

CIÊNCIAS BOTÂNICAS:

Evolução e diversidade de plantas

Vanessa da Fontoura Custódio Monteiro
Pedro Henrique Abreu Moura
(Organizadores)

Atena
Editora
Ano 2021

CIÊNCIAS BOTÂNICAS:

Evolução e diversidade de plantas

Vanessa da Fontoura Custódio Monteiro
Pedro Henrique Abreu Moura
(Organizadores)

Atena
Editora
Ano 2021

Editora chefe

Profª Drª Antonella Carvalho de Oliveira

Editora executiva

Natalia Oliveira

Assistente editorial

Flávia Roberta Barão

Bibliotecária

Janaina Ramos

Projeto gráfico

Camila Alves de Cremo

Daphynny Pamplona

Luiza Alves Batista

Maria Alice Pinheiro

Natália Sandrini de Azevedo

Imagens da capa

iStock

Edição de arte

Luiza Alves Batista

2021 by Atena Editora

Copyright © Atena Editora

Copyright do texto © 2021 Os autores

Copyright da edição © 2021 Atena Editora

Direitos para esta edição cedidos à Atena Editora pelos autores.

Open access publication by Atena Editora



Todo o conteúdo deste livro está licenciado sob uma Licença de Atribuição *Creative Commons*. Atribuição-Não-Comercial-NãoDerivativos 4.0 Internacional (CC BY-NC-ND 4.0).

O conteúdo dos artigos e seus dados em sua forma, correção e confiabilidade são de responsabilidade exclusiva dos autores, inclusive não representam necessariamente a posição oficial da Atena Editora. Permitido o *download* da obra e o compartilhamento desde que sejam atribuídos créditos aos autores, mas sem a possibilidade de alterá-la de nenhuma forma ou utilizá-la para fins comerciais.

Todos os manuscritos foram previamente submetidos à avaliação cega pelos pares, membros do Conselho Editorial desta Editora, tendo sido aprovados para a publicação com base em critérios de neutralidade e imparcialidade acadêmica.

A Atena Editora é comprometida em garantir a integridade editorial em todas as etapas do processo de publicação, evitando plágio, dados ou resultados fraudulentos e impedindo que interesses financeiros comprometam os padrões éticos da publicação. Situações suspeitas de má conduta científica serão investigadas sob o mais alto padrão de rigor acadêmico e ético.

Conselho Editorial**Ciências Biológicas e da Saúde**

Prof. Dr. André Ribeiro da Silva – Universidade de Brasília

Profª Drª Anelise Levay Murari – Universidade Federal de Pelotas

Prof. Dr. Benedito Rodrigues da Silva Neto – Universidade Federal de Goiás

Profª Drª Daniela Reis Joaquim de Freitas – Universidade Federal do Piauí

Profª Drª Débora Luana Ribeiro Pessoa – Universidade Federal do Maranhão

Prof. Dr. Douglas Siqueira de Almeida Chaves – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro

Prof. Dr. Edson da Silva – Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri
Profª Drª Elizabeth Cordeiro Fernandes – Faculdade Integrada Medicina
Profª Drª Eleuza Rodrigues Machado – Faculdade Anhanguera de Brasília
Profª Drª Elane Schwinden Prudêncio – Universidade Federal de Santa Catarina
Profª Drª Eysler Gonçalves Maia Brasil – Universidade da Integração Internacional da Lusofonia Afro-Brasileira
Prof. Dr. Ferlando Lima Santos – Universidade Federal do Recôncavo da Bahia
Profª Drª Fernanda Miguel de Andrade – Universidade Federal de Pernambuco
Prof. Dr. Fernando Mendes – Instituto Politécnico de Coimbra – Escola Superior de Saúde de Coimbra
Profª Drª Gabriela Vieira do Amaral – Universidade de Vassouras
Prof. Dr. Gianfábio Pimentel Franco – Universidade Federal de Santa Maria
Prof. Dr. Helio Franklin Rodrigues de Almeida – Universidade Federal de Rondônia
Profª Drª Iara Lúcia Tescarollo – Universidade São Francisco
Prof. Dr. Igor Luiz Vieira de Lima Santos – Universidade Federal de Campina Grande
Prof. Dr. Jefferson Thiago Souza – Universidade Estadual do Ceará
Prof. Dr. Jesus Rodrigues Lemos – Universidade Federal do Piauí
Prof. Dr. Jônatas de França Barros – Universidade Federal do Rio Grande do Norte
Prof. Dr. José Max Barbosa de Oliveira Junior – Universidade Federal do Oeste do Pará
Prof. Dr. Luís Paulo Souza e Souza – Universidade Federal do Amazonas
Profª Drª Magnólia de Araújo Campos – Universidade Federal de Campina Grande
Prof. Dr. Marcus Fernando da Silva Praxedes – Universidade Federal do Recôncavo da Bahia
Profª Drª Maria Tatiane Gonçalves Sá – Universidade do Estado do Pará
Profª Drª Mylena Andréa Oliveira Torres – Universidade Ceuma
Profª Drª Natiéli Piovesan – Instituto Federacão do Rio Grande do Norte
Prof. Dr. Paulo Inada – Universidade Estadual de Maringá
Prof. Dr. Rafael Henrique Silva – Hospital Universitário da Universidade Federal da Grande Dourados
Profª Drª Regiane Luz Carvalho – Centro Universitário das Faculdades Associadas de Ensino
Profª Drª Renata Mendes de Freitas – Universidade Federal de Juiz de Fora
Profª Drª Vanessa da Fontoura Custódio Monteiro – Universidade do Vale do Sapucaí
Profª Drª Vanessa Lima Gonçalves – Universidade Estadual de Ponta Grossa
Profª Drª Vanessa Bordin Viera – Universidade Federal de Campina Grande
Profª Drª Welma Emidio da Silva – Universidade Federal Rural de Pernambuco

Ciências botânicas: evolução e diversidade de plantas

Diagramação: Camila Alves de Cremo

Correção: Amanda Kelly da Costa Veiga

Indexação: Amanda Kelly da Costa Veiga

Revisão: Os autores

Organizadores: Vanessa da Fontoura Custódio Monteiro
Pedro Henrique Abreu Moura

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)

C569 Ciências botânicas: evolução e diversidade de plantas /
Organizadores Vanessa da Fontoura Custódio
Monteiro, Pedro Henrique Abreu Moura. – Ponta
Grossa - PR: Atena, 2021.

Formato: PDF

Requisitos de sistema: Adobe Acrobat Reader

Modo de acesso: World Wide Web

Inclui bibliografia

ISBN 978-65-5983-683-3

DOI: <https://doi.org/10.22533/at.ed.833211211>

1. Botânica. 2. Plantas. I. Monteiro, Vanessa da
Fontoura Custódio (Organizadora). II. Moura, Pedro Henrique
Abreu (Organizador). III. Título.

