

UNIVERSIDADE FEDERAL DA GRANDE DOURADOS

**MICROALGAS, SISTEMAS DE MICROPROPAGAÇÃO E
DIODOS EMISSORES DE LUZ NA GERMINAÇÃO E
DESENVOLVIMENTO INICIAL *IN VITRO* DE *Cattleya*
nobilior Rchb.f.**

LUIZ FELIPE AJALA SANTANA

e

MAÍSA GOMES DA SILVA OLIVEIRA

DOURADOS

MATO GROSSO DO SUL

2025

**MICROALGAS, SISTEMAS DE MICROPROPAGAÇÃO E DIODOS
EMISSORES DE LUZ NA GERMINAÇÃO E
DESENVOLVIMENTO INICIAL *IN VITRO* DE *Cattleya nobilior*
Rchb.f.**

LUIZ FELIPE AJALA SANTANA

e

MAÍSA GOMES DA SILVA OLIVEIRA

Discentes de Agronomia

Orientador: Prof. Dr. JOSÉ CARLOS SORGATO

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado à
Universidade Federal da Grande Dourados,
como parte das exigências do Curso de
Graduação em Agronomia, para obtenção do
título de Engenheiro(a) Agrônomo(a).

**DOURADOS
MATO GROSSO DO SUL**

2025

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP).

O48m Oliveira, Maisa Gomes Da Silva

MICROALGAS, SISTEMAS DE MICROPROPAGAÇÃO E DIODOS EMISSORES DE LUZ
NA GERMINAÇÃO E DESENVOLVIMENTO INICIAL IN VITRO DE *Cattleya nobilior* Rchb.f
[recurso eletrônico] / Maisa Gomes Da Silva Oliveira, Luiz Felipe Ajala Santana. -- 2025.

Arquivo em formato pdf.

Orientador: José Carlos Sorgato.

TCC (Graduação em Agronomia)-Universidade Federal da Grande Dourados, 2025.

Disponível no Repositório Institucional da UFGD em:

<https://portal.ufgd.edu.br/setor/biblioteca/repositorio>

1. orquídeas. 2. plantas nativas. 3. bioinsumos. 4. irrâdiancias. 5. floricultura. I. Santana, Luiz Felipe Ajala . II. Sorgato, José Carlos. III. Título.

Ficha catalográfica elaborada automaticamente de acordo com os dados fornecidos pelo(a) autor(a).

©Direitos reservados. Permitido a reprodução parcial desde que citada a fonte.

**MICROALGAS, SISTEMAS DE MICROPROPAGAÇÃO E
DIODOS EMISSORES DE LUZ NA GERMINAÇÃO E
DESENVOLVIMENTO INICIAL *IN VITRO* DE *Cattleya*
nobilior Rchb.f.**

por

LUIZ FELIPE AJALA SANTANA e MAÍSA GOMES DA SILVA
OLIVEIRA

Trabalho de Conclusão de Curso (TCC) apresentado como parte dos requisitos exigidos
para obtenção do título de ENGENHEIRO(A) AGRÔNOMO(A).

Aprovado em: 28/11/2025

Prof. Dr. José Carlos
Sorgato
Orientador – UFGD/FCA

Prof. Dr. Luan Marlon
Ribeiro
UFGD/FCA

Dra. Jackeline Schultz
Soares
UFGD/FCA

AGRADECIMENTOS

Agradecemos, primeiramente, a Deus, por ter nos dado saúde e força para superar as dificuldades.

Aos nossos pais, pelo amor incondicional, pelo incentivo e por todos os sacrifícios feitos para que pudéssemos ter uma educação de qualidade.

Ao nosso orientador, Prof. Dr. José Carlos Sorgato, pela paciência, pelas correções precisas e por compartilhar seu vasto conhecimento. Sua orientação foi fundamental para o nosso crescimento acadêmico e profissional.

Aos professores do curso de Agronomia, que contribuíram para a nossa formação e despertaram o interesse pela pesquisa.

Aos meus amigos de turma, pelo companheirismo, pelas trocas de conhecimento e pelos momentos de descontração que tornaram essa caminhada mais leve.

Aos integrantes do Gehorti por toda parceria e ensinamentos durante o desenvolvimento da pesquisa.

À Universidade Federal da Grande Dourados, pela estrutura e oportunidade de aprendizado.

Por fim, a todos que, direta ou indiretamente, fizeram parte da nossa formação, o meu muito obrigado.

SUMÁRIO

RESUMO.....	7
ABSTRACT.....	8
INTRODUÇÃO	9
OBJETIVOS.....	10
REVISÃO DE LITERATURA	10
MATERIAL E MÉTODOS.....	13
RESULTADOS E DISCUSSÃO	14
CONCLUSÕES.....	23
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	23

**MICROALGAS, SISTEMAS DE MICROPROPAGAÇÃO E DIODOS
EMISSORES DE LUZ NA GERMINAÇÃO E DESENVOLVIMENTO INICIAL
IN VITRO DE *Cattleya nobile* Rchb.f.**

Luiz Felipe Ajala Santana; Máisa Gomes da Silva Oliveira

Resumo: A família Orchidaceae, devido à destruição de habitats, às mudanças climáticas e à extração ilegal, está vulnerável e muitas espécies ameaçadas de extinção, tornando a conservação e multiplicação de espécies nativas, como a *Cattleya nobile*, uma necessidade. Ferramentas biotecnológicas, como o cultivo *in vitro*, surgem como estratégias para a propagação eficiente dessas espécies. Este estudo desenvolveu e otimizou protocolos de cultivo *in vitro* para *C. nobile* por meio de dois experimentos distintos, mas complementares. O primeiro avaliou o efeito de diferentes concentrações da microalga *Chlorella sp.* (0; 1,5; 3,0; 4,5 g L⁻¹) e dois níveis de irradiância LED (18 e 36 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$), em um delineamento fatorial 4 x 2. O segundo experimento comparou três sistemas de micropropagação (heterotrófico, fotoautotrófico e fotomixotrófico), sob os mesmos níveis de irradiância LED do experimento anterior, em um delineamento fatorial 3 x 2. Ambos os experimentos, conduzidos em meio solidificado Murashige & Skoog sob condições controladas de temperatura e fotoperíodo (25 \pm 2 °C; 16 h), avaliaram a sobrevivência, porcentagem de germinação e estádios de desenvolvimento dos propágulos aos 60 e 120 dias (Experimento 1) e 45 e 90 dias (Experimento 2). Os dados foram submetidos à análise de variância, e as médias foram comparadas pelo teste de Tukey ($p < 0,05$), com auxílio do programa SISVAR. Os resultados do primeiro experimento indicaram que a irradiância de 36 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ teve maior influência do que a suplementação com microalgas para o desenvolvimento dos propágulos, com a maior porcentagem de plântulas em estágio P4 (97,60%) sendo observada no tratamento controle sob esta irradiância aos 120 dias. Para o segundo experimento, o sistema de micropropagação fotomixotrófico e a irradiância de 36 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ foram mais favoráveis, promovendo 100% de germinação aos 45 dias e 43,85% de plântulas em estágio P4 aos 90 dias. A otimização desses fatores contribuiu para acelerar a reprodução e promover práticas sustentáveis, auxiliando na conservação da espécie e na redução da coleta ilegal. Dessa forma, a utilização da irradiância de 36 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ acelerou o desenvolvimento dos propágulos de *C. nobile* nos dois experimentos, sendo adequada para sua germinação e cultivo *in vitro* em salas de crescimento, uma vez que é uma espécie que ocorre no Cerrado *strictu sensu*.

Palavras-chave: orquídeas, plantas nativas, bioinsumos, irradiâncias, floricultura

MICROALGAE, MICROPROPAGATION SYSTEMS, AND LIGHT-EMITTING DIODES ON THE GERMINATION AND INITIAL *IN VITRO* DEVELOPMENT OF *Cattleya nobilior* Rchb.f.

