras para Análise de Sementes (BRASIL, 2009). Para a utilização do software SVIS®, as caixas tipo "gerbox" foram mantidas no germinador, no escuro a 25 °C durante quatro dias, em posição praticamente vertical (ângulo de 80°) nas prateleiras do germinador para que as plantas ficassem eretas e obedecessem ao geotropismo.

Após esse período, as plântulas de cada repetição foram transferidas das caixas tipo "gerbox" para uma folha de E.V.A (etil vinil acetato) de coloração azul com dimensões de 30 cm x 22 cm (o equivalente ao tamanho da área útil do escâner), com o objetivo de proporcionar o contraste necessário para a análise de imagens e colocada sobre a plataforma interna da caixa de alumínio (60 cm x 50 cm x 12 cm) do escâner com resolução de 100 dpi. Assim, foram gerados o comprimento médio das plântulas e os índices médios de uniformidade de desenvolvimento e vigor, conforme Marcos-Filho et al. (2006) e Hoffmaster et al. (2003).

3.4. Experimentos realizados na empresa de produção de mudas

3.4.1 Tratamentos e delineamento experimental

As sementes não tratadas e tratadas com ultrassom por 120 minutos foram submetidas aos tratamentos com iluminação artificial com lâmpadas LED por 5, 30 e 60 minutos, além do controle. O delineamento experimental utilizado foi o inteiramente casualizado com quatro repetições, em esquema fatorial 2 x 4 x 2, ou seja, dois tempos de ultrassom (0 e 120 min), quatro tempos de tratamento com iluminação artificial(5, 30, 60 minutos e o controle) e dois lotes (lote 1 e lote 2), num total de 16 tratamentos, com 64 parcelas. As sementes foram semeadas no dia 13 de novembro de 2019 em bandejas de polietileno flexível de 200 células preenchidas com substrato à base de turfa. Após a semeadura, as bandejas foram transferidas para uma sala de germinação mantidas em temperatura de 19 °C e umidade relativa do ar de 90% e permaneceram nesse ambiente até o processo de germinação ser finalizado. Após esta etapa, as bandejas foram transferidas para a estufa agrícola do viveiro IBS Mudas para a produção de mudas.

3.4.2 Produção de mudas

As bandejas de 200 células de polietileno foram colocadas na bancada com altura de 0,5 m no interior da estufa agrícola para o desenvolvimento das mudas. A estrutura da estufa agrícola é do tipo arco, com 100 m de comprimento, 12,80 m de largura e 4,5 m de pé direito. As paredes frontais e laterais são de tela antiafídeo com cobertura superior de plástico de polietileno com difusor de 150 µm e piso de concreto. A irrigação foi realizada por aspersão em sistema de barras móveis. As mudas foram mantidas em ambiente protegido por um período de 21 dias. Ao final desse período, as plantas foram devidamente transportadas para a área experimental do Departamento de Produção Vegetal da ESALQ/USP, onde foram realizadas as avaliações biométricas.

3.4.3 Análises biométricas

3.4.3.1 Porcentagem de emergência

Para a porcentagem de emergência nas bandejas de produção de mudas foi contabilizadas o número das mesmas para a determinação da porcentagem de emergência.

3.4.3.2 Altura das mudas

Avaliou-se a altura de quinze mudas coletadas aleatoriamente de cada repetição dos tratamentos a partir do nível do substrato até a extremidade da folha mais alta, com auxílio de uma régua graduada, e o resultado foi expresso em centímetros.

3.4.3.3 Número de folhas

Avaliou-se o número de folhas de quinze mudas coletadas aleatoriamente de cada repetição dos tratamentos. Foram contadas as folhas maiores que dois centímetros, partindo das folhas basais até a última folha aberta.

3.4.3.4 Área foliar

Determinou-se a área foliar de cinco mudas de cada repetição dos tratamentos, utilizando um integrador de área foliar da marca LI-COR®, modelo LI3100 (Figura 5). As folhas foram passadas pelo aparelho, uma a uma, e os valores da área foliar foram anotados em uma tabela. Os resultados foram expressos em centímetros quadrados por folha. Casualmente, foi realizada limpeza na superfície do equipamento, que entrou em contato com as amostras.

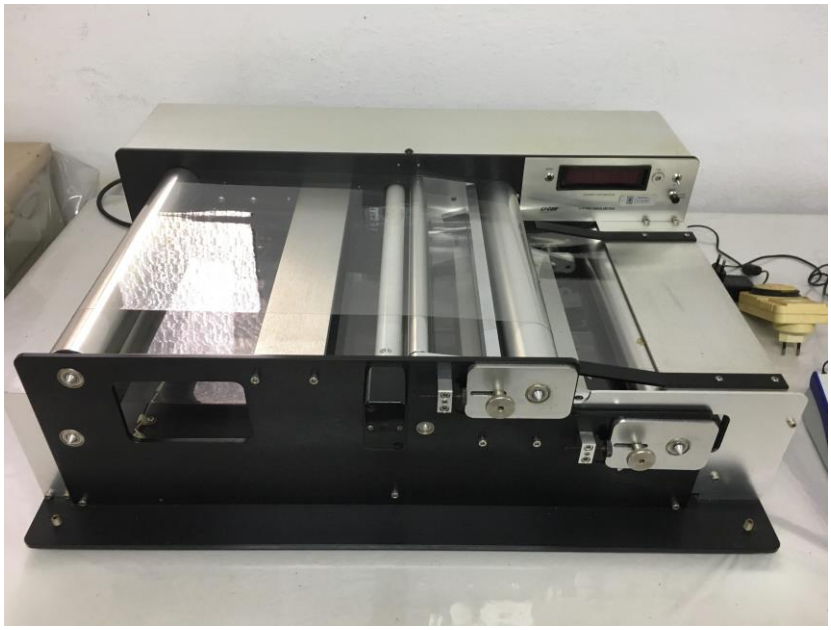

Figura 5. Medidor de área foliar da marca LI-COR®, modelo LI3100 utilizado para realizar as medições da área foliar das mudas de almeirão.

Fonte: acervo da autora.

3.4.3.5 Massa fresca e seca da parte aérea e da raiz

Avaliou-se a massa fresca e seca da parte aérea e das raízes de 40 mudas de almeirão de cada repetição dos tratamentos, após a separação da parte aérea e do sistema radicular das plântulas. O sistema radicular foi lavado com água corrente para retirar o substrato e ficarem apenas as raízes das mudas. As massas das matérias frescas da parte aérea e das raízes foram obtidas por meio da pesagem em balança analítica com precisão de três casas decimais. Logo após a pesagem da massa fresca, as amostras da parte aérea e do sistema radicular foram colocadas em sacos de papel identificados de acordo com cada tratamento e levadas para a estufa de secagem a 65 °C por 24 horas. Após o término da secagem, as amostras foram retiradas da estufa e pesadas para a obtenção da massa seca da parte aérea e das raízes.

3.4.3.6 Avaliação dos sinais de antocianinas, fluorescência de clorofila e eficiência fotossintética

Foi utilizado o equipamento SeedReporter Camera Spectral & Colour (PhenoVation Life Sciences, Wageningen, Holanda) (Figura 6). O SeedReporter refere-se ao sistema de análise de imagens obtidas no vermelho, verde, azul, infravermelho próximo – NIR e infravermelho distante. O sistema consiste de um gabinete compacto contendo um computador incorporado e um *software* de aquisição de imagens, uma câmera CCD de 6 Mp com níveis de cinza de 14 bits por pixel. Antes das avaliações, as amostras foram mantidas por 30 minutos no escuro, de modo que todos os centros de reação sejam fisiologicamente abertos e otimizados para receberem os elétrons dos fótons. Em seguida, as amostras foram transferidas para o interior do gabinete do SeedReporter para as medições de sinais de antocianinas, fluorescência de clorofila e eficiência fotossintética.

A eficiência fotossintética é dada por:

$$Fv/Fm = Fm\ (Fm - F0)/Fm$$

Que representa a eficiência máxima do fotossistema II, onde os menores valores indicam que os centros de reação do fotossistema II estão danificados, e ou é ineficiente. As imagens foram analisadas por meio do *Software CFTI – Analisys* (versão 5.4.5). Cada imagem foi tratada previamente com auxílio de filtros para retirada de ruídos.