CDD 580

Elaborado por Bibliotecária Janaina Ramos – CRB-8/9166

Atena Editora

Ponta Grossa – Paraná – Brasil

Telefone: +55 (42) 3323-5493

www.atenaeditora.com.br

contato@atenaeditora.com.br

DECLARAÇÃO DOS AUTORES

Os autores desta obra: 1. Atestam não possuir qualquer interesse comercial que constitua um conflito de interesses em relação ao artigo científico publicado; 2. Declaram que participaram ativamente da construção dos respectivos manuscritos, preferencialmente na: a) Concepção do estudo, e/ou aquisição de dados, e/ou análise e interpretação de dados; b) Elaboração do artigo ou revisão com vistas a tornar o material intelectualmente relevante; c) Aprovação final do manuscrito para submissão.; 3. Certificam que os artigos científicos publicados estão completamente isentos de dados e/ou resultados fraudulentos; 4. Confirmam a citação e a referência correta de todos os dados e de interpretações de dados de outras pesquisas; 5. Reconhecem terem informado todas as fontes de financiamento recebidas para a consecução da pesquisa; 6. Autorizam a edição da obra, que incluem os registros de ficha catalográfica, ISBN, DOI e demais indexadores, projeto visual e criação de capa, diagramação de miolo, assim como lançamento e divulgação da mesma conforme critérios da Atena Editora.

DECLARAÇÃO DA EDITORA

A Atena Editora declara, para os devidos fins de direito, que: 1. A presente publicação constitui apenas transferência temporária dos direitos autorais, direito sobre a publicação, inclusive não constitui responsabilidade solidária na criação dos manuscritos publicados, nos termos previstos na Lei sobre direitos autorais (Lei 9610/98), no art. 184 do Código Penal e no art. 927 do Código Civil; 2. Autoriza e incentiva os autores a assinarem contratos com repositórios institucionais, com fins exclusivos de divulgação da obra, desde que com o devido reconhecimento de autoria e edição e sem qualquer finalidade comercial; 3. Todos os e-book são *open access*, desta forma não os comercializa em seu site, sites parceiros, plataformas de *e-commerce*, ou qualquer outro meio virtual ou físico, portanto, está isenta de repasses de direitos autorais aos autores; 4. Todos os membros do conselho editorial são doutores e vinculados a instituições de ensino superior públicas, conforme recomendação da CAPES para obtenção do Qualis livro; 5. Não cede, comercializa ou autoriza a utilização dos nomes e e-mails dos autores, bem como nenhum outro dado dos mesmos, para qualquer finalidade que não o escopo da divulgação desta obra.

APRESENTAÇÃO

Com grande extensão territorial e diversidade de domínios morfoclimáticos, o Brasil possui a flora mais rica do mundo. Esta obra “*Ciências botânicas: evolução e diversidade de plantas*” é um pequeno compilado de pesquisas desenvolvidas em várias regiões do país, contribuindo com o avanço científico.

O primeiro capítulo é dedicado às algas, que também são estudadas em Botânica Criptogâmica. O capítulo traz resultados de um levantamento de algas marinhas bentônicas dos estados do Piauí e Maranhão, sendo encontrados representantes de algas pardas (Phaeophyta), algas vermelhas (Rhodophyta) e algas verdes (Chlorophyta).

Nos segundo e terceiro capítulos, as briófitas ganham destaque. A riqueza de espécies de musgos encontrados no estado do Mato Grosso é apresentada, contribuindo com a ampliação do conhecimento sobre a diversidade e ecologia de plantas avasculares no estado.

E claro, as samambaias também são abordadas nesta obra, mais especificamente no capítulo 4, onde os autores trazem respostas morfoecológicas de *Tectaria incisa* Cav. (Tectariaceae) em Floresta Atlântica no estado do Rio de Janeiro.

A diversidade de Angiospermas é retratada nos capítulos subsequentes. O capítulo 5 é referente à flora do Amapá, com foco na família Vitaceae. No capítulo 6, é apresentado a importância ecológica, econômica e social de *Parkia platycephala* Benth. (Fabaceae) no Cerrado. O capítulo 7 traz resultados de uma pesquisa sobre a atividade biológica de *Hesperozygis ringens* (Benth.) Epling (Lamiaceae), uma planta endêmica da região Sul do Brasil.

Já os capítulos 8 e 9 estão voltados especificamente para orquídeas, trazendo resultados de pesquisas sobre o desenvolvimento da semente e do protocormo de *Cleistes libonii* (Rchb.f.) Schltr. e de análises cienciométricas sobre pesquisas de micropropagação *in vitro* de *Cattleya walkeriana* Gardner.

E para encerrar este livro, os autores do último capítulo investigam as concepções de estudantes de licenciatura em Ciências Biológicas sobre a célula, propondo estratégias para a construção de um conceito científico de célula por meio da investigação, da experimentação e da modelagem.

Desejamos a cada autor que contribuiu com esta obra os nossos agradecimentos. Aos leitores, desejamos uma leitura proveitosa e muito amor pelas Ciências Botânicas.

Vanessa da Fontoura Custódio Monteiro
Pedro Henrique Abreu Moura

SUMÁRIO

CAPÍTULO 1..... 1

E NO CAMINHO TINHA ALGAS...

Anne Dayane da Silva
Glênio Auricelio Lima Góis
Diane Jéssica Santos Freitas
Letícia Maria Rodrigues Gomes Cunha
Gesrael Silva de Lima
Maria Gardênia Sousa Batista

 <https://doi.org/10.22533/at.ed.8332112111>

CAPÍTULO 2..... 29

BRIÓFITAS DA MATA DE GALERIA DO RIO JURUENA NO MUNICÍPIO DE SAPEZAL-MT

Patrícia Guralski Damasceno
Nelson Antunes De Moura
Carol Pereira De Barros
Janaina do Nascimento Araújo Alves

 <https://doi.org/10.22533/at.ed.8332112112>

CAPÍTULO 3..... 43

DISTRIBUIÇÃO DA BRIOFLORA EM DIFERENTES FITOFISIONOMIAS DE CERRADO DA RESERVA ECOLÓGICA SERRA DAS ARARAS, PORTO ESTRELA, MT

Carol Pereira de Barros
Nelson Antunes de Moura
Patrícia Guralski Damaceno
Janaina do Nascimento Araújo Alves

 <https://doi.org/10.22533/at.ed.8332112113>

CAPÍTULO 4..... 52

RESPOSTAS MORFO-ECOLÓGICAS DE *Tectaria incisa* CAV. EM DIFERENTES SITUAÇÕES AMBIENTAIS EM REMANESCENTE DE FLORESTA ATLÂNTICA SUBMONTANA, PARACAMBI, RJ