Luiz Felipe Ajala Santana; Máisa Gomes da Silva Oliveira

Abstract: The Orchidaceae family, due to habitat destruction, climate change, and illegal extraction, is vulnerable, with many species threatened with extinction, making the conservation and multiplication of native species, such as *Cattleya nobilior*, a necessity. Biotechnological tools, such as *in vitro* culture, emerge as strategies for the efficient propagation of these species. This study developed and optimized *in vitro* culture protocols for *C. nobilior* through two distinct but complementary experiments. The first experiment evaluated the effect of different concentrations of the microalga *Chlorella sp.* (0; 1.5; 3.0; 4.5 g L⁻¹) and two LED irradiance levels (18 and 36 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$), in a 4 x 2 factorial design. The second experiment compared three micropropagation systems (heterotrophic, photoautotrophic, and photomixotrophic), under the same two LED irradiance levels (18 and 36 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$), in a 3x2 factorial design. Both experiments, conducted in solidified Murashige & Skoog medium under controlled temperature and photoperiod conditions (25 \pm 2 °C; 16 h), assessed the survival, germination percentage, and developmental stages of the propagules at 60 and 120 days (Experiment 1) and 45 and 90 days (Experiment 2). Data were subjected to analysis of variance and means compared by Tukey's test ($p < 0.05$), using the SISVAR software. Results from the first experiment indicated that the irradiance of 36 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ was more influential than microalgae supplementation for propagule development, with the highest percentage of P4 stage plantlets (97.60%) observed in the control treatment under this irradiance at 120 days. For the second experiment, the photomixotrophic micropropagation system and 36 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ irradiance were more favorable, promoting 100% germination at 45 days and 43.85% of P4 stage plantlets at 90 days. The optimization of these factors contributed to accelerating reproduction and promoting sustainable practices, aiding in the conservation of the species and reducing illegal harvesting. Thus, the use of irradiance of 36 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ accelerated the development of *C. nobilior* propagules in both experiments, being suitable for their germination and *in vitro* cultivation in growth chambers, since it is a species that occurs in the Cerrado *strictu sensu*.

Keywords: Orchids, native plants, bioinputs, irradiances, floriculture

INTRODUÇÃO

A família Orchidaceae é a mais representativa e diversificada entre as Angiospermas, detendo elevado valor ornamental, alimentício e farmacológico (ZHANG et al., 2023; WFO, 2025). No entanto, a beleza intrínseca de suas flores tem impulsionado a extração de orquídeas nativas, configurando-se como um dos principais fatores para a diminuição de suas populações em diversos biomas, conforme alertado por (SOARES et al., 2020; NONGDAM et al., 2023). O gênero *Cattleya* sp., compreende 107 espécies, das quais 100 são endêmicas (FLORA E FUNGA DO BRASIL, 2025), exibindo hábitos rupícolas e epifíticos e capacidade de recombinação genética e estrutural, além da durabilidade de suas flores. Essas características intensificam a procura e a pressão antrópica, resultando na perda de biodiversidade e em extrações ilegais (FAY, 2018; FLORA E FUNGA DO BRASIL, 2025; WFO, 2025).

Diante deste cenário, que envolve demandas comerciais, ornamentais e ambientais para a família Orchidaceae, a busca por uma produção sustentável e economicamente viável tornou-se importante, impulsionando a utilização de técnicas avançadas e de menor custo (VENDRAME et al., 2023). Nesse contexto, as ferramentas biotecnológicas, como o cultivo *in vitro*, emergem como estratégias essenciais para a multiplicação rápida e eficiente, tanto para fins de pesquisa e produção comercial quanto para a conservação de espécies ameaçadas (RIBEIRO et al., 2019; SORGATO et al., 2020; SOARES et al., 2020; CAVALLARO et al., 2022; FERREIRA et al., 2022).

A otimização dos protocolos de cultivo *in vitro* é uma área de constante investigação. As técnicas que vem sendo utilizadas são a suplementação do meio de cultura com microalgas, a modificação das condições de luz e os diferentes sistemas de cultivo. As microalgas, como a *Chlorella* sp., têm sido exploradas como suplementos nutritivos alternativos, com potencial para influenciar positivamente a germinação assimbiótica e o desenvolvimento vegetal (CORBELLINI et al., 2020; DUDINA et al., 2024). Paralelamente, o uso de diodos emissores de luz (LED) tem se consolidado no cultivo *indoor*, oferecendo uma flexibilidade na iluminação hortícola, permitindo o ajuste preciso da intensidade e do espectro luminoso para otimizar os processos fisiológicos das plantas, fator importante na propagação em escala comercial e no cultivo *in vitro* (ONA et al., 2021; LIVADARIU et al., 2023; TANGTRAGOON et al., 2023).

Além disso, a necessidade de adequações nos sistemas de micropropagação é fundamental para melhorar as características morfofisiológicas das plantas cultivadas *in*

vitro e facilitar seu estabelecimento *ex vitro*. A transição de sistemas heterotróficos, mais comuns, para fotomixotróficos ou fotoautotróficos, que envolvem diferentes regimes de trocas gasosas e presença de sacarose no meio, pode conferir maior vigor às plântulas (MIRANDA et al., 2020; SOARES et al., 2020; CAVALLARO et al., 2022; FERREIRA et al., 2022).

Embora a literatura científica apresente diversos trabalhos sobre o cultivo *in vitro* de orquídeas, para o cultivo *in vitro* de *Cattleya nobilior* ainda há uma lacuna no conhecimento. A hipótese central é que a otimização desses fatores contribuirá para um protocolo de propagação *in vitro* mais eficiente e sustentável para essa espécie. Espera-se que os resultados acelerem a reprodução dessa orquídea nativa, e promovam práticas de cultivo que possam reduzir a pressão sobre suas populações naturais, fortalecendo as iniciativas de conservação.

OBJETIVOS

Avaliar e otimizar a germinação e o desenvolvimento inicial *in vitro* de *Cattleya nobilior* Rchb.f. por meio da aplicação de diferentes concentrações de microalgas, sistemas de micropropagação e irradiâncias proporcionadas por diodos emissores de luz.

REVISÃO DE LITERATURA

A família Orchidaceae, que compreende cerca de 836 gêneros e 33.165 espécies, destaca-se como a maior família de plantas com flores, reconhecida por sua capacidade de combinações genéticas, beleza, diversidade de cor e durabilidade de suas flores (TIRUWA et al., 2024; CATALOGUE OF LIFE, 2025; WFO, 2025). No Brasil, são descritos 247 gêneros e 2.665 espécies, das quais 1.533 são endêmicas. Essas características conferem às orquídeas um apelo ornamental no setor da floricultura, impulsionando um mercado expressivo e representando um dos segmentos mais promissores do agronegócio brasileiro (FLORA E FUNGA DO BRASIL, 2025; ZHANG et al., 2023).

Contudo, apesar de seu valor econômico e ecológico, a família Orchidaceae enfrenta ameaças. A extração ilegal e irracional de orquídeas nativas de seus habitats naturais é um fator crítico para a diminuição de suas populações em diversos biomas (NONGDAM et al., 2023; VENDRAME et al., 2023). Espécies nativas, como a *Cattleya*

nobilior Rchb.f., encontrada nos biomas Cerrado e Amazônia, sofrem pressão significativa, tornando sua conservação e propagação sustentável um desafio urgente (FREITAS et al., 2021; SANTOS et al., 2021). Essa orquídea, por seu elevado potencial ornamental e importância ecológica, exige estratégias eficazes para mitigar os impactos da coleta descontrolada.

Diante da crescente demanda e dos impactos sobre as populações naturais, a busca por métodos de produção sustentáveis tornou-se essencial. O cultivo *in vitro* surge como uma alternativa biotecnológica promissora, possibilitando a multiplicação rápida e eficiente de orquídeas tanto para fins de pesquisa e produção comercial quanto para a conservação de espécies. Esta técnica supera as limitações da germinação natural, que é um processo lento e inviável para orquídeas devido à ausência de cotilédone e endosperma reduzido nas sementes (CHOKHELI et al., 2020; SANTOS et al., 2021; SOARES et al., 2020). O cultivo *in vitro* permite a obtenção de um grande número de plantas em pequeno espaço físico, em menor tempo e com elevada qualidade sanitária (CHOKHELI et al., 2020).