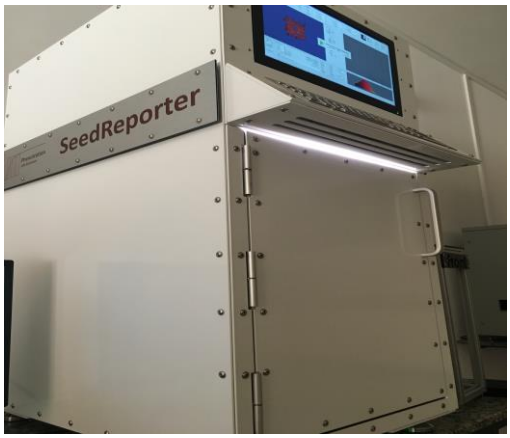

Figura 6. Equipamento SeedReporter Camera Spectral & Colour utilizado para a avaliação dos sinais de antocianinas, fluorescência de clorofila e eficiência fotossintética.

3.5 Análise estatística

Para a análise estatística dos resultados obtidos nas avaliações das duas etapas da pesquisa, foram realizadas análises de variância pelo teste F. As médias dos tratamentos foram comparadas entre si pelo teste Tukey, usando o software R versão 3.2.3 (R CORE TEAM, 2015).

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Experimento com ultrassom no processo germinativo das sementes e vigor de plântulas

Os teores de água das sementes de almeirão foram de 6,12% e 6,22%, e de 6,11% e 6,09% para os lotes 1 e 2, antes e após os tratamentos com ultrassom, respectivamente. Esses resultados mostraram que houve uniformidade nos teores de água antes e após o uso do ultrassom, pois as variações nos teores de água entre as amostras não podem ser superiores a 2% que é o recomendado para que a água não interfira nos resultados (MARCOS-FILHO, 1999).

Os valores de porcentagem de germinação (PG), índice de velocidade de germinação (IVG), índice de velocidade de emergência (IVE), índice de vigor (V), uniformidade (U) e comprimento (C) das plântulas de almeirão dos dois lotes (L1 e L2) sob tratamentos com ultrassom estão descritos na Tabela1.

A PG e o IVG não foram afetados pelos tratamentos com ultrassom, sendo que os valores médios obtidos foram de 85,75% e 88,33, respectivamente para a PG e 10,27 e 11,02 respectivamente para o IVG para ambos os lotes 1 e 2. O uso do ultrassom (2, 4, 8, 16 e 32 minutos) também não aumentou a PG em relação às sementes não tratadas de copaíba-jacaré, do óleo-de-copaíba, do tachi-vermelho e da sumaúma (CIPRIANI et al., 2018).

O IVE aumentou 109,7% e 56,9% com a aplicação do ultrassom por 60 minutos em relação ao controle, para os lotes 1 e 2, respectivamente. O índice de vigor (V), por sua vez, aumentou com a aplicação de 120 minutos de ultrassom em relação aos tempos de 15, 30 e 45 minutos, mas não em relação ao controle, para os dois lotes de sementes. O vigor é a propriedade da semente que indica a emergência sob condições desfavoráveis. Quanto maior o índice de vigor, maior será a velocidade e uniformidade de desenvolvimento das plântulas (KIKUTI et al., 2012).

A uniformidade de plântulas (U) não foi afetada pelos tratamentos e o comprimento das plântulas também não aumentou com o tratamento de ultrassom em relação ao controle, para os dois lotes de sementes, mas a aplicação de 120 minutos de ultrassom resultou em maior comprimento em relação aos demais tempos de tratamento com ultrassom.

Pesquisas mostram que a aplicação de ultrassom de baixa frequencia em meio líquido pode aumentar a taxa de germinação e de crescimento por facilitar a absorção de água pelas sementes (YALDAGARD et al., 2008). Porém, o tempo de ultrassom para o tratamento de sementes varia em função das características das sementes, como tamanho, espessura do tegumento e dormência. Para grão de bico, trigo e melancia, os melhores tempos de imersão no ultrassom foram de 45, 30 e 5 minutos, respectivamente (GOUSSOUS et al., 2010). Já para sementes dos híbridos de orquídea *Calanthe* expostas ao tratamento com ultrassom por 10 minutos apresentou a maior porcentagem de germinação (SHIN et al., 2011).

Pelos resultados obtidos, optou-se pela utilização de 120 minutos de tratamento com o ultrassom, visto que esse tempo apresentou os melhores resultados para V e C em relação aos demais tempos empregados. O comprimento de plântulas e o vigor são parâmetros sensíveis para indicar diferenças de vigor entre lotes de sementes e entre tratamentos aplicados nas sementes, como o ultrassom. O uso do SVIS® para a avaliação da resposta de sementes ao ultrassom é uma alternativa promissora, pois representa um procedimento simples, reproduzível e objetivo para avaliação direta do vigor de sementes germinadas. Além disso, a determinação do potencial fisiológico

de sementes mediante a comparação do crescimento de plântulas ou de suas partes é eficiente para estabelecer relações com a emergência de plântulas.

Tabela 1. Porcentagem de germinação (PG), índice de velocidade de germinação (IVG), índice de velocidade de emergência (IVE), índice de vigor (V), uniformidade (U) e comprimento (C) de plântulas sob tratamento com ultrassom em dois lotes de sementes de almeirão (L1 e L2).

T (min.)	PG (%)		IVG		IVE		V		U		C (cm)	
	L1	L2	L1	L2	L1	L2	L1	L2	L1	L2	L1	L2
0	86,50Aa	88,00Aa	10,44Aa	10,53Aa	5,78Ac	6,75Ac	654,75Aab	672,25Aab	752,75Aa	737,00Aa	1,77Aab	1,91Aab
15	89,50Aa	86,00Aa	11,40Aa	10,45Aa	6,64Ac	5,65Ac	566,50Ab	644,50Ab	698,75Aa	724,50Aa	1,56Abc	1,82Abc
30	84,00Aa	89,00Aa	10,26Aa	11,66Aa	8,62Ab	9,48Aab	621,25Aab	605,25Aab	741,25Aa	728,25Aa	1,64Aabc	1,80Aabc
45	84,00Aa	89,50Aa	9,19Aa	11,46Aa	8,67Ab	9,67Aab	583,50Ab	610,00Ab	696,50Aa	704,50Aa	1,50Ac	1,70Ac
60	85,50Aa	87,00Aa	10,00Aa	10,88Aa	12,12Aa	10,59Ba	609,75Aab	636,75Aab	706,00Aa	710,25Aa	1,57Abc	1,78Abc
120	85,00Aa	90,50Aa	10,37Aa	11,13Aa	7,22Bbc	8,97Ab	656,50Aa	724,00Aa	724,50Aa	768,75Aa	1,86Aa	2,19Aa
Médias	85,75Aa	88,33Aa	10,27Ba	11,02Aa	8,17Aa	8,52Aa	615,37Ba	648,79Aa	719,95Aa	728,87Aa	1,68Ba	1,87Aa
CV (%)	7,69	5,47	10,78	10,95	9,14	7,95	7,90	8,25	2,57	4,89	13,02	11,48

Médias seguidas de mesma letra não diferem estatisticamente entre si, letras maiúsculas para comparação entre lotes na linha e letras minúsculas para comparação entre níveis de ultrassom na coluna, pelo teste Tukey a 5% de probabilidade.

A Figura 7 representa as imagens obtidas pelo software SVIS® das variáveis comprimento e uniformidade das plântulas de almeirão, indicando que a variável comprimento apresentou melhores resultados para o tratamento de 120 minutos no ultrassom com relação aos demais tratamentos em ambos os lotes.

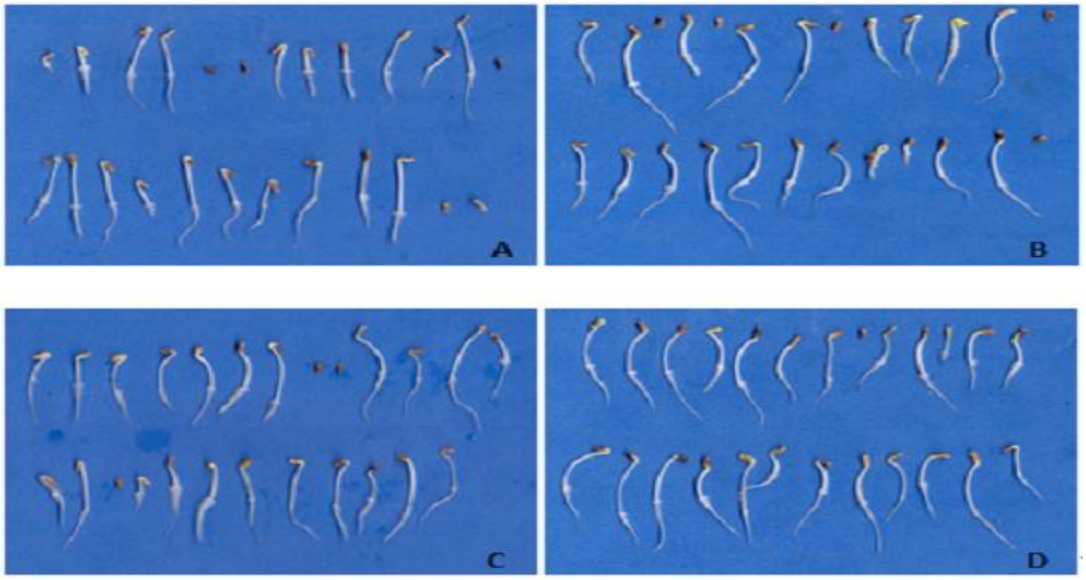

Figura 7. Imagem das análises do software SVIS® do comprimento e uniformidade das plântulas de almeirão. A e B representam o tratamento sem ultrassom dos lotes 1 e 2, respectivamente, no quarto dia de germinação. C e D representam o tratamento com o uso do ultrassom de 120 minutos dos lotes 1 e 2, respectivamente, no quarto dia de germinação.