Yumi Okumura Moliné
Ivo Abraão Araújo da Silva

 <https://doi.org/10.22533/at.ed.8332112114>

CAPÍTULO 5..... 67

FLORA DO AMAPÁ: VITACEAE JUSS

Mikaeli Katriny Vaz da Costa
Tonny David Santiago Medeiros
Carlos Alberto Santos da Silva Junior
Cásia Moraes Frazão
Caroline Stefhanie Paiva da Fonseca
Ana Luzia Ferreira Farias
Plinio Marcos Bahia Potyguara
Salustiano Vilar da Costa-Neto

Sheylla Susan Moreira da Silva de Almeida
Patrick de Castro Cantuária

 <https://doi.org/10.22533/at.ed.8332112115>

CAPÍTULO 6..... 79

DIVERSIDADE DE PLANTAS NO CERRADO BRASILEIRO: UM ENFOQUE EM *Parkia platycephala*

Jarbson Henrique Oliveira Silva
Márcia Vieira de Sousa
Paulo Sarmanho da Costa Lima
Regina Lúcia Ferreira Gomes
Ângela Celis de Almeida Lopes
Sérgio Emílio dos Santos Valente
Verônica Brito da Silva
Ana Paula Peron
Lívia do Vale Martins
Lidiane de Lima Feitoza

 <https://doi.org/10.22533/at.ed.8332112116>

CAPÍTULO 7..... 95

INVESTIGATION OF BIOLOGICAL ACTIVITIES OF *Hesperozygis ringens*

Carolina Bolsoni Dolwitsch
Fernanda Brum Pires
Camilla Filippi dos Santos Alves
Matheus Dellaméa Baldissera
Lucas Mironuk Frescura
Bryan Brummelhaus de Menezes
Marina Zadra
Sílvia Gonzalez Monteiro
Liliana Essi
Camilo Amaro de Carvalho
Marcelo Barcellos da Rosa

 <https://doi.org/10.22533/at.ed.8332112117>

CAPÍTULO 8..... 106

DESENVOLVIMENTO DA SEMENTE E DO PROTOCORMO DE *Cleistes libonii* (Rchb.f.) Schltr. (Orchidaceae: Vanilloideae)

Laís Soêmis Sisti
Marta Pinheiro Niedzwiedzki
Juliana Lischka Sampaio Mayer

 <https://doi.org/10.22533/at.ed.8332112118>

CAPÍTULO 9..... 120

ANÁLISE CIENCIOMÉTRICA DAS PESQUISAS CIENTÍFICAS SOBRE MICROPROPAGAÇÃO *IN VITRO* DE *Cattleya walkeriana* DOS ANOS DE 1999 A 2019

Gabriela Divina Alves de Oliveira
Andréa Mara de Oliveira

 <https://doi.org/10.22533/at.ed.8332112119>

CAPÍTULO 10..... 131

INVESTIGANDO O CONCEITO DE CÉLULA ENTRE INGRESSANTES DE UM CURSO
SUPERIOR EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS

Mirley Lucine dos Santos

 <https://doi.org/10.22533/at.ed.83321121110>

SOBRE OS ORGANIZADORES 143

ÍNDICE REMISSIVO..... 144

CAPÍTULO 8

DESENVOLVIMENTO DA SEMENTE E DO PROTOCORMO DE *Cleistes libonii* (Rchb.f.) Schltr. (Orchidaceae: Vanilloideae)

Data de aceite: 01/11/2021

Data de submissão: 11/10/2021

Laís Soêmis Sisti

Universidade Estadual de Campinas
(UNICAMP), Instituto de Biologia,
Departamento de Biologia Vegetal, Laboratório
de Anatomia Vegetal
Campinas, SP
<http://lattes.cnpq.br/3350507548985637>

Marta Pinheiro Niedzwiedzki

Universidade Estadual de Campinas
(UNICAMP), Instituto de Biologia,
Departamento de Biologia Vegetal, Laboratório
de Anatomia Vegetal
Campinas, SP
<http://lattes.cnpq.br/7878126238846097>

Juliana Lischka Sampaio Mayer

Universidade Estadual de Campinas
(UNICAMP), Instituto de Biologia,
Departamento de Biologia Vegetal, Laboratório
de Anatomia Vegetal
Campinas, SP
<http://lattes.cnpq.br/5056519309576269>

RESUMO: O desenvolvimento e estabelecimento de orquídeas na natureza exige inúmeros requerimentos, sendo que a germinação *in vitro* de orquídeas terrícolas é especialmente dificultada. Além de apresentar uma elevada proporção de gêneros ameaçados dentro da família devido ao extrativismo, as orquídeas terrícolas representam um grupo com elevado

risco de extinção. *Cleistes libonii* é uma orquídea terrícola ameaçada, com ocorrência nos estados do sul e do sudeste do Brasil. Compreender a biologia reprodutiva é uma abordagem valiosa para a conservação de espécies ameaçadas. O objetivo do presente estudo foi descrever o desenvolvimento da semente e do protocormo de *C. libonii*, além de avaliar as condições necessárias para sua germinação. O saco embrionário da espécie desenvolve-se como bispórico do tipo *Allium*. O envoltório da semente madura apresenta camadas externas lignificadas e uma camada interna rígida de coloração amarelada envolvendo o embrião. A germinação e o desenvolvimento do protocormo de *C. libonii* foi realizada com sucesso por meio da germinação assimbiótica em meio de cultura MS apenas na ausência de luz. O protocormo em estágio inicial de desenvolvimento, logo após a germinação, possui formato globular. Com a instalação do meristema apical caulinar, o protocormo assume um formato ovalado e surgem pelos absorventes em sua porção basal. A porção caulinar segue alongando-se horizontalmente até a formação de uma estrutura alongada recoberta por escamas de proteção e a região basal permanece arredondada. Devido ao cultivo na ausência de luz o protocormo mantém-se aclorofilado. Protocormos similares aos de *C. libonii* foram observados apenas em orquídea terrícola da subfamília Apostasioideae.

PALAVRAS-CHAVE: Embriogênese, germinação assimbiótica, protocormo, anatomia, Orchidaceae.

SEED AND PROTOCORM DEVELOPMENT OF *Cleistes libonii* (Rchb.f.) Schltr. (Orchidaceae: Vanilloideae)

ABSTRACT: The development and establishment of orchids in nature require numerous requirements, and the *in vitro* germination of terrestrial orchids is especially difficult. In addition to presenting a high proportion of endangered genera within the family due to extractivism, terrestrial orchids represent a group with a high risk of extinction. *Cleistes libonii* is an endangered terrestrial orchid, occurring in the southern and southeastern states of Brazil. Understanding reproductive biology is a valuable approach to conserving endangered species. The aim of this study was to describe the development of the seed and protocorm of *C. libonii*, in addition to evaluating the conditions necessary for its germination. The embryo sac of the species develops as bisporic (*Allium*-type). The envelope of the mature seed has lignified outer layers and a rigid yellowish inner layer surrounding the embryo. Germination and development of the protocorm of *C. libonii* was successfully carried out through asymbiotic germination in MS culture medium only in the absence of light. The protocorm in its initial stage of development, soon after germination, has a globular shape. With the installation of the apical stem meristem, the protocorm assumes an oval shape and absorbent hairs appear in its basal portion. The shoot portion continues to elongate horizontally until the formation of an elongated structure covered by protective scales and a rounded base. Due to cultivation in the absence of light, the protocorm remains achlorophyllous. Protocorms similar to those of *C. libonii* were observed only in terrestrial orchid of the subfamily Apostasioideae.