O sucesso do cultivo *in vitro* e do estabelecimento *ex vitro* de orquídeas é diretamente influenciado por diversos fatores, incluindo o meio de cultura, a condição de luz e o sistema de vedação dos frascos (CUNHA et al., 2019; NONGDAM et al., 2023).

A formulação do meio de cultura é fundamental para o desenvolvimento vegetal, pois deve suprir as necessidades da planta em termos de nutrientes minerais, vitaminas e reguladores de crescimento. O meio MS (MURASHIGE E SKOOG, 1962) é amplamente empregado, e suas formulações são frequentemente ajustadas para atender às exigências específicas de cada espécie (COSTA et al., 2024). A utilização de microalgas, como a *Chlorella sp.*, representa uma opção promissora de suplemento nutritivo para promover melhorias e ajustes nos protocolos de cultivo *in vitro* de orquídeas. As microalgas têm sido usadas em diversas fases da propagação, inclusive influenciando a germinação assimbiótica (DUDINA et al., 2024). Corbellini et al. (2020) explicam que a suplementação de microalgas no meio de cultura é uma alternativa eficaz que pode substituir reguladores sintéticos de crescimento, uma vez que estes bioinsumos desencadeiam respostas fisiológicas semelhantes às dos reguladores de crescimento, apresentando compostos orgânicos como zeatina e citocinina. Além disso, as microalgas podem promover a quebra de dormência em sementes e o favorecimento das atividades dos tecidos vegetativos e do sistema fotossintético (CORBELLINI et al., 2020).

A luz é outro fator relevante, influenciando o metabolismo, crescimento e desenvolvimento das plantas. Diferentes níveis de irradiância e fotoperíodos são estudados para otimizar as técnicas de propagação (TANGTRAGOON et al., 2023). Os diodos emissores de luz (LED) têm se consolidado na horticultura controlada, oferecendo efeitos benéficos em diversas culturas. Esta fonte de luz proporciona muitas possibilidades na iluminação hortícola, cultivo *indoor* e cultivo *in vitro*, devido à sua capacidade de permitir ajustes de irradiância adequada aos fotorreceptores das plantas (ONA et al., 2021; LIVADARIU et al., 2023).

O uso de LED permite o controle preciso da irradiância, com economia de energia de até 70% e menor impacto ambiental. A irradiância, ou quantidade de luz disponibilizada, é fundamental para a regulação de diversas vias bioquímicas responsáveis pela germinação, crescimento e morfogênese (CAVALLARO E MULEO, 2022).

O sistema de vedação dos frascos também exerce influência direta no cultivo *in vitro* e no estabelecimento *ex vitro* das orquídeas. O sistema de vedação convencional promove alta umidade relativa e reduzidas trocas gasosas, o que pode levar a desordens anatômicas e metabólicas, embora em algumas espécies possa favorecer o perfilhamento e o número de brotações devido ao acúmulo de CO₂ e etileno (SOARES et al., 2023; SOUZA et al., 2023). Já os sistemas que permitem trocas gasosas, como os sistemas fotomixotróficos e fotoautotróficos, promovem a aeração e o crescimento da planta, diminuindo o acúmulo de gases e favorecendo a rusticidade para a aclimatização *ex vitro* (MAWARDI et al., 2024). A aclimatização é um período de transição crítico, onde as plantas necessitam ajustar sua fisiologia das condições *in vitro* para ambientes *ex vitro*, sendo determinante para o sucesso ou não do cultivo (DIMITROVA et al., 2021).

Embora a literatura científica apresente diversos trabalhos sobre o cultivo *in vitro* de orquídeas, para o cultivo *in vitro* de *Cattleya nobilior* ainda há uma lacuna no conhecimento. A compreensão dos fatores a serem estudados é essencial para o desenvolvimento de protocolos de micropropagação eficientes e sustentáveis, que contribuam para a conservação e o uso comercial de *Cattleya nobilior*, reduzindo a pressão sobre suas populações naturais.

MATERIAL E MÉTODOS

Os experimentos foram conduzidos no Laboratório de Cultivo *in vitro* de Flores e Plantas Ornamentais da Faculdade de Ciências Agrárias (FCA) da Universidade Federal da Grande Dourados (UFGD), utilizando sementes da espécie *Cattleya nobilior*, oriundas do banco de sementes desse Laboratório.

Para semeadura *in vitro* foi utilizado o meio de cultura MS solidificado com 7,0 g L⁻¹ de ágar bacteriológico (Himedia®, Índia). O pH do meio foi aferido e ajustado para 5,8 com KOH (0,1M) antes da esterilização em autoclave (121 °C e 1,1 atm de pressão), por 20 minutos, e, em seguida, 60 mL do meio foram distribuídos em frascos com capacidade para 600 mL. A semeadura *in vitro* foi realizada em ambiente asséptico, inoculando-se 1 mL da solução de sementes previamente desinfestadas por frasco de cultivo. As culturas foram alocadas em salas de crescimento com temperatura e fotoperíodo controlados (25 ± 2 °C; 16 h). Os níveis de irradiância, quando aplicáveis, foram proporcionados por diodos emissores de luz (3000K), utilizando-se 18 µmol m⁻² s⁻¹ e 36 µmol m⁻² s⁻¹. O projeto foi dividido em dois experimentos.

Experimento 1: otimização da propagação de *C. nobilior* com uso de microalgas e irradiâncias proporcionadas por LED. Foi utilizado o meio de cultura MS acrescido de 30 g L⁻¹ de sacarose e suplementado com biomassa seca da microalga *Chlorella sp.* nas concentrações de 0; 1,5; 3,0; ou 4,5 g L⁻¹. A biomassa seca da microalga foi adquirida em loja especializada em produtos naturais na cidade de Dourados-MS, Brasil. O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado (DIC) em esquema fatorial 4 x 2, compreendendo quatro concentrações de microalga *Chlorella sp.* e os dois níveis de irradiância (L1= 18 e L2= 36 µmol m⁻² s⁻¹). Cada tratamento teve quatro repetições de um frasco cada, em duplicata.

Experimento 2: sistemas de micropropagação de *C. nobilior* e irradiâncias proporcionadas por LED. Foi utilizado o meio de cultura MS suplementado ou não com sacarose: 1 - sistema heterotrófico (SMH) utilizou sacarose (30 g L⁻¹) sem trocas gasosas; 2 - sistema fotoautotrófico (SMFA) não teve sacarose no meio, mas permitiu trocas gasosas; 3 - sistema fotomixotrófico (SMFM) incluiu sacarose (30 g L⁻¹) no meio, com trocas gasosas. O delineamento experimental utilizado foi DIC em esquema fatorial 3 x 2, compreendendo os três sistemas de micropropagação (SMH, SMFA, SMFM) e dois níveis de irradiância (L1= 18 e L2= 36 µmol m⁻² s⁻¹). Cada tratamento teve quatro repetições de um frasco cada, em duplicata.

Para o Experimento 1, as avaliações foram realizadas aos 60 e 120 dias após a semeadura, devido ao atraso na germinação e desenvolvimento dos propágulos. Para o Experimento 2, as avaliações ocorreram aos 45 e 90 dias após a semeadura. Em ambos os experimentos, as plantas foram avaliadas quanto à sobrevivência, porcentagem de germinação (%G) e estádios de desenvolvimento. A porcentagem de germinação foi calculada pela expressão: $\%G = [NPC / (NS + NPC)] \times 100$, onde NS correspondeu ao número de sementes não germinadas e NPC ao número de propágulos clorofilados. Para a contagem, os materiais contidos nos frascos de cultivo de cada tratamento foram lavados com 3 mL de água destilada estéril e acondicionados em placas de acrílico (2 x 2 x 0,5 cm), quadriculadas (0,5 x 0,5 cm). Os propágulos foram classificados em quatro estádios, conforme Suzuki et al. (2009): estágio 1 (protocormos intumescido), estágio 2 (plântula com formação da primeira folha), estágio 3 (plântula com duas folhas) e estágio 4 (plântula com folhas e uma ou mais raízes). As contagens e avaliações foram realizadas com o auxílio de microscópio estereoscópico binocular, e os tratamentos foram fotografados com câmera acoplada ao microscópio estereoscópico, utilizando o programa computacional AxionVision versão 3.1 (Zeiss®). Os dados foram submetidos à análise de variância, e as médias foram comparadas pelo teste de Tukey ($p < 0,05$), com auxílio do programa SISVAR.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Experimento 1: Otimização da propagação de *Cattleya nobilior* com uso de microalgas e irradiâncias proporcionadas por LED.