Fonte: acervo da autora.

4.2. Experimento com ultrassom e iluminação artificial no processo germinativo das sementes e vigor de plântulas

Os valores de porcentagem de germinação (PG), índice de velocidade de germinação (IVG), índice de vigor (V), uniformidade (U) e comprimento (C) das plântulas de almeirão dos dois lotes (L1 e L2) sob tratamentos com ultrassom e iluminação artificial estão descritos na Tabela 2.

A porcentagem de germinação (PG) foi maior no tratamento com ultrassom, demonstrando que o uso dessa técnica foi benéfica para o processo germinativo. De acordo com a literatura, as ondas ultrassônicas permitem o aumento do tamanho dos poros do tegumento, resultando em maior hidratação durante a embebição das sementes (YALDAGARD et al., 2008) como constatado em cevada (YALDAGARD; MORTAZAVI; TABATABAIE, 2008), melancia, grão-de-bico, pimenta e trigo. Esse processo pode reduzir o período de germinação porque os efeitos mecânicos do ultrassom no tegumento, que facilitam a passagem de água através da parede, podem induzir a liberação de uma quantidade maior da enzima alfa-amilase, aumentando a degradação do amido e consequentemente aumentando a porcentagem e a velocidade de germinação das sementes (YALDAGARD; MORTAZAVI; TABATABAIE, 2008).

O IVG e o C foram afetados pela interação entre os tratamentos com ultrassom e iluminação artificial e pelos tratamentos com ultrassom e iluminação artificial e pelos lotes de sementes, respectivamente (Tabela 2). O índice de vigor (V) e de uniformidade (U) não foram afetados pelos tratamentos empregados nas sementes e pelos lotes.

O tratamento das sementes com ultrassom aumentou o IVG em todos os tempos de iluminação com LEDs (Tabela 3). No tratamento controle (sem ultrassom), somente a aplicação de LEDs por 5 minutos resultou em aumento do IVG. Quando as sementes foram tratadas com ultrassom, os maiores IVG foram obtidos no controle e no tratamento por 30 minutos com LEDs em relação aos demais.

A germinação de sementes depende de fatores internos (dormência, genótipo) e fatores externos como luz (PAJAK et al., 2019). A luminosidade pode afetar o processo germinativo, pois os pigmentos fitocromos presentes nas sementes estão envolvidos na detecção da condição da luz ambiental, e o controle da germinação pela luz vermelha (V) e vermelha distante (VD) é um dos primeiros efeitos mediados pelo fitocromo (CASAL; SÁNCHEZ, 1998). Os fitocromos também absorvem e respondem à luz azul (AKBARIAN et al., 2016).

O comprimento das plântulas aumentou com a aplicação do ultrassom em todos os tempos de tratamento das sementes com LEDs para o lote 1 com exceção do tratamento correspondente a 30 minutos de LEDs. Para o lote 2, somente o tratamento com ultrassom associado com o uso dos LEDs por 30 minutos resultou em aumento do C. Nos demais tempos de tratamento dos LEDs, não houve diferença significativa entre as sementes controle e tratadas com ultrassom (Tabela 4).

Tabela 2. Porcentagem de germinação (PG), índice de velocidade de germinação (IVG), índice de vigor (V), uniformidade (U) e comprimento (C) de plântulas sob tratamento com ultrassom, iluminação artificial e dos lotes de sementes de almeirão (L1 e L2).

Fator de Estudo	PG	IVG	V	U	C
Lote (L)					
1	91,81a	11,14a	871,28a	758,18a	3,11a
2	92,12a	11,53a	842,53a	743,00a	2,85a
Ultrassom (U) (min)					
0	88,37b	9,69a	852,12a	750,03a	2,97a
120	95,56a	12,98a	861,68a	751,15a	2,99a
LED (min)					
0	91,62a	11,36a	857,62a	758,06a	2,97a
5	91,87a	11,44a	881,37a	772,93a	2,98a
30	93,50a	12,08a	861,43a	731,00a	3,26a
60	90,87a	10,46a	827,18a	740,37a	2,71a
L x U	ns	ns	ns	ns	ns
L x LED	ns	ns	ns	ns	ns
U x LED	ns	**	ns	ns	ns
L x U x LED	ns	ns	ns	ns	**

Médias seguidas de mesma letra não diferem estatisticamente entre si pelo teste Tukey. ns não significativo, ** significativo a 1% de probabilidade.

Tabela 3. Índice de velocidade de germinação (IVG) sob efeito da interação entre ultrassom e iluminação artificial das sementes de almeirão.

U (min)	LED (min)			
	0	5	30	60
0	8,90Bb	10,77Ab	9,93ABb	9,15Bb
120	13,82Aa	12,12Ba	14,24Aa	11,76Ba
Média	11,36	11,44	12,08	10,46
CV (%)	8,91	8,85	8,38	9,68

Médias seguidas de mesma letra não diferem estatisticamente entre si, letras maiúsculas para comparação entre LED na linha e letras minúsculas para comparação entre ultrassom na coluna, pelo teste Tukey a 1% de probabilidade.

Tabela 4. Comprimento da plântula (cm) sob tratamento com ultrassom, iluminação artificial e dos lotes de sementes de almeirão (L1 e L2).

U (min)	Lote 1				Lote 2			
	LED (min)				LED (min)			
	0	5	30	60	0	5	30	60
0	3,16Ba	2,99Ba	4,10Aa	2,58Ba	2,76Aa	2,91Aa	2,68Ab	2,61Aa
120	3,20Aa	3,06Aa	2,91Ab	2,88Aa	2,79Aa	2,95Aa	3,36Aa	2,77Aa
Média	3,18	3,02	3,5	2,73	2,77	2,93	3,02	2,69
CV (%)	13,02	13,67	11,81	15,15	14,91	14,11	13,68	15,37

Médias seguidas de mesma letra não diferem estatisticamente entre si, letras maiúsculas para comparação entre LED na linha e letras minúsculas para comparação entre ultrassom na coluna, pelo teste Tukey a 1% de probabilidade.

Na figura 8 está representada a variável de comprimento médio do hipocótilo e raiz das sementes de almeirão tratadas com ultrassom e iluminação artificial, essa variável apresentou para o LED de 30 minutos sem ultrassom o melhor resultado com relação aos demais.

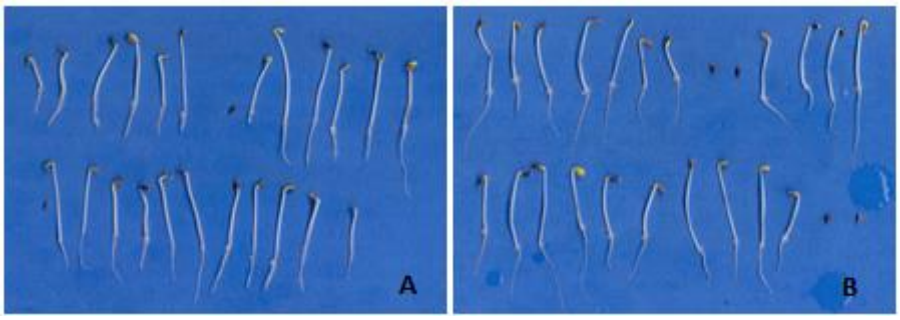

Figura 8. Comprimento médio do hipocótilo e raiz das sementes de almeirão com diferenças significativas. Imagem A representa o tratamento sem ultrassom/com LEDs de 30 minutos e lote 1 no quarto dia de germinação e a imagem B representa o tratamento com ultrassom/com LEDs de 30 minutos e lote 1 no quarto dia de germinação.

Fonte: acervo da autora.