KEYWORDS: Embryogenesis, asymbiotic germination, protocorm, anatomy, Orchidaceae.

1 | INTRODUÇÃO

Sob o atual cenário das mudanças climáticas, além da constante degradação e redução da extensão de habitats, a conservação da biodiversidade é um desafio mundial. Estima-se que cerca de 12,5% de toda a flora vascular global esteja em extinção e que a maioria das espécies ameaçadas possuem sua ocorrência restrita à hotspots de biodiversidade. Essas áreas de elevada riqueza em biodiversidade, que ocupavam 12% de toda a superfície terrestre, encontram-se atualmente reduzidas a apenas 1,4%. Quase metade das espécies extintas são perenes herbáceas e terrícolas (SWARTS; DIXON, 2009).

O desenvolvimento e estabelecimento de orquídeas na natureza exige inúmeros requerimentos, dentre eles destaca-se a necessidade de interações micorrízicas para a germinação de suas sementes e estabelecimento da plântula (RASMUSSEN et al., 2015). Diversas técnicas de germinação de orquídeas tem sido empregadas com sucesso, dentre eles podemos citar técnicas de semeadura de pacotes de sementes *in situ* (RASMUSSEN; WHIGHAM, 1993) e técnicas de germinação simbiótica de orquídeas *in vitro* (ZETTLER, 1997). A maioria das espécies de orquídeas verdes são capazes de germinar de maneira assimbiótica, caso os nutrientes necessários sejam disponibilizados (RASMUSSEN et al., 2015), e algumas espécies podem ter o início de seu desenvolvimento estimulado por fungos endofíticos não-micorrízicos (SISTI et al., 2019; VUJANOVIC et al., 2000). No entanto, a propagação artificial de

orquídeas terrícolas é frequentemente dificultada (YAMAZAKI; MIYOSHI, 2006). Compreender a biologia reprodutiva, a germinação e o desenvolvimento de plântulas é uma abordagem valiosa para a conservação de orquídeas ameaçadas (YEUNG, 2017).

O embrião das orquídeas pode apresentar diferentes padrões de desenvolvimento úteis à classificação do embrião (VEYRET, 1974). As sementes de orquídeas são inúmeras e diminutas, sendo conhecidas também como “sementes poeira” (RASMUSSEN; WHIGHAM, 1993). A semente madura possui embrião ainda em fase indiferenciada e ausência de endosperma ou cotilédones, sendo as mínimas reservas armazenadas nas células do embrião (ARDITTI, 1992). Descrições do desenvolvimento das sementes de orquídeas ainda são escassas (YEUNG, 2017). Após a germinação das sementes ocorre a formação do protocormo nas orquídeas, estrutura de formato coniforme que representa a fase intermediária de desenvolvimento entre o embrião e a plântula (ARDITTI, 1992; YEUNG, 2017). Sendo o protocormo uma estrutura essencialmente designada para estabelecer associação simbiótica necessária para o desenvolvimento, instalação do meristema e surgimento da plântula (YEUNG, 2017).

Com ocorrência em quase todos os continentes, com exceção da Antártica, Orchidaceae é uma das maiores e mais diversas famílias em número de espécies, atrás apenas da família Asteraceae. Orchidaceae compreende mais de 25.000 espécies distribuídas em cerca de 750 gêneros e é dividida em cinco subfamílias: Apostasioideae, Vanilloideae, Cyripedioideae, Orchidioideae e Epidendroideae (CHASE et al., 2015; DRESSLER, 2005). Dois terços das espécies de orquídeas são epífitas ou litófitas, sendo as restantes terrícolas (SWARTS; DIXON, 2009). Além de representar uma elevada proporção de gêneros ameaçados dentro da família devido ao extrativismo (YAMAZAKI; MIYOSHI, 2006), as orquídeas terrícolas representam um grupo com elevado risco de extinção (SWARTS; DIXON, 2009).

A subfamília Vanilloideae é ainda dividida em duas tribos, Vanilleae e Pogonieae, compreendendo 15 gêneros, dentre eles o gênero *Cleistes* (CAMERON, 2009). *Cleistes libonii* (Rchb.f.) Schltr. é uma orquídea de hábito terrícola com ocorrência nos estados do sul e do sudeste do Brasil, podendo ser encontrada em ambientes de Mata Atlântica, sendo bem representada em áreas perturbadas por ações antrópica e áreas de proteção ambiental. Em um panorama nacional, *C. libonii* é considerada “menos preocupante” (LC), porém encontra-se como “criticamente ameaçada” (CR) dentro da lista vermelha da flora do Espírito Santo e “em perigo” (EN) dentro da lista vermelha da flora do Rio Grande do Sul (CNCFLORA, 2012). O objetivo do presente estudo foi descrever o desenvolvimento da semente de *C. libonii*, assim como avaliar as condições necessárias para sua germinação e, por fim, descrever o desenvolvimento do protocormo da espécie.

2 | MATERIAL E MÉTODOS

Flores e frutos em desenvolvimento de *C. libonii* foram coletadas de populações

próximo ao Rio dos Papagaios, no município de Ponta Grossa no Paraná (Figura 1). A polinização cruzada foi realizada manualmente, sendo coletados os frutos para as análises das sementes em diferentes fases do desenvolvimento, com 12, 26, 40, 61 e 82 dias após a polinização.

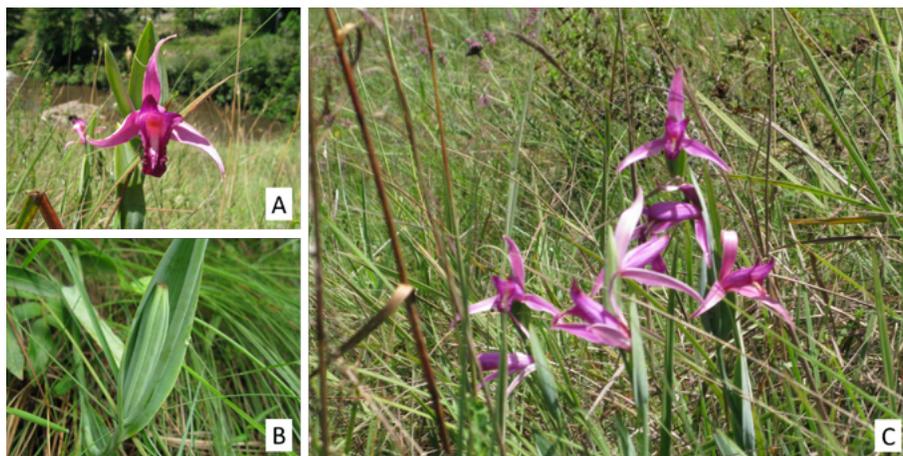


Figura 1: *Cleistes libonii* em fase reprodutiva. A – Detalhe da Flor em antese; B – Detalhe do fruto fechado; C – Registro das plantas de uma população da espécie em campo.