Houve interação significativa entre os fatores concentrações de *Chlorella* sp. e níveis de irradiância para as porcentagens de protocormos e plântulas nos estágios P1, P2 e P3 (Tabela 1). Aos 60 dias após a germinação, foram observadas plântulas somente até o estágio P3.

Tabela 1. Resumo da análise de variância da porcentagem de protocormos em estágio 1 (%P1), plântulas em estágio 2 (%P2) e estágio 3 (%P3) de *Cattleya nobilior* Rchb.f., em função das concentrações de *Chlorella* sp. e níveis de irradiância, aos 60 dias após semeadura. UFGD, Dourados-MS, 2025.

F.V.	G.L.Pr > Fc.....		
		%P1	%P2	%P3
Concentrações	1	0,14ns	0,00*	0,00*
Níveis de irradiância	3	0,00*	0,00*	0,00*
Concentrações x Níveis de irradiância	3	0,00*	0,00*	0,00*
Total	39	32157,41	30850,56	1733,43
Média Geral		43,64	31,41	2,43
C.V. (%)		14,96	13,15	15,10

*, ns; significativo e não significativo, pelo teste de F a 5% de probabilidade. F.V.: fator de variação G.L.: grau de liberdade; C.V.: coeficiente de variação; Pr>Fc: probabilidade maior que F calculado.

Os resultados demonstraram que a interação entre as concentrações de *Chlorella* sp. e a irradiância apresentou efeito no desenvolvimento inicial de *C. nobilior*. A concentração de 3 g L⁻¹ de microalga, sob irradiância L2 (36 µmol m⁻² s⁻¹), resultou na maior porcentagem de protocormos em estágio 1 (90%). O maior número de protocormos em P2 ocorreu no tratamento controle sob irradiância de L1 (18 µmol m⁻² s⁻¹) (78,16%), e o número de propágulos em estágio P3 foi favorecido (19,44%) no tratamento controle sob irradiância de L2 (Tabela 2).

Tabela 2. Porcentagem de protocormos em estágio 1 (%P1), em estágio 2 (%P2) e estágio 3 de *Cattleya nobilior* Rchb.f., em função das concentrações de *Chlorella* sp. e níveis de irradiância, aos 60 dias após semeadura. UFGD, Dourados-MS, 2025.

Concentrações	%P1		%P2		%P3	
	L1	L2	L1	L2	L1	L2
0	21,83cA	8,30cB	78,16aA	72,09aB	0,00aB	19,44aA
1,5	79,00aA	30,00bB	21,00cA	10,00cB	0,00aA	0,00bA
3,0	60,00bB	90,00aA	39,99bA	10,00cB	0,00aA	0,00bA
4,5	20,00cB	40,00bA	0,00dB	20,00bA	0,00aA	0,00bA
Média	45,20	42,07	34,78	28,02	0,00	4,86
C.V. (%)	14,96		13,15		15,10	

Médias seguidas pelas mesmas letras minúsculas na coluna e maiúsculas na linha, não diferem estatisticamente entre si pelo teste de F a 5% de probabilidade. L1 = 18 µmol m⁻² s⁻¹ e L2 = 36 µmol m⁻² s⁻¹.

Para os 120 dias após a semeadura houve efeito significativo entre os fatores concentrações de *Chlorella* sp. e níveis de irradiância para as porcentagens de protocormos e plântulas nos estágios P1, P2, P3 e P4. Vale ressaltar que apenas aos 120 dias foram observadas plântulas desenvolvidas até o estágio P4 (Tabela 3).

Tabela 3. Resumo da análise de variância da porcentagem de protocormos em estágio 1 (%P1), plântulas em estágio 2 (%P2), estágio 3 (%P3) e estágio 4 (%P4) de *Cattleya nobilior* Rchb.f., em função das concentrações de *Chlorella* sp. e irradiâncias, aos 120 dias após semeadura. UFGD, Dourados-MS, 2025.

F.V.	G.L.Pr > Fc.....			
		%P1	%P2	%P3	%P4
Concentrações	1	0,00*	0,00*	0,00*	0,00*
Níveis de irradiância	3	0,00*	0,00*	0,00*	0,00*
Concentrações x Níveis de irradiância	3	0,00*	0,00*	0,00*	0,00*
Total	39	6961,77	18554,70	9768,08	47104,05
Média Geral		5,82	16,64	10,10	18,65
C.V. (%)		12,86	17,89	9,01	7,78

*, ns; significativo e não significativo, pelo teste de F a 5% de probabilidade. F.V.: fator de variação G.L.: grau de liberdade; C.V.: coeficiente de variação; Pr>Fc: probabilidade maior que F calculado.

A maior porcentagem de protocormos em estágio 1 foi observada com 3 g L⁻¹ de microalga sob irradiância de 18 µmol m⁻² s⁻¹ (40%), e a maior porcentagem de P2 com 1,5 g L⁻¹ de microalga sob irradiância de 18 µmol m⁻² s⁻¹ (66,60%). Quanto ao estágio P3, a maioria das plântulas (42,44%) estava no tratamento controle sob irradiância de 18 µmol m⁻² s⁻¹. O maior desenvolvimento dos protocormos (P4) também foi observado no controle, com irradiância de 36 µmol m⁻² s⁻¹, atingindo 97,60% das plântulas nesse estágio. Dessa forma, pode-se dizer que o tratamento controle, aliado à irradiância de 36 µmol m⁻² s⁻¹, acelerou o desenvolvimento inicial de *C. nobilior* até o estágio P4 (Tabela 4).

Tabela 4. Porcentagem de protocormos em estágio 1 (%P1), em estágio 2 (%P2), estágio 3 (%P3) e estágio 4 (%P4) de *Cattleya nobilior* Lindl., em função das concentrações de *Chlorella* sp. e níveis de irradiância, aos 120 dias após semeadura. UFGD, Dourados-MS, 2025.

Concentrações	%P1		%P2		%P3		%P4	
	L1	L2	L1	L2	L1	L2	L1	L2
0	0,00cA	0,00aA	5,93cA	0,60bB	42,44aA	1,80aB	51,63aB	97,60aA
1,5	6,60bA	0,00aB	66,60aA	0,00bB	6,60cA	0,00bB	0,00bA	0,00bA
3,0	40,00aA	0,00aB	20,00bA	20,00aA	30,00bA	0,00bB	0,00bA	0,00bA
4,5	0,00cA	0,00aA	20,00bA	0,00bB	0,00dA	0,00bA	0,00bA	0,00bA
Média	11,65	0,00	28,13	5,15	19,76	0,45	12,90	24,40
C.V. (%)	12,86		17,89		9,01		7,78	

Médias seguidas pelas mesmas letras minúsculas na coluna e maiúsculas na linha, não diferem estatisticamente entre si pelo teste de F a 5% de probabilidade. L1 = 18 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ e L2 = 36 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$.

De modo geral, o uso de microalgas como bioestimulantes no cultivo *in vitro* tem se mostrado como uma alternativa promissora, demonstrando efeitos positivos em diversas respostas morfogênicas. Em *Schomburgkia crispa* Lindl., por exemplo, a aplicação de bioestimulantes em suspensão ou em sobrenadante promoveu crescimento significativo dessa orquídea (Pereira et al., 2018). De forma semelhante, o uso de microalgas promoveu o comprimento radicular, elevando a biomassa total em *Cattleya labiata* Lindl. (Corbellini et al., 2020).