4.3. Experimento com ultrassom e iluminação artificial na produção de mudas

Os valores de porcentagem de emergência (PE), altura das mudas (A), número de folhas (NF), área foliar (AF), massa fresca da parte aérea (MFPA), massa fresca da raiz (MFR), massa seca da parte aérea (MSPA) e massa seca da raiz (MSR) das mudas de almeirão dos dois lotes (L1 e L2) sob tratamentos com ultrassom e iluminação artificial estão descritos na Tabela 5.

A PE, MFPA e MSPA foram afetados pela interação entre os tratamentos com ultrassom e pelos lotes de sementes. A AF foi afetada pela interação entre os tratamentos com ultrassom e iluminação artificial. O NF, A, MFR e MSR foram afetados pela interação entre os tratamentos com ultrassom e iluminação artificial e pelos lotes de sementes (Tabela 5).

A porcentagem de emergência (PE) foi maior no tratamento com ultrassom para o lote 2, demonstrando também que o uso dessa tecnologia foi benéfica para o processo germinativo de mudas em estufa agrícola (Tabela 6). De acordo com a literatura, a aplicação do ultrassom é eficaz na germinação de sementes (YALDAGARD; MORTAZAVI; TABATAIE, 2008), o que sugere que o uso do ultrassom seja interessante na produção de mudas, pois, o estabelecimento rápido e a uniformidade de mudas de hortaliças são uma condição fundamental para adquirir um estande adequado e consequentemente uma boa produtividade e garantia de qualidade da hortaliça (NASCIMENTO, 2011).

A altura das mudas foi maior nos tratamentos sem ultrassom com exceção dos tratamentos correspondentes ao controle e a 30 minutos de LEDs para o lote 1. Para o tratamento com ultrassom a maior altura registrada foi no tratamento controle de LED no lote 1 (Tabela 7). O uso do ultrassom estimula a divisão celular, fato que pode promover a capacidade de crescimento das plantas e raízes (RAN; YANG; CAO, 2015) (Figura 9).

O número de folhas apresentou maiores resultados no tratamento com ultrassom, tratamento controle de LED para o lote 1 e no tratamento sem ultrassom com LED de 5 minutos para o lote 2 (Tabela 8) garantindo que plantas com maior número de folhas tem maior disponibilidade de fotoassimilados (ESSE, 2007).

A área foliar foi maior nos tratamentos sem ultrassom com LED de 5 e 60 minutos (Tabela 9). A importância da área foliar de qualquer cultura é um fator indicativo de produtividade, pois a fotossíntese depende da

interceptação da energia luminosa conventendo-a em energia química. Logo, a superfície foliar da planta é a base do rendimento potencial da cultura (FAVARIN et al., 2002). A luz azul tem a capacidade de inibir o crescimento da planta e a área foliar (FRĄSZCZAK, 2013). Sager (1997) descobriu que a área foliar em plantas de soja cultivada em lâmpadas fluorescentes com diferentes comprimentos de onda azul foi reduzida, o que pode determinar que o uso do ultrassom não impede a atuação de outros elementos como a iluminação artificial.

A massa fresca da parte aérea (MFPA) do tratamento com ultrassom apresentou os melhores resultados para ambos os lotes em relação ao tratamento sem ultrassom, caracterizando o lote 2 como o melhor entre eles (Tabela 10). Isso significa que o maior conteúdo de massa fresca é originado de sementes com bom potencial fisiológico, pois, o sistema radicular será emitido mais facilmente, o que torna a absorção de água e nutrientes mais eficientes (PÊGO; NUNES; MASSAD, 2011). As ondas ultrassônicas alteram as características das sementes possibilitando mais água e oxigênio disponíveis. O ultrassom causa uma pressão mecânica nas sementes que leva à fluidez da parede celular, aumentando a porosidade das sementes, devido à criação de microporos e microfissuras na parede celular das mesmas (NAZARI, 2017). Quanto maior o conteúdo de água na planta, maior será a matéria fresca nos tecidos da planta.

A massa seca da parte aérea (MSPA) do tratamento com ultrassom apresentou também os melhores resultados para ambos os lotes em relação ao tratamento sem ultrassom, caracterizando o lote 2 como o melhor entre eles (Tabela 11), resultados esses que interligam com os obtidos na MFPA. A massa seca da parte aérea é muito utilizada quando visa à produtividade, pois é uma medida mais precisa que o peso da massa fresca. A relação entre massa fresca e massa seca nos informa sobre o teor de água nos tecidos. A composição da massa seca em hortaliças é conduzida pela relação fonte e dreno nas partes da planta (PAULA et al., 2008).

A massa fresca da raiz (MFR) do tratamento com ultrassom apresentou os melhores resultados para os tratamentos de LED em ambos os lotes (Tabela 12). O uso do ultrassom aumentou o teor de massa fresca da raiz, ou seja, mais raízes foram produzidas, o ultrassom ao entrar em contato com a semente induz a degradação da parede celular da semente facilitando então a passagem de água e nutrientes para o interior da semente, o que acarreta o desenvolvimento mais rápido da radícula (NASCIMENTO; CANTLIFFE; HUBER, 2004). A massa seca da raiz (MSR) também mostra que o tratamento com ultrassom apresentou os melhores resultados para os tratamentos de LED em ambos os lotes (Tabela 13).

Tabela 5. Porcentagem de emergência (PE), altura (A), número de folhas (NF), área foliar (AF), massa fresca da parte aérea (MFPA), massa fresca da raiz (MFR), massa seca da parte aérea (MSPA) e massa seca da raiz (MSR) das mudas sob tratamento com ultrassom, iluminação artificial e dos lotes de sementes de almeirão (L1 e L2).

Fator de Estudo	PE	A	NF	AF	MFPA	MFR	MSPA	MSR
Lote (L)								
1	97,93a	5,81a	2,49a	59,18a	21,53a	24,73a	1,67a	2,43a
2	96,03a	5,43a	2,54a	61,11a	22,51a	22,06a	1,77a	2,04a
Ultrassom (U) (min)								
0	94,59b	5,84a	2,55a	62,09a	19,99a	18,68a	1,57a	1,65a
120	99,37a	5,40a	2,48a	58,19a	24,06a	28,10a	1,87a	2,81a
LED (min)								
0	97,87a	5,50a	2,54a	60,52a	21,06a	22,32a	1,67a	2,34a
5	94,93a	5,80a	2,52a	61,67a	22,38a	24,10a	1,76a	2,07a
30	97,87a	5,55a	2,44a	57,46a	22,10a	23,14a	1,71a	2,27a
60	97,25a	5,64a	2,54a	60,92a	22,55a	24,01a	1,75a	2,26a
L x U	*	ns	ns	ns	*	ns	**	ns
L x LED	ns	ns	ns	ns	ns	ns	ns	ns
U x LED	ns	ns	ns	*	ns	ns	ns	ns
L x U x LED	ns	**	**	ns	ns	*	ns	**

Médias seguidas de mesma letra não diferem estatisticamente entre si pelo teste Tukey a 5% de probabilidade. ns não significativo, * significativo a 5% de probabilidade e ** significativo a 1% de probabilidade.

Tabela 6. Porcentagem de emergência (PE) (%) sob efeito da interação entre tratamento com ultrassom e lotes de sementes de almeirão (L1 e L2).

U (min)	Lote (L)	
	1	2
0	97,12Aa	92,06Bb
120	98,75Aa	100Aa
Média	97,93	96,03
CV (%)	2,88	2,94

Médias seguidas de mesma letra não diferem estatisticamente entre si, letras maiúsculas para comparação entre lotes na linha e letras minúsculas para comparação entre ultrassom na coluna, pelo teste Tukey a 5% de probabilidade.

Tabela 7. Altura das mudas (cm) sob tratamento com ultrassom, iluminação artificial e dos lotes de sementes de almeirão (L1 e L2).

U (min)	Lote 1				Lote 2			
	LED (min)				LED (min)			
	0	5	30	60	0	5	30	60
0	5,20Cb	6,45Aa	5,50BCb	5,90ABa	5,44Ba	6,05ABa	5,98ABa	6,25Aa
120	6,54Aa	5,68BCb	6,08ABa	5,15Cb	4,84Ab	5,02Ab	4,64Ab	5,25Ab
Média	5,87	5,59	5,79	5,53	5,14	5,53	5,31	5,75
CV (%)	5,78	5,59	5,86	6,14	6,61	6,13	6,39	5,91

Médias seguidas de mesma letra não diferem estatisticamente entre si, letras maiúsculas para comparação entre LED na linha e letras minúsculas para comparação entre ultrassom na coluna, pelo teste Tukey a 1% de probabilidade.