2.1 Tratamentos de germinação assimbiótica

Para os tratamentos de germinação, os frutos maduros da espécie com 82 dias foram superficialmente desinfestados por meio de imersão em álcool 70% por 5 min, imersão em hipoclorito de sódio à 2% de cloro ativo por 15 min, seguido de duas lavagens em água destilada autoclavada. Os frutos foram seccionados longitudinalmente e as sementes foram recuperadas. Na sequência, foi realizada a assepsia superficial das sementes de *C. libonii* por imersão em hipoclorito de sódio à 1% de cloro ativo por 10 min, seguido de três lavagens em água destilada autoclavada. As sementes foram distribuídas em frascos com meio de cultura MS (MURASHIGE; SKOOG, 1962) modificado, com uma concentração de 2,215g/L da formulação MS, acrescidos de 30g/L de sacarose e 6g/L de ágar e pH ajustado para 5,6. Os frascos foram selados com filme plástico e as sementes foram incubadas em câmara de germinação à 25 °C, sob duas condições de luminosidade: sendo metade dos frascos incubados em fotoperíodo de 12h e a outra metade na ausência de luz. Os frascos foram analisados semanalmente e protocormos em diferentes estágios de desenvolvimento foram coletados, registrados sob lupa e fixados para posterior análise de sua anatomia.

2.2 Análises anatômicas em microscopia de luz e testes histoquímicos

As sementes e protocormos em diferentes fases de desenvolvimento foram fixados

em karnovsky (KARNOVSKY, 1985), desidratadas em série etílica e infiltradas com resina plástica (Leica Historesin®). As amostras foram fixadas com supercola à blocos de madeira para serem acopladas e seccionadas em micrótomo rotativo manual em 5-7µm de espessura. As secções foram coradas nas lâminas com azul de toluidina 0,05% (SAKAI, 1973) em tampão fosfato e citrato (pH 4,5) por cerca de 10min e montadas em resina sintética “Entellan®” (Merck®). Por fim, os cortes foram analisados e as imagens foram documentadas por meio de câmera de vídeo Olympus DP71 acoplada ao microscópio Olympus BX 51. Para teste histoquímico, o reagente lugol foi utilizado para a detecção de grãos de amido.

3 | RESULTADOS

3.1 Desenvolvimento do óvulo e da semente

Aos 12 dias após a polinização, a diferenciação da célula arquesporrial já teve seu início, juntamente com a formação dos tegumentos interno e externo, gerando o processo de curvatura do óvulo (Figura 2 A-B). Nessa fase também ocorre a chegada dos tubos polínicos no interior do ovário (Figura 2 B). A célula arquesporrial dá origem diretamente à célula-mãe de megásporo sem sofrer divisões, gerando assim um óvulo tenuinucelado (Figura 2 C). Após 26 dias da polinização, a célula-mãe de megásporo passa pela primeira fase da divisão meiótica formando uma díade, na qual aquela célula voltada ao polo micropilar degenera (Figura 2 D-E). A célula calazal passa pela segunda fase da divisão meiótica sem a formação de parede celular (Figura 2 F). Tal desenvolvimento pode ser denominado como bispórico do tipo *Allium*. Os dois núcleos do megásporo funcional migram para polos opostos com a formação de um vacúolo central e o tegumento interno recobre a epiderme nucelar (Figura 2 G). Ocorre, então, a primeira divisão mitótica dos núcleos, originando um saco embrionário tetranucleado (Figura 2 H). Após a segunda divisão mitótica, com 40 dias após a polinização, o saco embrionário já formado apresenta configuração similar ao do tipo *polygonum*, com oito núcleos, sendo três antípodas voltadas para o polo calazal, dois núcleos polares centrais e duas sinérgides junto à oosfera no polo micropilar (Figura 2 I). Nessa fase ocorre a fecundação da oosfera, formando o zigoto, e os núcleos polares se fundem ao núcleo de um dos gametas masculinos, formando o endosperma que não se divide (Figura 2 J-K). O zigoto passa por sucessivas divisões mitóticas, originando o embrião aos 61 dias da polinização apresentando um pequeno suspensor na base. Os tegumentos do óvulo desenvolvem-se formando o envoltório da semente, que apresenta o tegumento externo lignificado e uma camada interna secretada pelas células do tegumento interno (Figura 2 L). Após poucas mudanças estruturais, a semente torna-se madura no fruto com 82 dias após a polinização, apresentando embrião de formato globular com células de tamanho homogêneo e resquícios do suspensor (Figura 2 M-N).