As microalgas também podem promover quebra de dormência em sementes e o favorecimento das atividades dos tecidos vegetativos e do sistema fotossintético (Parađiković et al., 2019; Corbellini et al., 2020). Corbellini et al. (2020) explicam, que a suplementação de microalgas no meio de cultura é uma alternativa orgânica e eficaz que pode substituir reguladores sintéticos de crescimento, uma vez que esses bioinsumos desencadeiam respostas fisiológicas semelhantes às dos reguladores de crescimento, por apresentarem compostos orgânicos, tais como, zeatina e citocinina.

Embora as microalgas possam apresentar vários benefícios ao cultivo *in vitro*, neste trabalho, para a espécie *C. nobilior*, a irradiância teve maior influência sobre o desenvolvimento inicial dos propágulos. A maior porcentagem de plântulas em estágio P4 observada no tratamento controle sob L2 (97,60%) (Tabela 4) (Figura 1) mostra que a maior irradiância acelerou o desenvolvimento dos propágulos, inferindo que essa irradiância pode ser benéfica para a espécie.

Dessa forma, foi possível verificar que a irradiância deve ser ajustada conforme a espécie cultivada, uma vez que a quantidade de luz disponibilizada ao material propagado é importante para a regulação de várias vias bioquímicas responsáveis pela germinação, crescimento até a morfogênese (Cavallaro e Muleo, 2022).

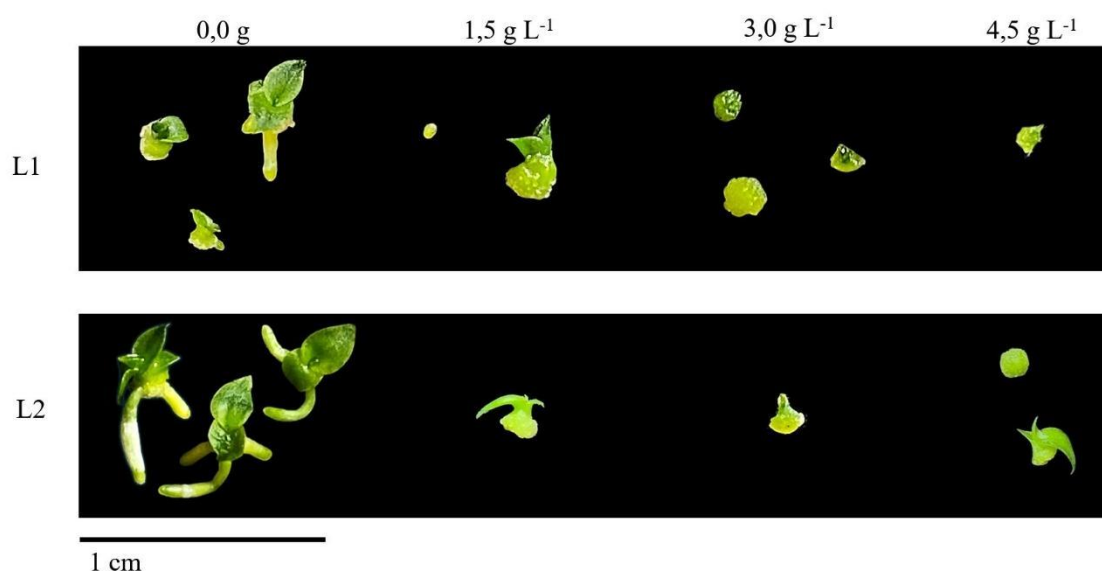


Figura 1. Plântulas de *Cattleya nobilior* Rchb. f, em função das concentrações de *Chlorella* sp. (0; 1,5; 3,0; ou 4,5 g L⁻¹) e níveis de irradiância (L1 = 18 μmol m⁻² s⁻¹; L2 = 36 μmol m⁻² s⁻¹), aos 120 dias após semeadura. UFGD, Dourados-MS, 2025.

Experimento 2: Sistemas de micropropagação de *C. nobilior* e níveis de irradiância proporcionadas por LED

Houve efeito significativo da interação entre níveis de irradiância e sistemas de micropropagação para as variáveis %G, %P1, %P2 e %P3. Nenhum dos fatores influenciaram a %PC e %PNC aos 45 dias após a semeadura (Tabela 5).

Tabela 5. Resumo da análise de variância da porcentagem de germinação (%G) e do crescimento inicial *in vitro*: protocormo estágio 1 (%P1), plântula em estágio 2 (%P2), plântula em estágio 3 (%P3), propágulo clorofilado (%PC) e propágulo não clorofilado (%PNC) de *Cattleya nobilior* Rchb. f. em função dos níveis de irradiância e sistemas de micropropagação aos 45 dias após a semeadura. UFGD, Dourados-MS, 2025.

Fator de variação	GLQuadrado médio.....					
		%G	%P1	%P2	%P3	%PC	%PNC
Irradiâncias	1	75,15*	74,80 ^{ns}	104,50 ^{ns}	4,00 ^{ns}	0,18 ^{ns}	0,18 ^{ns}
Sistemas de micropropagação	2	106,11*	11400,86*	10732,57*	9,06*	0,10 ^{ns}	0,10 ^{ns}
Irradiâncias x Sistemas de micropropagação	2	50,39*	444,68*	358,71*	7,97*	0,11 ^{ns}	0,12 ^{ns}
Total	23	542,32	24614,68	23248,46	66,81	1,98	1,97
Média		97,57	56,54	42,21	1,11	99,87	0,12
C.V. (%)		2,83	11,96	17,22	35,92	0,28	19,24

*, ns; significativo e não significativo, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. GL.: grau de liberdade.

As maiores %G foram observadas na irradiância 2 com a utilização de sistema de micropropagação heterotrófico (SMH) e sistema de micropropagação fotomixotrófico (SMFM), apresentando 100% de germinação, embora sem diferença estatística dos mesmos sistemas de micropropagação na irradiância 1 e do sistema de micropropagação fotoautotrófico (SMFA) dentro da mesma irradiância (Tabela 6).

Tabela 6. Porcentagem de germinação (%G), protocormo estágio 1 (%P1), plântula em estágio 2 (%P2), plântula em estágio 3 (%P3) de *Cattleya nobilior* Rchb. f. em função dos níveis de irradiância e sistemas de micropropagação aos 45 dias após a semeadura. UFGD, Dourados-MS, 2025.

Sistemas de micropropagação	%G		%P1	
	L1	L2	L1	L2
SMFA	88,71bB	98,03aA	99,66aA	100,0aA
SMH	99,74aA	100,0aA	35,24bA	25,71cA
SMFM	98,95aA	100,0aA	29,43bB	49,20bA
Média geral	95,80	99,34	54,78	58,30
C.V. (%)	2,83		11,96	
Sistemas de micropropagação	%P2		%P3	
	L1	L2	L1	L2
SMFA	0,34bA	0,00cA	0,00aA	0,00bA
SMH	63,74aA	70,62aA	0,57aB	3,66aA
SMFM	68,84aA	49,77bB	1,56aA	0,92bA
Média geral	44,31	40,13	0,71	1,53
C.V. (%)	17,22		35,92	

Letras minúsculas na coluna comparam os sistemas de micropropagação na mesma irradiância. Letras maiúsculas, na linha, comparam as irradiâncias nos mesmos sistemas de micropropagação (Tukey $p < 0,05$). SMFA = sistema de micropropagação fotoautotrófico; SMH = sistema de micropropagação heterotrófico; SMFM = sistema de micropropagação fotomixotrófico. L1 = $18 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ e L2 = $36 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$.

A maior média de %P1 foi encontrada na irradiância 2, combinada ao SMFA (100%), sem diferença estatística para os valores encontrados no mesmo sistema de micropropagação sob a irradiância 1 (99,6%). Quanto a % de P2 os maiores valores em SMH sob a irradiância 2, apresentado 70,62% dos protocormos nesse estágio de desenvolvimento, sem diferença estatística para a irradiância 1 no mesmo sistema (63,74%). O maior estágio de desenvolvimento de protocormos observado aos 45 dias de cultivo foi P3. A maior média de %P3 foi observada no SMH combinado com a irradiância 2 (3,66%).