Figura 9. Altura das mudas de almeirão. Imagem a esquerda representando mudas com ultrassom (acima) e sem ultrassom (abaixo) do lote 1 e imagem a direita representando mudas com ultrassom (acima) e sem ultrassom (abaixo) do lote 2.

Fonte: acervo da autora.

Tabela 8. Número de folhas sob tratamento com ultrassom, iluminação artificial e dos lotes de sementes de almeirão (L1 e L2).

U (min)	Lote 1				Lote 2			
	LED (min)				LED (min)			
	0	5	30	60	0	5	30	60
0	2,33Ab	2,51Aa	2,51Aa	2,54Aa	2,62ABa	2,76Aa	2,41Ba	2,69ABa
120	2,76Aa	2,50ABa	2,46ABa	2,29Ba	2,46Aa	2,32Ab	2,39Aa	2,64Aa
Média	2,54	2,51	2,49	2,42	2,54	2,54	2,4	2,67
CV (%)	7,12	7,22	7,29	7,49	7,12	7,12	7,55	6,79

Médias seguidas de mesma letra não diferem estatisticamente entre si, letras maiúsculas para comparação entre LED na linha e letras minúsculas para comparação entre ultrassom na coluna, pelo teste Tukey a 1% de probabilidade.

Tabela 9. Área foliar (cm²/planta) sob efeito da interação entre ultrassom e iluminação artificial de sementes de almeirão.

U (min)	LED (min)			
	0	5	30	60
0	56,58Aa	68,18Aa	57,51Aa	66,11Aa
120	64,46Aa	55,17Ab	57,41Aa	55,73Ab
Média	60,52	61,67	57,46	60,93
CV (%)	15,93	15,63	16,78	15,83

Médias seguidas de mesma letra não diferem estatisticamente entre si, letras maiúsculas para comparação entre LED na linha e letras minúsculas para comparação entre ultrassom na coluna, pelo teste Tukey a 5% de probabilidade.

Tabela 10. Massa fresca da parte aérea das mudas (g) sob efeito da interação entre ultrassom e dos lotes de sementes de almeirão (L1 e L2).

U (min)	Lote (L)	
	1	2
0	20,24Ab	19,74Ab
120	22,83Ba	25,28Aa
Média	21,53	22,51
CV (%)	8,19	7,84

Médias seguidas de mesma letra não diferem estatisticamente entre si, letras maiúsculas para comparação entre lote na linha e letras minúsculas para comparação entre ultrassom na coluna, pelo teste Tukey a 5% de probabilidade.

Tabela 11. Massa seca da parte aérea das mudas (g) sob efeito da interação entre ultrassom e dos lotes de sementes de almeirão (L1 e L2).

U (min)	Lote (L)	
	1	2
0	1,61Ab	1,53Ab
120	1,74Ba	2,01Aa
Média	1,67	1,77
CV (%)	9,44	8,91

Médias seguidas de mesma letra não diferem estatisticamente entre si, letras maiúsculas para comparação entre lote na linha e letras minúsculas para comparação entre ultrassom na coluna, pelo teste Tukey a 1% de probabilidade.

Tabela 12. Massa fresca da raiz das mudas (g) sob tratamento com ultrassom, iluminação artificial e dos lotes de sementes de almeirão (L1 e L2).

U (min)	Lote 1				Lote 2			
	LED (min)				LED (min)			
	0	5	30	60	0	5	30	60
0	20,47Ab	17,13ABb	14,70Bb	19,58ABb	18,49Ab	20,54Aa	19,45Ab	19,13Ab
120	27,48Ca	35,71Aa	29,63BCa	33,13ABa	22,82Ba	23,01Ba	28,80Aa	24,22ABa
Média	23,98	26,42	22,17	26,35	20,65	21,77	24,12	21,68
CV (%)	11,88	10,78	12,85	10,81	13,79	13,08	11,81	13,14

Médias seguidas de mesma letra não diferem estatisticamente entre si, letras maiúsculas para comparação entre LED na linha e letras minúsculas para comparação entre ultrassom na coluna, pelo teste Tukey a 5% de probabilidade.

Tabela 13. Massa seca da raiz das mudas (g) sob tratamento com ultrassom, iluminação artificial e dos lotes de sementes de almeirão (L1 e L2).

U (min)	Lote 1				Lote 2			
	LED (min)				LED (min)			
	0	5	30	60	0	5	30	60
0	2,45Ab	1,39Bb	1,12Bb	1,62Bc	1,65Aa	1,83Ab	1,61Ab	1,56Ab
120	3,23ABa	2,63Ba	3,36Aa	3,66Aa	2,04Ba	2,42ABa	2,99Aa	2,19Ba
Média	2,84	2,01	2,24	2,64	1,85	2,12	2,3	1,88
CV (%)	12,62	17,83	15,96	13,54	19,38	16,86	15,58	19,06

Médias seguidas de mesma letra não diferem estatisticamente entre si, letras maiúsculas para comparação entre LED na linha e letras minúsculas para comparação entre ultrassom na coluna, pelo teste Tukey a 1% de probabilidade.

De acordo com os dados estatísticos extraídos pelo SeedReporter, os valores de Fv/Fm não variaram entre os tratamentos empregados de ultrassom e iluminação artificial (Tabela 14). A relação da eficiência fotossintética Fv/Fm é utilizada como uma medida do rendimento quântico máximo de PSII realizado em amostras adaptadas à escuridão e é um indicador sensível do desempenho fotossintético da planta (JÄGERBRAND; KUDO, 2016).

Folhas de espécies vegetais devem apresentar valores de Fv/Fm de aproximadamente 0,832. Valores menores que 0,832 indicam que plantas estão sujeitas aos estresses causados pelo ambiente que podem ocasionar danos fotoinibitórios para as plantas. Os valores baixos de Fv/Fm indicam estresse causado por temperaturas muito baixas ou muito altas, afirmando estresse por temperaturas (JÄGERBRAND; KUDO, 2016). As mudas apresentaram índices de 0,678 – 0,679, indicando que estavam sob condições de estresse caracterizado por altas temperaturas registradas durante o cultivo na estufa agrícola. Porém, os valores não variaram estatisticamente entre os tratamentos empregados.

A fluorescência da clorofila também pode ser realizada no equipamento SeedReporter® por ser uma técnica não destrutiva no estudo da eficiência fotossintética e caracterizada como de fácil manuseio e simplicidade(FALQUETO et al., 2007) (Figura 10). Quando ocorre o estresse das plantas essa eficiência diminui, logo, é um método para identificar a quantidade de clorofila em plantas e se o estresse causou alguma deficiência nutricional. A energia luminosa absorvida e seu uso pelas plantas são estimados por meio da fluorescência da clorofila e mudanças ocasionadas na mesma demonstram modificações na taxa fotossintética(FALCO, 2012). Os índices de fluorescência variaram entre 9742 e 10121, mas não foram estatisticamente diferentes entre os tratamentos empregados.

A cor é uma das características mais importantes da qualidade de um alimento e tem valor muito grande naestética e na aceitação do consumidor. As substâncias responsáveis por essa coloração são os flavonóides que são formados por dois grupos, sendo que um deles é a antocianina (MARÇO; POPPI; SCARMINIO, 2008). As antocianinas são um grupo de pigmentos de origem vegetal de grande importância, encontradas nas angiospermas com funções como antioxidantes, mecanismo de defesa, entre outros como ser responsável pelas cores encontradas em várias frutas e verduras (LOPES et al., 2007). Os teores de antocianinas são expressos na quantidade total presente por mg.100g^{-1}de amostra. Em frutas e hortaliças, a antocianina é encontrada em células próximas à superfície garantindo a atuação como filtros que impedem a radiação ultravioleta nas folhas melhorando a taxa de fotossíntese (TEIXEIRA et al., 2008). De acordo com a classificação adotada por Macheix et al., (1990), alimentos sendo frutas, hortaliças entre outros são considerados com elevados teores de antocianinas se os valores forem

superiores a 200 mg.100 g^{-1}. A cor é determinada pela relação do teor de clorofila e da presença ou ausência de clorofila. A variação das antocianinas diz que quanto mais baixo o teor de antocianina mais verde são as folhas (TEIXEIRA et al., 2008) o que caracteriza os baixos valores encontrados na produção de mudas em estufa agrícola (Figura 11).

Tabela 14. Fluorescência de clorofila, eficiência fotossintética e antocianina sob tratamento com ultrassom, iluminação artificial e dos lotes de sementes de almeirão (L1 e L2).