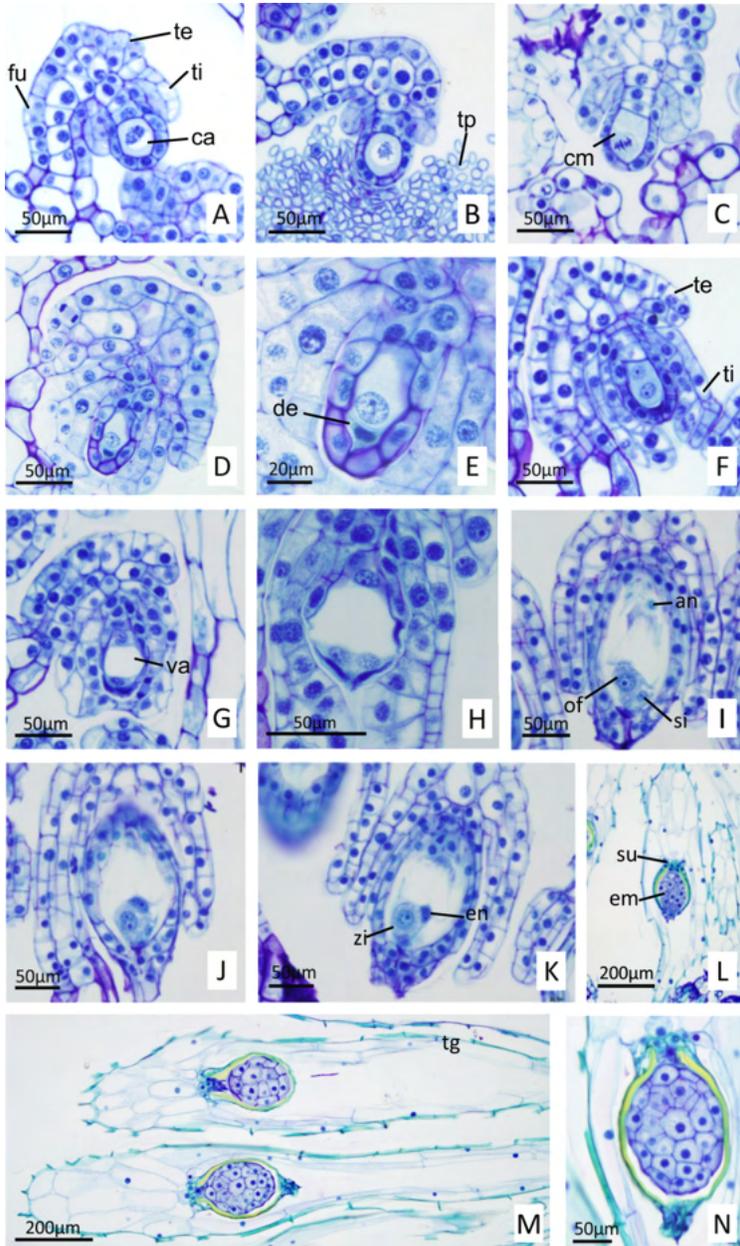


Figura 2: Megasporogênese, megagametogênese e embriogênese de *Cleistes libonii*. A – Célula arquesporial diferenciada; B – chegada dos tubos polínicos no lóculo; C – início da primeira fase da divisão meiótica; D – formação das duas díades; E – em detalhe, célula micropilar degenerada; F – Segunda fase da divisão meiótica; G – surgimento do vacúolo central e polarização dos núcleos; H – primeira divisão mitótica; I – saco embrionário formado após a segunda divisão mitótica; J – fecundação; K – formação do zigoto e do endosperma; L – semente imatura; M – semente madura; N – em detalhe, embrião na semente madura 82 dias após a polinização. an = antípodas; ca = célula arquesporial; cm = célula-mãe de megásporo; de = degenerado; em = embrião; en = endosperma; fu = funículo; of = oosfera; si = sinérgide; su = suspensor; te = tegumento externo; tg = tegumento; tp = tubos polínicos; ti = tegumento interno; va = vacúolo; zi = zigoto.

3.2 Germinação assimbiótica e desenvolvimento do protocormo

A germinação e o desenvolvimento do protocormo de *C. libonii* foi realizada com sucesso por meio da germinação assimbiótica em meio de cultura MS apenas na ausência de luz. As sementes expostas ao fotoperíodo de 12h chegaram a germinar, porém não houve continuidade de seu desenvolvimento devido à oxidação das delicadas estruturas dos protocormos.

Durante a germinação, o embrião incha devido à absorção de água e dá início ao desenvolvimento do protocormo, rompendo o tegumento externo da semente. A estrutura inicialmente formada possui formato globular (Figura 3 A-B). Após a instalação do meristema apical caulinar, o protocormo assume um formato ovalado e resquícios do tegumento da semente podem ser observados em sua porção basal, assim como o surgimento de pelos absorventes (Figura 3 C-D). A porção caulinar segue alongando-se horizontalmente até o surgimento de uma estrutura alongada recoberta por escamas de proteção alternadas ao longo de sua extensão e base arredondada (Figura 3 E-F). Devido ao cultivo na ausência de luz o protocormo mantém-se aclorofilado.



Figura 3: Desenvolvimento do protocormo de *Cleistes libonii* em tratamento de germinação assimbiótica na ausência de luz. A – sementes recém semeadas no meio de cultivo; B – rompimento do tegumento da semente e surgimento da fase inicial do protocormo; C-D – alongamento da região apical do protocormo; E – desenvolvimento da porção caulinar e das escamas de proteção; F – formação de estrutura caulinar alongada recoberta por escamas de proteção. em = embrião ;es = escamas de proteção; pa = pelo absorvente; pr = protocormo; rb = região basal; te = tegumento.

As sementes de *C. libonii* possuem comprimento variável de $900\mu\text{m}$ à $1500\mu\text{m}$ e cerca de $200\mu\text{m}$ de largura (Figura 4 A). No início da germinação ocorre a expansão das células do embrião, que rompem a testa da semente, originando o protocormo. Nessa fase inicial, o protocormo é revestido pela protoderme e possui seu interior preenchido por células indiferenciadas de formato e tamanho homogêneos (Figura 4 B). Vestígios do suspensor da semente já não são mais observados nessa fase. O protocormo segue seu desenvolvimento com a instalação do meristema apical caulinar em sua região apical, que se divide de maneira lateralizada, projetando-se paralelamente ao eixo de maior comprimento do protocormo. Nessa fase é possível observar células maiores na porção basal e células menores e mais densas na porção apical do protocormo, que passa a apresentar o início da diferenciação do sistema vascular (Figura 4 C). Tal peculiaridade no início da divisão do meristema apical caulinar gera uma curvatura da região mediana do protocormo, próxima à sua região basal, que é intensificada por uma maior atividade meristemática em uma das faces da projeção caulinar (Figura 4 D). Após o subsequente alongamento da estrutura do protocormo, é possível observar em detalhe da região do meristema apical, que as divisões se tornam simétricas (Figura 4 E). Nessa fase também ocorre a formação de primórdios de pelos absorventes (Figura 4 F). Durante o desenvolvimento do protocormo, são formadas escamas de proteção ao longo do protocormo (Figura 4 G-H). Testes histoquímicos detectaram a presença de grãos de amido distribuídos homogeneamente nas células de preenchimento do protocormo em fase inicial (Figura 4 I-J), que passam a se concentrar nas células de sua região basal, conforme ocorre o desenvolvimento e alongamento do protocormo (Figura 4 K). Detalhes dos grãos de amido em luz polarizada (Figura 4 L).