Aos 90 dias de cultivo *in vitro* foi verificado efeito significativo da interação entre irradiâncias e sistemas de micropropagação para as variáveis %P1, %P2, %P3 e %P4. Nenhum dos fatores influenciaram a %PC e %PNC (Tabela 7).

Tabela 7. Resumo da análise de variância do crescimento inicial *in vitro*: protocormo estágio 1 (%P1), plântula em estágio 2 (%P2), plântula em estágio 3 (%P3), plântula em estágio 4 (%P4), propágulo clorofilado (%PC) e propágulo não clorofilado (%PNC) de *Cattleya nobilior* em função dos níveis de irradiância e sistemas de micropropagação aos 90 dias após a semeadura. UFGD, Dourados-MS, 2025.

Fator de variação	GLQuadrado médio.....					
		%P1	%P2	%P3	%P4	%PC	%PNC
Irradiâncias	1	38,28 ^{ns}	54,53 ^{ns}	712,91*	188,76*	0,37 ^{ns}	0,37 ^{ns}
Sistemas de micropropagação	2	3396,76*	3,48 ^{ns}	1049,45*	864,10*	5,44 ^{ns}	5,44 ^{ns}
Irradiâncias x Sistemas de micropropagação	2	5199,77*	588,41*	557,30*	1400,67*	0,09 ^{ns}	0,09 ^{ns}
Total	17	21782,75	2757,61	5312,98	4754,60	31,18	31,18
Média		57,58	14,58	15,75	11,44	99,36	0,64
C.V. (%)		35,86	42,72	42,61	16,10	1,38	49,64

As maiores %P1 foram observadas na irradiância 1 com a utilização de SMFA (95,61%), não diferindo estaticamente da irradiância 2 dentro do mesmo sistema (70,78%). Para %P2 foi observado maior valor em SMFA sob a irradiância 2, apresentando 26,40% dos propágulos nesse estágio. Quanto ao estágio de desenvolvimento P3, aos 90 dias foram verificados 38,10% das plântulas nesse estágio

ao utilizar o SMH sob irradiância 1, sem diferença significativa do SMFM na mesma irradiância (27,65%). Depois de 90 dias de cultivo *in vitro* foram observados 43,85% de plântulas em estágio 4 quando foi utilizado do SMFM sob a irradiância 2 (Tabela 8) (Figura 2).

Tabela 8. Porcentagem de protocormo estágio 1 (%P1), plântula em estágio 2 (%P2), plântula em estágio 3 (%P3) e plântula em estágio 4 (%P4) de *Cattleya nobilior* Rchb. f. em função dos níveis de irradiância e sistemas de micropropagação aos 90 dias após a semeadura. UFGD, Dourados-MS, 2025.

Sistemas de micropropagação	%P1		%P2	
	L1	L2	L1	L2
SMFA	95,61aA	70,78aA	2,02bB	26,40aA
SMH	18,10bB	88,64aA	22,97aA	7,95bB
SMFM	54,65abA	17,69bB	13,54aA	14,62aA
Média geral	56,12	59,04	12,84	16,32
C.V. (%)	35,86		45,37	
Sistemas de micropropagação	%P3		%P4	
	L1	L2	L1	L2
SMFA	0,39bA	1,12bA	0,0cA	0,20bA
SMH	38,10aA	3,41bB	20,45aA	0,0cA
SMFM	27,65aA	23,85aA	4,16bB	43,85aA
Média geral	22,05	9,46	8,20	14,68
C.V. (%)	42,61		16,1	

Letras minúsculas na coluna comparam os sistemas de micropropagação na mesma irradiância. Letras maiúsculas, na linha, comparam as irradiâncias nos mesmos sistemas de micropropagação (Tukey $p < 0,05$). SMFA = sistema de micropropagação fotoautotrófico; SMH = sistema de micropropagação heterotrófico; SMFM = sistema de micropropagação fotomixotrófico. L1 = $18 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ e L2 = $36 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$.

Ao analisar os resultados encontrados neste estudo, tanto na germinação quanto no desenvolvimento inicial, o SMFM e a irradiância 2 foram benéficos para o crescimento *in vitro* de *C. nobilior* apresentando o maior número de plântulas em estágio 4. Esses resultados corroboram com os de Ribeiro et al. (2019) com orquídeas de *Denphal*, cultivadas em frascos com tampas que proporcionaram trocas gasosas, apresentaram características de crescimento superiores àquelas cultivadas em ambiente hermético. Assim como verificado no trabalho de Ramos et al. (2023), utilizando *Cattleya walkeriana*, neste trabalho o SMFM proporcionou condições benéficas ao cultivo *in vitro*, acelerando os estágios de desenvolvimento, uma vez que nesse tipo de cultivo, os explantes podem utilizar os carboidratos endógenos e exógenos como fonte de energia (Kozai, 2010; Santos et al. 2020).

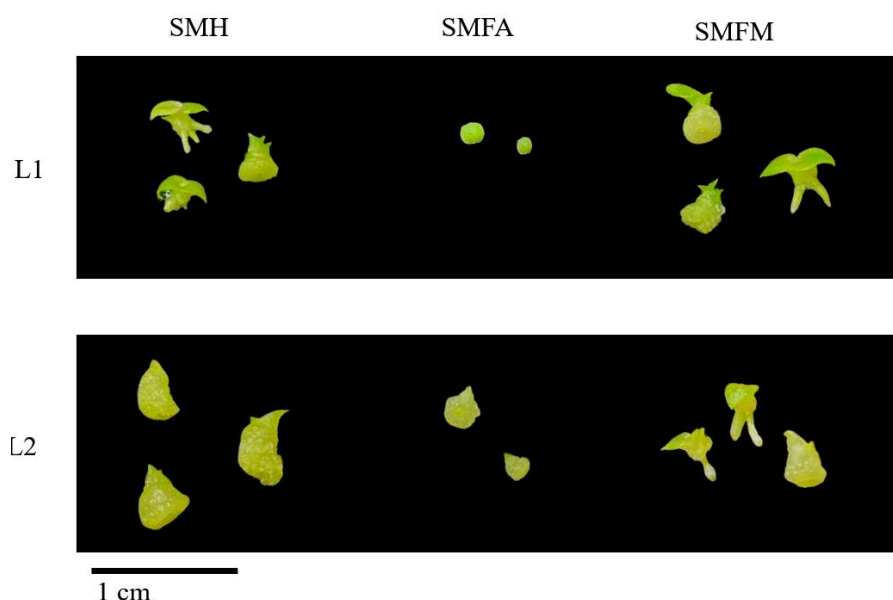


Figura 2. Plântulas de *Cattleya nobilior* Rchb. f, em função dos níveis de irradiância (L1 - $18 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$; L2 - $36 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) e sistemas de micropropagação (SMFA = sistema de micropropagação fotoautotrófico; SMH = sistema de micropropagação heterotrófico; SMFM = sistema de micropropagação fotomixotrófico) aos 90 dias após a semeadura. UFGD, Dourados-MS, 2025.

A micropropagação de plantas em condições fotomixotróficas pode ser uma alternativa para superar problemas morfofisiológicos decorrentes do sistema convencional de cultivo *in vitro*. O SMFM permite trocas gasosas, o que pode levar a uma melhor eficiência fotoquímica e assimilação fotossintética de carbono, resultando em plantas com um metabolismo mais eficiente e rustificadas (Xiao et al., 2011; Fritsche et al., 2022).

Neste estudo, assim como no trabalho de Ramos et al. (2023), a utilização de lâmpada LED 3000K com irradiância de $36 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ (L2), apresentou resultados superiores ao LED 3000K com menor irradiância ($18 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$). Este fato mostra que a utilização da maior irradiância contribuiu para o desenvolvimento destas plântulas. Vale ressaltar que as respostas das plantas à irradiância luminosa estão fortemente associadas à espécie (Hung et al., 2016; Taiz et al., 2017). Somado a isso, o habitat da *Cattleya nobilior* é o Cerrado *strictu sensu*, dessa forma permite-se inferir que maiores irradiâncias sejam benéficas no cultivo *in vitro* dessa espécie.