L	LED (min)	U (min)	Fv/Fm	CHl	Antocianina
1	5	0	0,678	10108	0,964
1	30	0	0,679	10121	0,967
1	60	0	0,678	10108	0,964
1	0	0	0,678	10108	0,964
1	5	120	0,678	10108	0,964
1	30	120	0,679	10121	0,967
1	60	120	0,679	10121	0,967
1	0	120	0,679	10121	0,967
2	5	0	0,679	10121	0,967
2	30	0	0,678	9742	0,987
2	60	0	0,679	10121	0,967
2	0	0	0,678	9742	0,987
2	5	120	0,679	10121	0,967
2	30	120	0,679	10121	0,967
2	60	120	0,679	10121	0,967
2	0	120	0,679	10121	0,967

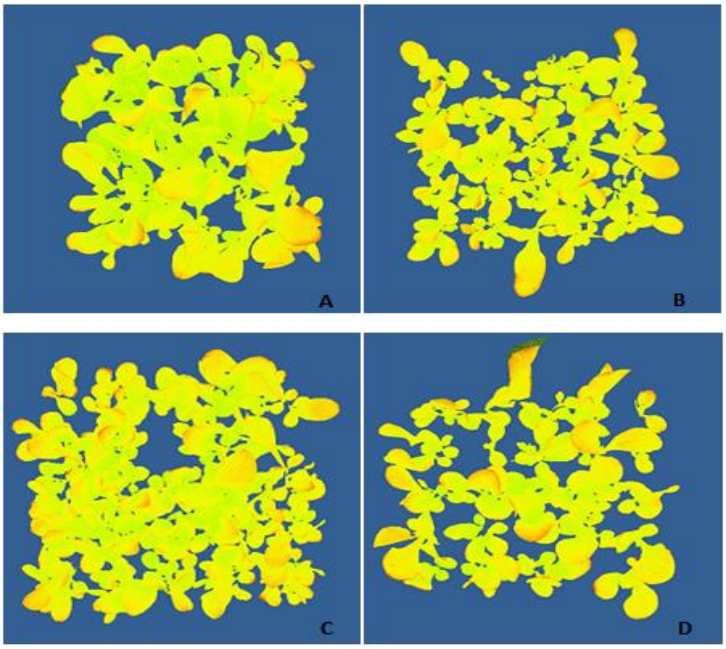

Figura 10. Análise de imagens geradas pelo equipamento SeedReporter® da relação Fv/Fm das mudas de almeirão produzidas em estufa agrícola. Imagem A representa o tratamento com 120 minutos de ultrassom e sem LED do lote 1. Imagem B representa o tratamento sem ultrassom e sem LED do lote 1. Imagem C representa o tratamento com 120 minutos de ultrassom com LED de 60 minutos do lote 1. Imagem D representa o tratamento sem ultrassom com LED de 60 minutos do lote 1.

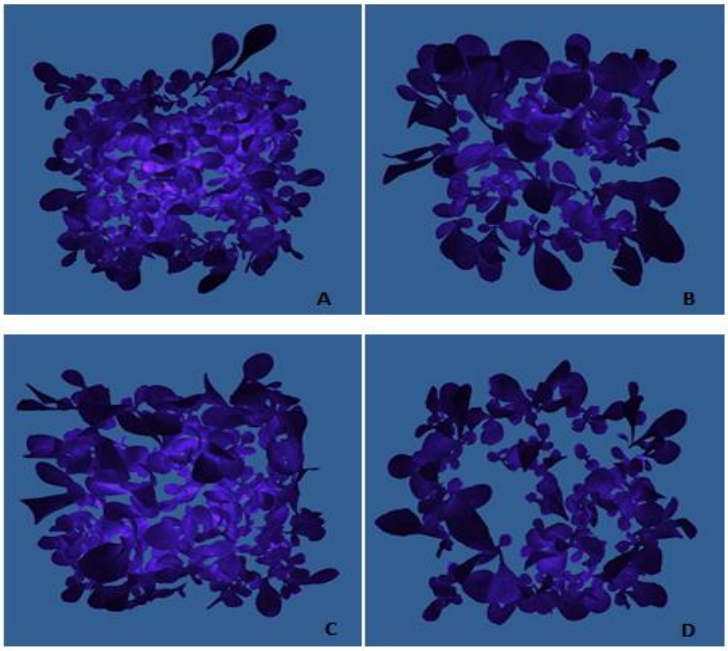

Figura 11. Análise de imagens geradas pelo equipamento SeedReporter® dos teores de antocianinas das mudas de almeirão produzidas em estufa agrícola. Imagem A representa o tratamento com 120 minutos de ultrassom com LED de 5 minutos do lote 2. Imagem B representa o tratamento sem ultrassom com LED de 5 minutos do lote 2. Imagem C representa o tratamento com ultrassom com LED de 30 minutos do lote 2. Imagem D representa o tratamento sem ultrassom com LED de 30 minutos do lote 2.

5 CONSIDERAÇÕES FINAIS

O uso do ultrassom no processo germinativo das sementes de almeirão não afetou a porcentagem de germinação (PG), índice de velocidade de germinação (IVG) e a uniformidade de plântulas (U). Já o índice de vigor (V) e o comprimento de plântulas (C) foram afetados positivamente na aplicação de 120 minutos de ultrassom para os dois lotes de sementes.

O efeito do ultrassom no vigor das sementes se estende na fase de produção de mudas pelo aumento da massa fresca e seca da parte aérea e das raízes.

As sementes de almeirão não responderam ao tratamento isolado da iluminação artificial com lâmpadas LED quanto à germinação e vigor.

À vista da presente pesquisa o uso do ultrassom e da iluminação artificial mostrou resultados positivos podendo ser empregada na germinação de sementes e desenvolvimento de mudas para aumentar as variáveis analisadas como a porcentagem de germinação.

REFERÊNCIAS

ABIDI, F. et al. Blue light effects on rose photosynthesis and photomorphogenesis. **Plant Biology**, v. 15, n. 1, p. 67–74, 2013.

AKBARIAN, A.; MICHIELS, J.; DEGROOTE, J.; MAJDEDDIN, M.; GOLIAN, A.; DE SMET, S. Association between heat stress and oxidative stress in poultry; mitochondrial dysfunction and dietary interventions with phytochemicals. **Anim Sci Biotechnol.** 2016;7:37. Published 2016 Jun 28. doi:10.1186/s40104-016-0097-5

ALADJADJIYAN, A. (2002). Increasing carrot seeds (Daucus carota L.), cv. Nantes, viability through ultrasoundtreatment. Bulg. **J. Agric. Sci**., 8: 469-472.

ALADJADJIYAN, A. (2011). Ultrasonic stimulation of the development of lentils and wheat seedlings. **Romanian Journal of Biophysics** 21(3) : 179-187.

AZIMI, M. S.; DANESHIAN, J.; SAYFZADEH, S.; ZARE, S. (2013) Evaluation of amino acid and salicylic acidapplication on yield and growth of wheat under water deficit. **International Journal of Agriculture and PlantSciences** 5(8): 519-816.

BARCACCIA, G.; GHEDINA, A.; LUCCHIN, M. Current advances in genomics and breeding of leaf chicory (*Cichorium intybus* L.). **Agriculture (Switzerland)**, v. 6, n. 4, 2016.

BENEDITO, J.; CARCEL, J. A.; GONZALEZ, R.; MULET, A. (2002). Application of low intensity ultrasonics tocheese manufacturing processes. Ultrasonics 40: 19–23.

BEWLEY, J. D.; BLACK, M. **Physiology and biochemistry of seeds in relation to germination.** New York,Plenum Press. 1994. 367p.

BIAN, Z. H.; YANG, Q. C.; LIU, W. K. Effects of light quality on the accumulation of phytochemicals invegetables produced in controlled environments: a review. **J Sci Food Agric**, v.95, p. 869–877, 2015.

BOURGET, M. C. (2008) An introduction to lightemitting diodes. **HortScience** 43:1944–1946.

BRADFORD, K. J. (2002) Applications of hydrothermal time to quantifying and modeling seed germination anddormancy. Weed Sci 50:248–260

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Regras para Análise de Sementes. Ministério daAgricultura, Pecuária e Abastecimento. Secretaria de Defesa Agropecuária. Brasília, DF: Mapa/ACS, 2009. 398p.

CARVALHO, S. D.; FOLTA, K. M.2014. Sequential light programs shape kale (Brassica napus)sprout appearance and alter metabolic andnutrient content. **Hort. Res**. 1:doi: 10.1038/hortres.2014.8.

CARVALHO, N. M.; NAKAGAWA, J. Sementes: ciência, tecnologia e produção. 4. ed. Jaboticabal: FUNEP, 2000, 588p.

CARVALHO, N. M.; NAKAGAWA, J. Sementes: ciência, tecnologia e produção. 5. ed. Jaboticabal: FUNEP, 2012.588p.