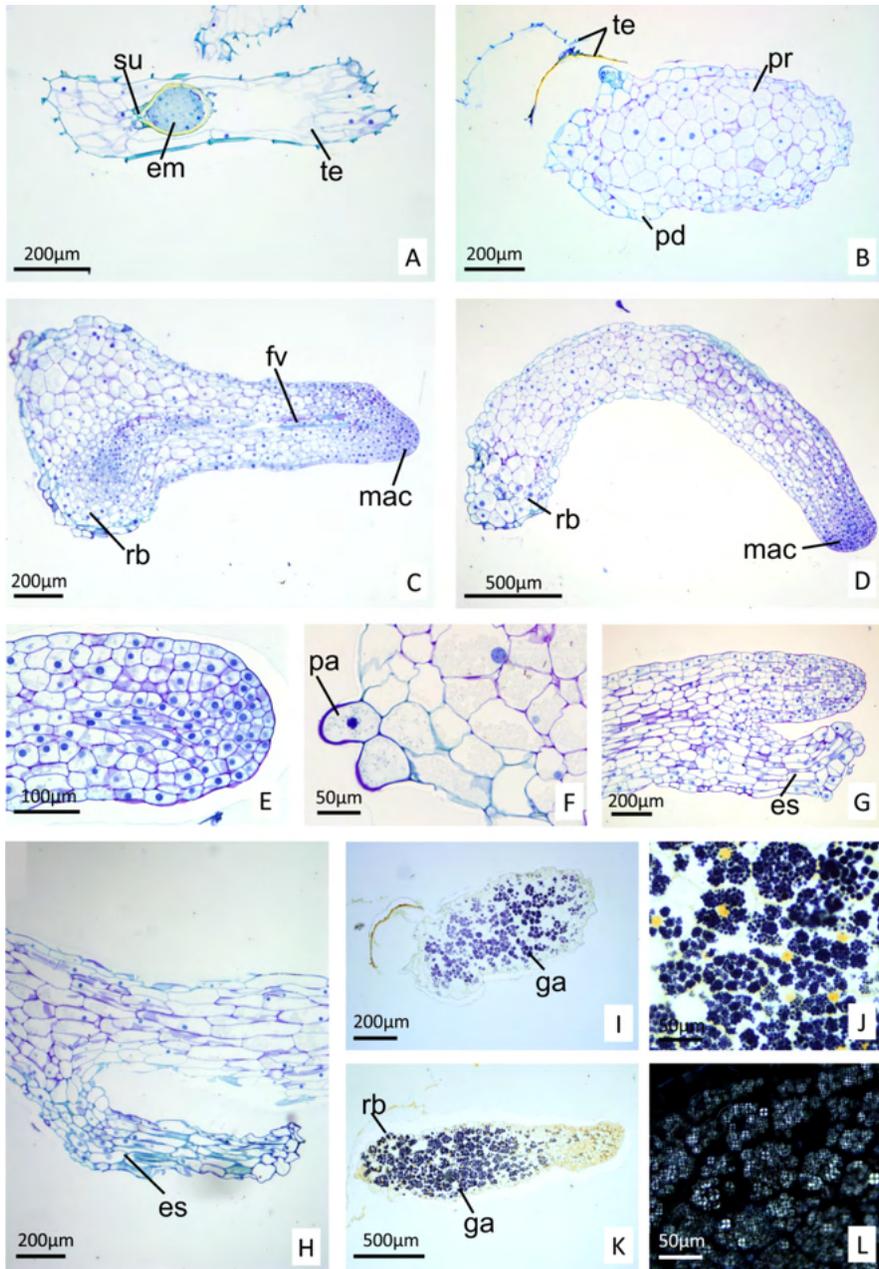


Figura 4: Protocormos de *Cleites libonii* em diferentes fases de desenvolvimento. A – Semente madura; B – Protocormo em fase inicial; C-D – Alongamento do protocormo; E – Detalhe do meristema apical caulinar; F – Detalhe de primórdio de pelos absorventes; G-H – Formação e desenvolvimento de escamas de proteção ao longo da estrutura caulinar; I, J, K e L – Grãos de amido em protocormos de *C. libonii* corados com lugol. em = embrião; es = escamas de proteção; fv = feixe vascular; ga = grãos de amido; mac = meristema apical caulinar; pa = pelo absorvente; pd = protoderme; pr = protocormo; rb = região basal; su = suspensor; te = tegumento.

4 | DISCUSSÃO

4.1 Desenvolvimento do óvulo e da semente

Os sacos embrionários bispóricos possuem núcleos derivados de dois megásporos diferentes e são compreendidos como sendo evolutivamente menos estáveis em comparação aos monospóricos. No desenvolvimento bispórico do tipo *Allium*, após a primeira fase da meiose ocorre a degeneração da célula voltada para o polo micropilar, seguida da segunda fase da meiose com a supressão da citocinese. Na sequência duas divisões mitóticas originam o saco embrionário com oito núcleos e sete células (HAIG, 2020).

A proliferação da placenta e a formação dos óvulos na maioria das espécies epífitas da família Orchidaceae ocorre apenas após a polinização, assim como ocorre em *Oncidium flexuosum*, sendo esta necessária para a diferenciação dos óvulos, com a fertilização ocorrendo apenas após cerca de 50-65 dias para a espécie (MAYER; CARMELLO-GUERREIRO; APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2011). Dessa forma, a polinização dentro da família seria responsável não só pela fertilização, mas também teria a função de estimular o formação da placenta e a maturação dos óvulos (SWAMY, 1949). Porém, nas espécies de orquídeas terrícolas a proliferação da placenta e o início da diferenciação dos óvulos pode ocorrer anteriormente a polinização (MAYER; CARMELLO-GUERREIRO; APPEZZATO-DA-GLÓRIA, 2011). O que é verdadeiro para *C. libonii*, a qual apresenta primórdios de óvulos já no ovário da flor em antese e o início da megasporogênese cerca de 12 dias após a polinização.

Óvulos bitegumentados são majoritariamente descritos para Orquidaceae, assim como observado em *C. libonii* e *Vanilla palmarum*, ambas pertencentes à subfamília Vanilloideae, com exceção das micoheterotróficas que tendem a apresentar redução no número de tegumentos (ALVES et al., 2019).

Segundo Yeunge (2017), devido ao tamanho reduzido do embrião e a ausência do desenvolvimento do endosperma, o suspensor poderia desempenhar um importante papel na absorção de água e nutrientes, assim como um local de armazenamento de reservas para o embrião. O embrião na semente madura de *C. libonii* apresenta células de tamanho e conteúdo similares entre si, o que pode relacionar-se com uma baixa capacidade de germinação das sementes, visto que embriões com diferenças estruturais entre os polos apical e basal são relatados como de fácil germinação (LEE et al., 2008).

O envoltório da semente de *C. libonii* apresenta a formação de camadas externas lignificadas no tegumento externo e uma camada interna rígida envolvendo o embrião. Essa camada interna rígida é secretada pelas células da camada mais interna do tegumento interno durante a o desenvolvimento embrionário (ALVES et al., 2019). Para que ocorra a germinação e a formação do protocormo na espécie é necessário o rompimento de ambos (Figura 4 E). Na orquídea terrestre *Cephalanthera falcata* (YAMAZAKI; MIYOSHI, 2006),

relacionou-se o fortalecimento da testa com a proteção do embrião contra dessecação (KAUTH et al., 2008).

Por outro lado, a formação de tegumento lignificado também foi relacionada com a instalação de dormência física na semente de *C. falcata*, por restringir a absorção de água pelo embrião (YAMAZAKI; MIYOSHI, 2006). Em *Paphiopedilum wardii*, orquídea terrestre fortemente ameaçada de extinção, a porcentagem de germinação foi maior para sementes após 180 dias após a polinização, o que foi atribuído pelo autor ao período anterior à lignificação da testa da semente (ZENG et al., 2012).