CONCLUSÕES

Para o desenvolvimento inicial de *Cattleya nobilior* no experimento 1, a suplementação com *Chlorella* sp. nas concentrações testadas não superou o desempenho dos tratamentos controle. A irradiância de $36 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ teve maior influência no desenvolvimento dos propágulos, acelerando-o significativamente até o estágio P4.

No experimento 2, o sistema fotomixotrófico e a irradiância de $36 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ proporcionaram as condições mais favoráveis tanto para a germinação quanto para o desenvolvimento inicial *in vitro* de *C. nobilior*.

Em ambos os experimentos a irradiância de $36 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ favoreceu a germinação e o cultivo *in vitro* de *C. nobilior*, uma espécie que ocorre no Cerrado *strictu sensu*, onde ocorre naturalmente uma elevada incidência luminosa, sendo adequada para a utilização em salas de crescimento.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

BUMANDALAI O.; TSERENNADMID, R. Effect of *Chlorella vulgaris* as a biofertilizer on germination of tomato and cucumber seeds. **International Journal of Aquatic Biology**, v.7, p.95, 2019.

CATALOGUE OF LIFE. Orchidaceae Juss. 2025. Disponível em: <<https://www.catalogueoflife.org/data/taxon/DPL>>. Acesso em: Nov. 2025.

CAVALLARO, V.; MULEO, R. The effects of Led light spectra and intensities on plant growth. **Plants**, v.11, p.12-14, 2022. <https://doi.org/10.3390/plants11151911>

CAVALLARO, V.; PELLEGRINO, A.; MULEO, R.; FORGIONE, I. Light and plant growth regulators on *in vitro* proliferation. **Plants**, v.11, p.844, 2022. <https://doi.org/10.3390/plants11070844>

CHANG, W.; ZHANG, S. B.; LI, S. Y.; HU, H. Ecophysiological significance of leaf traits in *Cypripedium* and *Paphiopedilum*. **Physiologia Plantarum**, v.141, p.30-39, 2011.

CHOKHELI, V. A.; DMITRIEV, P. A.; RAJPUT, V. D.; BAKULIN, S. D.; AZAROV, A. S.; VARDUNI, T. V.; STEPANENKO, V. V.; TARIGHOLIZADEH, S.; SINGH, R. K.; VERMA, K. K.; MINKINA, T. M. Recent development in micropropagation techniques for rare plant species. **Plants**, v.9, 1733, 2020. <https://doi.org/10.3390/plants9121733>

CORBELLINI, J. R.; RIBAS, L. L. F.; DE MAIA, F. R.; CORREA, D. O.; NOSEDA, M. D.; SUZUKI, R. M.; AMANO, E. Effect of microalgae *Messastrum gracile* and

Chlorella vulgaris on the *in vitro* propagation of orchid *Cattleya labiata*. **Journal of Applied Phycology**, v.32, p.4013, 2020. <https://doi.org/10.1007/s10811-020-02251-9>

COSTA, M. G.; MANTOVANI, C.; PRADO, R. M. Optimizing nutrient solution for vegetative growth of *Dendrobium* Tubtim Siam and *Phalaenopsis* Taisuco Swan through plant tissue nutrient balance estimation. **BMC Plant Biology**, v.24, p.01-13, 2024. <https://doi.org/10.1186/s12870-024-04931-x>.

CUNHA, S. H. B.; SILVA, S. T.; BERTOLUCCI, S. K. V.; DE CARVALHO, A. A.; ROCHA, T. T.; PINTO, J. E. B. P. Influência da qualidade de luz no crescimento e acúmulo de voláteis de *Mentha spicata* cultivada *in vitro*. **Scientia Plena**, v.15, p.090-201, 2019. <https://doi.org/10.14808/sci.plena.2019.090201>

DIMITROVA, N.; NACHEVA, L.; BEROVA, M.; KULPA, D. Biofertilizer Lumbrical improves the growth and *ex vitro* acclimatization of micropropagated pear plants. **Silva Balcanica**, v.22, p.17-30, 2021. <https://doi.org/10.3897/silvabalcanica.22.e57661>

DUDINA, I.; KALASHNIKOVA, E.; KIRAKOSYAN, R. Green microalgae *Chlorella* in the study of the biosynthetic potential of higher plants *in vitro*. **BIO Web of Conferences**, v.113, e01010, 2024. <https://doi.org/10.1051/bioconf/202411301010>

ELOUAER, M.A.; SALMA, L.; HALIMA, C.; CHERIF, H.; MIMOUN, E. Effect of seaweed extract of *Sargassum vulgare* on germination behavior of two tomatoes cultivars (*Solanum lycopersicum* L.) under salt stress. **Journal of Agriculture and Veterinary Science**, v.7, p.116, 2014.

FARIA, R. T.; ASSIS, A. M.; CARVALHO, J. F. R. P. Cultivo de orquídeas. Londrina: Mecenaz, p. 208, 2010.

FAY, M. F. Orchid conservation: how can we meet the challenges in the twenty-first century? **Botanical Studies**, v.59, p.1-6, 2018. <https://doi.org/10.1186/s40529-018-0232-z>

FERREIRA, W. D. M.; OLIVEIRA, A. M. D.; VIANA, J. C.; SUZUKI, R. M.; OLIVEIRA, J. R. G. D. Asymbiotic germination, initial development *in vitro* and acclimatization of *Cyrtopodium paludicolum* Hoehne, a Brazilian Savanna orchid species. **Rodriguésia**, v. 73, e01272020, 2022. <https://doi.org/10.1590/2175-7860202273043>

FLORA E FUNGA DO BRASIL. *Cattleya* in Flora e Funga do Brasil. 2025. Disponível em: <<https://floradobrasil.jbrj.gov.br/FB11329>>. Acesso em: Nov. 2025.

FREITAS, K. G.; SORGATO, J. C.; SOARES, J. S.; RIBEIRO, L. M. *In vitro* growth of *Cattleya nobilior* Rchb. f.: culture media, sealing systems and irradiance. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v.51, e.67131, 2021. <https://doi.org/10.1590/1983-40632021v5167131>

FRITSCHÉ, Y.; DEOLA, F.; DA SILVA, D.A.; HOLDERBAUM, D.F.; GUERRA, M.P. *Cattleya tigrina* (Orchidaceae) *in vitro* regeneration: Main factors for optimal protocorm-

like body induction and multiplication, plantlet regeneration, and cytogenetic stability. **South African Journal of Botany**, v. 149, p. 96-108, 2022.

HASHIM, M.; AHMAD, B.; DROUET, S.; HANO, C.; ABBASI, B. H.; ANJUM, S. Comparative effects of different light sources on the production of key secondary metabolites in plants *in vitro* cultures. **Plants**, v.10, p.1521, 2021.

HUNG, C. D.; HONG, C. H.; KIM, S. K.; LEE, K. H.; PARK, J. Y.; NAM, M. W.; CHOI, D. H.; LEE, H. I. LED light for *in vitro* and *ex vitro* efficient growth of economically important highbush blueberry (*Vaccinium corymbosum* L.). **Acta Physiologiae Plantarum**, v. 38, p. 104, 2016.

JUNQUEIRA, A. H.; PEETZ, M. Intellectual property rights in Brazilian floriculture: innovations for the growth and development of the market. **Revista Brasileira de Horticultura Ornamental**, v. 23, p. 296-306, 2017.

KOZAI, T. Photoautotrophic micropropagation-environmental control for promoting photosynthesis. **Propagation of Ornamental Plants**, v. 10, p. 188-204, 2010.