CASAL, J. J.; SÁNCHEZ, R. A. (1998) Phytochromes and seed germination. **Seed Science Research** 8, 317-329.

CEAGESP. **Guia CEAGESP**. Disponível em: <www.ceagesp.gov.br/guia-ceagesp/pimentao-vermelho/>. Acesso em: 27 nov. 2019.

CHIU, K. Y; SUNG, J. M (2014) Use of ultrasonication to enhance pea seed germination and microbial quality of pea sprouts. **InternationalJournal of Food Science and Technology** 49: 1699-1706.

CIPRIANI, H. N; VIEIRA. A, H; dos PASSOS, A. M. A.; BAPTISTA, I. S.; JÚNIOR, G. M.; Germinação de cinco espécie arbóreas nativas da Amazônia após imersão das sementes em banho de ultrassom. In: Encontro Brasileiro de Silvicultura, 4., 2018, Ribeirão Preto. Anais...2018. p. 2-6.

COELHO, R. Acúmulo de nitrato e produtividade de cultivares de almeirão em cultivo hidropônico-NFT. **Aleph**, 2002.

DIAS, H. B.; C. A. ALVARES; P. C. SENTELHAS. Um século de dados meteorológicos em Piracicaba, SP: Mudanças do clima pela classificação de Köppen. In: XX Congresso Brasileiro de Agrometeorologia; V Simpósio de Mudanças Climáticas e Desertificação do Semiárido Brasileiro, 2017, Petrolina/Juazeiro. XX Congresso Brasileiro de Agrometeorologia, Petrolina/Juazeiro: Sociedade Brasileira de Agrometeorologia; Embrapa, 2017. Disponível em: <https://www.researchgate.net/publication/322211096_Um_seculo_de_dados_meteorologicos_em_Piracicaba_SP_Mudancas_do_clima_pela_classificacao_de_Koppen>. Acesso em: 19 mar. 2020.

DOS SANTOS, F. et al. Desempenho agronômico de quatro cultivares de almeirão. **Horticultura Brasileira**, v. 31, n. 1, p. 153–156, 2013.

ESSE, R. Desenvolvimento de mudas de duas espécies arbóreas: Mimosa caesalpiniifolia Benth . E S terculia foetida L . SOB. p. 43–51, 2007.

FALCO, W. F. Aplicação da Fluorescência da Clorofila a Induzida por Luz Laser no Processo de Caracterização da Interação Nanopartícula-Planta. p. 51, 2012.

FALQUETO, A. R. et al. Características da Fluorescência da Clorofila em Cultivares de Arroz Com Ciclo Precoce , Médio e Tardio. **Revista Brasileira de Biociências**, v. 5, n. 2, p. 579–581, 2007.

FAVARIN, J. L. et al. Equações para a estimativa do índice de área foliar do cafeeiro. **Pesquisa Agropecuaria Brasileira**, v. 37, n. 6, p. 769–773, 2002.

FAVERI, L. A. et al. Características produtivas do almeirão em função de espaçamentos. **Horticultura Brasileira**, v. 27, n. 2 (Suplemento-CD Rom), p. 2937–2941, 2009.

FILGUEIRA, F. A. R. Asteráceas: alface e outras hortaliças herbáceas. In: _____. *Novo Manual de Olericultura*: Agrotecnologia moderna na produção e comercialização de hortaliças. 3. ed. Viçosa: UFV, 2008. p. 300-306.

FRĄSZCZAK, B. Effect of short-term exposure to red and blue light on dill plants growth. **Horticultural Science**, v. 40, n. 4, p. 177–185, 2013.

GABA, V.; KATHIRAVAN, K.; AMUTHA, S.; SINGER, S.; XIAODI, X.; ANANTHAKRISHNAN, G. (2008). The uses of ultrasoundin plant tissue culture. In *Focus on Biotechnology, Vol VI. Plant Tissue Culture Engineering*, 417–426 (Eds G. S. Dutta and Y. Ibaraki). Dordrecht, Netherlands: Springer.

GOMEZ DE ARAUJO, A.; PASQUAL, M.; YURIKO, L.; MAURO DE CASTRO, E.; SOUZA, H. Qualidade de luz na biometria e anatomia foliar de plântulas de *Cattleyaloddigesii*L. (Orchidaceae) micropropagadas. **Ciência Rural**, v. 39, n. 9, p. 2506-2511. 2009.

GOUSSOUS, S. J. et al. Enhancing seed germination of four crop species using an ultrasonic technique. **Experimental Agriculture**, v. 46, n. 2, p. 231–242, 2010.

HEUVELINK, G.B.M.; BRUS, D.J.; GRUIJTER, J.J. **Optimization of sample configurations for digital mapping of soil properties with universal kriging**, in: P. Lagacherie, A. McBratney, M. Voltz (Eds.), Digital Soil Mapping: An Introductory Perspective, Developments in Soil Science, vol. 3, Elsevier, Amsterdam (2006).

HOFFMASTER, A. L.; FUJIMURAK ;MCDONALD, M. B.; BENNETT, M. A. 2003. An automated system for vigour testing threeday-old soybean seedlings. Seed Science and Technology 31: 701-713. DOI: https://doi.org/10.15258/sst.2003.31.3.19

HOVI, T.; NÄKKILÄ, J.; TAHVONEN, R. Interlighting improves production of year-round cucumber. **Scientia Horticulturae**, v. 102, p. 283-294. 2004.

JÄGERBRAND, A. K.; KUDO, G. Short-term responses in maximum quantum yield of PSII (Fv/Fm) to ex situ temperature treatment of populations of bryophytes originating from different sites in Hokkaido, Northern Japan. **Plants**, v. 5, n. 2, p. 455–465, 2016.

JUN, R; TAO, L. 2004.Effects of different presowing seed treatments on germination of 10 *Calligonum* species. **Forest Ecology andManagement** 195,291–300.

KIKUTI, A. L. P.; FILHO, J. M. Testes de vigor em sementes de alface. **Horticultura Brasileira**, v. 30, n. 1, p. 44–50, 2012.

LI, H.; XU, Z.; TANG, C. Effect of light-emitting diodes on growth and morphogenesis of upland cotton (*Gossypium hirsutum* L.) plantlets *in vitro*. **Plant Cell, Tissue and Organ Culture (PCTOC)**, London, v.103, n.2, p.155-163, 2010.

LINDIG, C. R.; LARA-CABRERA, S. (2004) Effect of scarification and growing media on seed germination of *Crotalaria pumila* (Ort.). **Seed Science and Technology** 32(1): 231-234.

LOPES, T. et al. Antocianinas: uma breve revisão das características estruturais e da estabilidade. **Revista brasileira de agrociencia**, v. 13, n. 3, p. 291–297, 2007.

LUENGO, R. F. A. et al. *Tabela de composição nutricional das hortaliças*. Brasília: Embrapa Hortaliças, 2000. 4p. (Documentos, 26).

MACHEIX, J. J; FLEURIT, A.; BILLOT, J. (1990). Fruit Phenolic. Boca Raton: CRC Press, 378p.

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

MARCOS-FILHO, J.; BENNETT, M. A.; MCDONALD, M. B.; EVANS, A. F.; GRASSBAUGH, E. M. 2006. Assessment of melon seed vigour by na automated computer imaging system compared to traditional procedures. **Seed Science and Technology** 34: 485- 497.DOI http://dx.doi.org/ 10.15258/sst.2006.34.2.23

MARCOS-FILHO, J.; CICERO, S. M.; SILVA, W. R. **Avaliação da qualidade das sementes**. Piracicaba: FEALQ, 1987. 230p.

MARCOS-FILHO, J. Fisiologia de Sementes de Plantas Cultivadas: 2. ed. Londrina - PR: ABRATES, 2015.

MARCOS-FILHO, J. Fisiologia de Sementes de Plantas Cultivadas. Piracicaba: Fealq, 2005. 495p.

MARCOS-FILHO, J. Testes de vigor: importância e utilização. In: KRZYZANOWSKY, F. C.; VIEIRA, R. D.; FRANÇA-NETO, J. J. **Vigor de sementes: conceitos e testes**. Londrina: ABRATES, 1999b.p. 1.1-1.21.

MARÇO, P. H.; POPPI, R. J.; SCARMINIO, I. S. Procedimentos analíticos para identificação de antocianinas presentes em extratos naturais. **Quimica Nova**, v. 31, n. 5, p. 1218–1223, 2008.

MARQUES, P. A. A; BALDOTTO, P. V.; SANTOS, A. C. P.; OLIVEIRA, L. 2003. Qualidade de mudas de alface formadas em bandejas de isopor com diferentes números de células. **Horticultura Brasileira**, Brasília-DF, v. 21, n. 4, p. 649-651.

MASSA, G. D. et al. Plant productivity in response to LED lighting. **HortScience**, v. 43, n. 7, p. 1951–1956, 2008.

MASON, T. J.; POVEY, M. J. W. (1998). *Ultrasound in Food Processing*. London: Blackie Academic and Professional.

MEISAM, N.; MOHAMMAD, E. Impacts of Ultrasonic Waves on Seeds: A Mini-Review. Agri Res & Tech: Open Access J. 2017; 6(3): 555688. DOI: 10.19080/ARTOAJ.2017.06.555688.

MIANO, A. C. et al. Effect of ultrasound technology on barley seed germination and vigour. **Seed Science and Technology**, v. 43, n. 2, p. 297–302, 2015.

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

MORROW, R. C. 2008. LED lighting in horticulture.**HortScience** 43:1947–1950.

MUNEER, S. et al. Influence of green, red and blue light emitting diodes on multiprotein complex proteins and photosynthetic activity under different light intensities in lettuce leaves (*Lactuca sativa* L.). **International Journal of Molecular Sciences**, Basel, v.15, n.3, p.4657-4670, 2014.

NASCIMENTO, W. M. XI Curso sobre Tecnologia de Produção de Sementes de Hortaliças Porto Alegre / RS - 16 a 18 de novembro de 2011 QUALIDADE FISIOLÓGICA DA SEMENTE E ESTABELECIMENTO DE. 2011.

NASCIMENTO, W. M.; CANTLIFFE, D. J.; HUBER, D. J. Ethylene evolution and endo-beta-mannanase activity during lettuce seed germination at high temperature. **Scientia Agricola**, v. 61, n. 2, p. 156–163, 2004.

NAZARI, M. Impacts of Ultrasonic Waves on Seeds: A Mini-Review. **Agricultural Research & Technology: Open Access Journal**, v. 6, n. 3, 2017.

NAZARI, M; SHARIFIFAR, A; ASGHARI, H. R. (2014) Medicago scutellata seed dormancy breaking by ultrasonic waves. **Plant Breeding and Seed Science** 69(1): 15-24.

ONU. **World Population Prospects 2019: Highlights**. New York: United Nations, Department of Economics and Social Affairs, Population Division. 2019. Disponível em: <https://population.un.org/wpp/Publications/Files/WPP2019_Highlights.pdf>. Acesso em: 13 mai. 2020.

PAJĄK, P. et al. Antioxidant properties, phenolic and mineral composition of germinated chia, golden flax, evening primrose, phacelia and fenugreek. **Food Chemistry**, v. 275, p. 69–76, 2019.

PASSOS, A. M. A. et al. Efeito de banho de ultrassom de baixa frequência sobre a germinação e vigor de sementes de gliricídia (*Gliricidia sepium*). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE SEMENTES, 18., 2013, Paraná. A semente na produtividade agrícola e na conservação de recursos genéticos. Paraná: Associação Brasileira de Tecnologia de Sementes, 2013.

PAULA, V. A. DE et al. Produção e distribuição de massa seca da parte aérea do morangueiro cultivado em ambiente protegido sob adubação orgânica. v. 2, p. 5931–5935, 2008.

PÊGO, R. G.; NUNES, U. R.; MASSAD, M. D. Qualidade fisiológica de sementes e desempenho de plantas de rúcula no campo. **Ciencia Rural**, v. 41, n. 8, p. 1341–1346, 2011.

PHILIPS. **Philips LED lighting in horticulture.** Disponível em: http://www.lighting.philips.com/pwc_li/main/shared/assets/downloads/pdf/horticulture/leaflets/generalbooklet-philips-led-lighting-in-horticulture-EU.pdf. Acesso em: 16 de março de 2019.

PINTO JUNIOR, A. S.; STEINER, F.; SCHMIDT, M. A. H.; DRANSKI, J. A.; RHEINHEIMER, A. R.; ZOZ, T.; ECHER, M. M.; GUIMARÃES, V. F. 2009. Germinação de sementes de almeirão sob temperaturas adversas. **Horticultura Brasileira** 27: S12325-S1238

RAMTEKE, A. A.; MESHRAM, U. P.; YAUL, A. R. Effect of ultrasonic waves on seed germination of Lycopersicon Esculentum and Anethum Graveolens. **International Journal of Chemical and Physical Sciences** 4: 333-336.

RAN, H.; YANG, L.; CAO, Y. Ultrasound on Seedling Growth of Wheat under Drought Stress Effects. **Agricultural Sciences**, v. 06, n. 07, p. 670–675, 2015.

R DEVELOPMENT CORE TEAM. **R:** a language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, 2015. Disponível em: https://www.r-project.org. Acesso em: 10 de março de 2020.

SAATH, K. C. DE O.; FACHINELLO, A. L. Crescimento da Demanda Mundial de Alimentos e Restrições do Fator Terra no Brasil. **Revista de Economia e Sociologia Rural**, v. 56, n. 2, p. 195–212, 2018.

SAGER, J. C.; McFARLANE, J. C. 1997. Plant growthchamber handbook, Radiation, p. 1–29. In:R.W. Langhans and T.W. Tibbits (eds.). IowaAgriculture and Home Economics ExperimentalStation Special Report no. 99. North CentralRegion Research Publication No. 340. IowaState University Press, Ames, IA.

SCHUERGER, A. C.; BROWN, C. S.; STRYJEWSKI, E. C. Anatomical features of pepper plants (*Capsicuum annuum* L.) grown under red light-emitting diodes supplemented with blue or far-red light. **Annals of Botany**, v. 79, p. 273–282, 1997.

SHARIFIFAR, A.; NAZARI, M.; ASGHARI, H. R. (2015) Effect of ultrasonic waves on seed germination of *Atriplex lentiformis*, *Cuminum cyminum*, and *Zygophyllum eurypterum*. **Journal of Applied Research on Medicinal and Aromatic Plants** 2(3): 102-104.

SHIN, Y. K; BAQUE, M. A.; ELGLAMEDI, S.; LEE, E. J.; PAEK, K. Y. Effectsof activated charcoal, plant growth regulators and ultrasonicpre-treatments on in vitro germination and protocormformation of calanthe hybrids. Aust J **Crop Sci** 2011;5:582e8.

SIMÕES, A. C.; ALVES, G. K. E. B.; FERREIRA, R. L. F.; ARAÚJO NETO, S. E de. Qualidade da muda e produtividade de alface orgânica com condicionadores de substrato. **Horticultura Brasileira**, Brasília, DF, v.33, n.4, p.521-526, 2015.

SILVA, F. J. DA; HISATUGO, E. Y.; SOUZA, J. P. DE. Efeito da luz na germinação e desenvolvimento de plântulas de pinhão-manso (*Jatropha curcas* L.) de distintas procedências. **Hoehnea**, v. 43, n. 2, p. 195–202, 2016.

SOZI, G.; CHIESA, A. O. (1995) Improvement of caper (*Capparis spinosa* L.) seed germination by breaking seed coat-induced dormancy. **Scientica Horticulture** 62(4): 255-261.

SUSLICK, K. S. (1994). Sonochemistry. *Science* 247: 1439–1445.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal.** 5. ed., Artmed, 2013. 918 p.

TEIXEIRA, L, N. et al. Comparação de métodos para quantificação de antocianinas. **Revista Ceres**, v. 55, n. 4, p. 297–304, 2008.

VENÂNCIO, R. S. DA S.; MARTINS, A. C. G. Overcoming dormancy of Senna multijuga seeds with an ultrasonic probe the comparison with ultrasound and sulfuric acid baths. **Ciencia Rural**, v. 49, n. 9, 2019.

VENÂNCIO, R. S. S.; et al. Environmental technology: applications of ultrasound. International Journal of Engineering and Applied Sciences, Jaipur, v.7, n.2, p.1-5, Jul. 2015. Available from: <Available from: http://eaas-journal.org/survey/ userfiles/files/v7i201%20Environmental%20Engineering(1).pdf >. Acesso: Mar, 2020.

WHITELAM, G.; HALLIDAY, K. **Light and plant development**. Blackwell: Oxford, UK, 2007.

WHO (WORLD HEALTH ORGANIZATION). Global prevalence of vitamin A deficiency in populations at risk 1995– 2005. WHO Global Database on Vitamin A Deficiency. World Health Organization, Geneva, 2015.

YALDAGARD, M.; MORTAZAVI, S. A.; TABATABAIE, F. Influence of ultrasonic stimulation on the germination of barley seed and its alpha-amylase activity. **African Journal of Biotechnology**, v. 7, n. 14, p. 2465–2471, 2008.