LIVADARIU, O.; MAXIMILIAN, C.; RAHMANIFAR, B.; CORNEA, C. P. Led technology applied to plant development for promoting the accumulation of bioactive compounds: a review. **Plants**, v.12, p.1075, 2023. <https://doi.org/10.3390/plants12051075>

MAWARDI, A.; MUSTAKIM, M.; NASIR, M. W.; VITRIANA, D. E.; RAHAYU, T.; JAYANTI, G. E. Protocorm like bodies (PLB) growth of *Dendrobium* sp. Orchid with induction of oxygen nanobubbles (NBsO₂) by *in vitro*. **Berkala Penelitian Hayati**, v.30, p.137-143, 2024. <http://dx.doi.org/10.23869/bphjbr.30.3.20246>

MIRANDA, N. A.; XAVIER, A.; OTONI, W. C.; GALLO, R.; GATTI, K. C.; MOURA, L. C.; SOUZA, D. M. S. C.; MAGGIONI, J. H.; SANTOS, S. S. O. Quality and intensity of light in the *in vitro* development of microstumps of *Eucalyptus urophylla* in a photoautotrophic system. **Forest Science**, v.66, p.754-760, 2020. <https://doi.org/10.1093/forsci/fxaa027>

MURASHIGE, T.; SKOOG, F. A. A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue culture. **Physiology Plantarum**, v.15, p.473-497, 1962. <https://doi.org/10.1111/j.1399-3054.1962.tb08052.x>

NONGDAM, P.; BELESKI, D. G.; TIKENDRA, L.; DEY, A.; VARTE, V.; MERZOUGUI, S. E.; PEREIRA, V. M.; BARROS, P. R.; VENDRAME, W. A. Orchid micropropagation using conventional semi-solid and temporary immersion systems: a review. **Plants**, v.12, p.1136, 2023. <https://doi.org/10.3390/plants12051136>

ONA, A. F.; SHIMASAKI, K.; EMTEAS, M. A.; AFM, J. Effects of different LED lights on the organogenesis of a *Cymbidium* cultivar. **Environmental Control in Biology**, v.59, p.197-201, 2021. <https://doi.org/10.2525/ecb.59.197>

PARADIKOVIĆ, N.; TEKLIĆ, T.; ZELJKOVIĆ, S.; LISJAK, M.; ŠPOLJAREVIĆ, M. Biostimulants research in some horticultural plant species—A review. **Food and Energy Security**, v.8, p.1–17, 2019.

PEREIRA, N. S.; Ferreira, B. R. R.; CARVALHO, E. M.; DAMIANI, C. R. Application of *Chlorella sorokiniana* (Chlorophyceae) as supplement and/or an alternative medium for the *in vitro* cultivation of *Schomburgkia crispa* (Orchidaceae). **Journal of Applied Phycology**, v.30, p.2347-2358, 2018.

RAMOS, J. C. M.; RIBEIRO, L. M.; NUNES, G. P.; SOARES, J. S.; FRANCISCO, P. M. S.; SORGATO, J. C. Propagação de *Cattleya walkeriana* Gardner (Orchidaceae): meio de cultura, sistema de vedação e irradiância. **Brazilian Journal of Biology**, v. 84, p. e279803, 2024.

RIBEIRO, L. M.; SORGATO, J. C.; SCALON, S. P. Q.; SOARES, J. S.; RIBEIRO, I. S. Influência da luz, ventilação natural e tamanho do frasco no crescimento e desenvolvimento de denphal (Orchidaceae). **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, v.14, e5957, 2019. <https://doi.org/10.5039/agraria.v14i3a5957>

SANTOS, G. L.; PEREIRA, M. G.; DELGADO, R. C.; MAGISTRALI, I. C.; SILVA, C. G.; OLIVEIRA, C. M. M.; LARANGEIRA, J. P. B.; SILVA, T. P. Degradation of the Brazilian Cerrado: Interactions with human disturbance and environmental variables. **Forest Ecology and Management**, v.482, p.118875, 2021. <https://doi.org/10.1016/j.foreco.2020.118875>

SOARES, J. S.; RAMOS, J. C. M.; SORGATO, J. C.; RIBEIRO, L. M.; REIS, L. C. *Brassavola tuberculata* Hook.: *in vitro* growth and *ex vitro* establishment as a function of the micropropagation system and sucrose. **Brazilian Journal of Biology**, v.83, e270892, 2023. <https://doi.org/10.1590/1519-6984.270892>

SOARES, J. S.; SORGATO, J. C.; RIBEIRO, L. M. Protocolo para germinação assimbiótica e desenvolvimento inicial de protocormos de orquídeas nativas do Cerrado brasileiro. **Rodriguésia**, v.71, e01332018, 2020. <https://doi.org/10.1590/2175-7860202071095>

SORGATO, J. C.; SOARES, J. S.; DAMIANI, C. R.; RIBEIRO, L. M. Effects of light, agar, activated charcoal, and culture medium on the germination and early development of *Dendrobium* seedlings. **Australian Journal of Crop Science**, v.14, p.557-564, 2020. <https://doi.org/10.21475/ajcs.20.14.04.p1528>

SOUZA, L. M.; BARBOSA, M. R.; NASCIMENTO, K. R. P.; FONSECA, P. T.; HOULLOU, L. M. Cultivo fotoautotrófico e fotomixotrófico de plantas *in vitro*: uma revisão sistemática sobre o uso da técnica e suas implicações na produção de mudas de espécies arbóreas. **Multidisciplinar Sciences Reports**, v.3, p.01-20, 2023. <https://doi.org/10.54038/ms.v3i3.42>

SUZUKI, R. M.; MOREIRA, V. C.; NACABASHI, M.; FERREIRA, W. M. Estudo da germinação e crescimento *in vitro* de *Hadrolaelia tenebrosa* (Rolfe) Chiron & V. P. Castro (Orchidaceae), uma espécie da flora brasileira ameaçada de extinção. **Hoehnea**, v.36, p.657-666, 2009. <https://doi.org/10.1590/S2236-89062009000400006>

TAIZ, L.; ZEIGER, E.; MOLLER, I. M.; MURPHY, A. **Fisiologia vegetal**. 6. ed. Porto Alegre: Artmed, 918 p. 2017.

TANGTRAGOON, T.; KAWAREE, R.; SUTIGOOLABUD, P.; MONGKON, S.; POLVONGSRI, S.; NILAPAKA, W. Effects of led lighting technology on morphology, antioxidant activity, and the bioactive compounds accumulation of *Anoectochilus burmannicus* in the greenhouse system. **Trends in Sciences**, v.20, p.6296-6296, 2023. <https://doi.org/10.48048/tis.2023.6296>

TIRUWA, B. L.; NEUPANE, B. D.; KADARIYA, R.; POKHERAL, C. P.; PANT, B. Diversity of orchids in terms of their distribution, uses and conservation in Annapurna conservation area of Nepal. **American Journal of Plant Sciences**, v.15, p.422-440, 2024. <https://doi.org/10.4236/ajps.2024.156030>

VENDRAME, W. A.; XU, J. J.; BELESKI, D. G. Micropropagation of *Brassavola nodosa* (L.) Lindl. using SETIS™ bioreactor. **Plant Cell, Tissue and Organ Culture**, v.153, p.67-76, 2023. <https://doi.org/10.1007/s11240-022-02441-y>

WFO - The World Flora Online. Orchidaceae Juss. 2025. Disponível em: <<http://www.worldfloraonline.org/taxon/wfo-70000000429>>. Acesso em: Nov. 2025.

XIAO, Y.; NIU, G.; KOZAI, T. Development and application of photoautotrophic micropropagation plant system. **Plant Cell, Tissue and Organ Culture**, v. 105, p. 149-158, 2011.

ZHANG, G. J.; HU, Y.; HUANG, M.; HUANG, W. C.; LIU, D. K.; ZHANG, D.; HAIHUAHU.; DOWNING, J. L.; LIU, Z. J.; MA, H. Comprehensive phylogenetic analyses of Orchidaceae using nuclear genes and evolutionary insights into epiphytism. **Journal of Integrative Plant Biology**, v.65, p.1204-1225, 2023. <https://doi.org/10.1111/jipb.13462>

ZHANG, S.; YANF, Y.; LI, J.; QIN, J.; ZHANG, W.; HU, H. Physiological diversity of orchids. **Plant diversity**, v.40, p.196-208, 2018