As sementes de *C. libonii* estão totalmente maduras aos 82 dias após a polinização, no entanto, na semente aos 61 dias, o embrião ainda não foi totalmente envolto pela camada rígida e de coloração naturalmente amarelada. Essa menor deposição ao redor do embrião poderia garantir uma maior taxa de germinação das sementes aos 61 dias após a polinização. Análises quantitativas dos tratamentos de germinação seriam necessárias para comprovar essa hipótese. O alongamento do tegumento externo das sementes e sua lignificação formando uma estrutura similar a um planador impermeável, assim como o tamanho reduzido das sementes de *C. libonii*, são estratégias que podem contribuir para sua dispersão (PRUTSCH; SCHARDT; SCHILL, 2000), sendo facilmente transportadas pelo vento.

4.2 Germinação assimiótica e desenvolvimento do protocormo

A necessidade de escuridão para a germinação de orquídeas terrícolas já tem sido amplamente relatada e bem aceita no meio científico (KAUTH et al., 2008), sendo que algumas espécies são simplesmente incapazes de germinar na presença de luz, como ocorrido para as sementes de *C. libonii*. Em alguns casos, a germinação pode ocorrer, no entanto a sua taxa pode ser bastante reduzida (ST-ARNAUD; LAUZER; BARABÉ, 1992) ou o desenvolvimento do protocormo pode ser comprometido (STEWART; KANE, 2006). Segundo Stewart & Kane (2006), protocormos cultivados no escuro tendem a produzir um maior número de pelos absorventes do que aqueles cultivados na luz. Contrariamente, *C. libonii* desenvolveu uma quantidade pequena de pelos absorventes mesmo sendo cultivada em completa ausência de luz, além de não estarem presentes na maior parte dos protocormos observados. Os pelos absorventes são o principal local de entrada dos fungos micorrízicos nos protocormos (RASMUSSEN et al., 2015; RASMUSSEN; WHIGHAM, 1993).

Embora a taxa de germinação possa ser favorecida por um fotoperíodo particular, o desenvolvimento do protocormo e da plântula pode evoluir mais rapidamente sob diferentes condições de luminosidade (KAUTH et al., 2008). Stewart e Kane (2006) demonstraram que menos de 90% dos protocormos de *Habenaria macroceratitis* cultivados no escuro desenvolveram folhas. Nesse sentido, Kauth (2005) também relata que nenhum dos protocormos de *Calopogon tuberosus* cultivados no escuro produziram folhas expandidas.

Similar aos achados, não houve a formação de folhas pelos protocormos de *C. libonii* cultivados no escuro durante todo o experimento, somente de folhas reduzidas a escamas. Para *P. wardii*, sua taxa de germinação e fase de desenvolvimento de seu protocormo foi significativamente maior em pré-cultivo de 45 dias no escuro seguido de fotoperíodo de 16h em comparação com tratamentos sem o pré-cultivo no escuro ou sem o fotoperíodo de 16h (ZENG et al., 2012).

O alongamento da estrutura do protocormo também foi observado para outras espécies de orquídeas terrícolas. Os protocormos de *Nervilia nipponica*, subfamília Epidendroideae, começam a se alongar com 16 semanas após o cultivo *in vitro*, e com 20 semanas a estrutura aclorofilada assemelha-se à um pequeno rizoma repleto de pelos absorventes (GALE et al., 2010). Comparativamente, plântulas de *Neuwiedia veratrifolia*, subfamília Apostasioideae, assemelham-se fortemente aos protocormos de *C. libonii* em estágios mais avançados de desenvolvimento, apresentando uma porção basal oblonga correspondente ao protocormo e uma porção caulinar alongada recoberta por escamas. As plântulas de *N. veratrifolia* também apresentam uma curvatura substancial da porção caulinar em relação à base do protocormo, desenvolvendo-se perpendicularmente (KRISTIANSEN; RASMUSSEN; RASMUSSEN, 2001).

5 | CONCLUSÃO

Cleisthes libonii apresenta desenvolvimento embrionário bispórico do tipo *Allium*, onde dois núcleos de megásporo participam da formação do saco embrionário, sendo tal desenvolvimento pouco comum em Orchidaceae. O início da megasporogênese e a chegada dos tubos polínicos ocorrem aos 12 dias após a polinização. Os embriões na semente madura apresentam células estruturalmente similares entre os polos apical e basal, o que pode estar relacionado com uma baixa capacidade germinativa das sementes. Sementes de *C. libonii* aos 61 dias após a polinização tem potencial de apresentarem uma maior taxa de germinação em relação aos 82 dias após a polinização, devido à menor espessura da camada rígida secretada pelas células do tegumento interno. A formação somente de escamas de proteção nos protocormos de *C. libonii* pode estar relacionada com sua germinação em completa ausência de luz. Protocormos similares aos de *C. libonii* foram observados apenas em espécie terrícolas pertencente à Apostasioideae, linhagem mais basal dentro de Orchidaceae.

AGRADECIMENTOS

Agradecemos à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior—Brasil—Finance Code 001. JLSM agradece ao CNPq (302664/2020–7) e a FAEPEX (0944/14).

REFERÊNCIAS

- ALVES, M. F. et al. First Record of Ategmic Ovules in Orchidaceae Offers New Insights Into Mycoheterotrophic Plants. **Frontiers in Plant Science**, v. 10, n. November, p. 1–11, 2019.
- ARDITTI, J. Fundamentals of orchid biology. **wiley, New York**, 1992.
- CAMERON, K. M. On the value of nuclear and mitochondrial gene sequences for reconstructing the phylogeny of vanilloid orchids (Vanilloideae, Orchidaceae). **Annals of Botany**, v. 104, n. 3, p. 377–385, ago. 2009.
- CHASE, M. W. et al. An updated classification of Orchidaceae. **Botanical Journal of the Linnean Society**, v. 177, p. 151–174, 2015.
- CNCFLORA. **Cleistes libonii** in lista vermelha da flora brasileira. Disponível em: <[http://cncflora.jbrj.gov.br/portal/pt-br/profile/Cleistes libonii](http://cncflora.jbrj.gov.br/portal/pt-br/profile/Cleistes%20libonii)>. Acesso em: 11 ago. 2021.
- DRESSLER, R. L. How Many Orchid Species? **Selbyana**, v. 26, n. 1,2, p. 155–158, 2005.
- GALE, S. W. et al. Constraints on establishment in an endangered terrestrial orchid: A comparative study of in vitro and in situ seed germinability and seedling development in *Nervilia nipponica*. **Botanical Journal of the Linnean Society**, v. 163, n. 2, p. 166–180, 2010.
- HAIG, D. Poles Apart: Monosporic, Bisporic, and Tetrasporic Embryo Sacs Revisited. **Frontiers in Ecology and Evolution**, v. 8, n. September, p. 1–16, 2020.
- KARNOVSKY, M. J. A formaldehyde-glutaraldehyde fixative of high osmolality for use in electron microscopy. **Journal cell biology**, v. 27, n. November 1964, p. 137–138, 1985.
- KAUTH, P. **IN VITRO SEED GERMINATION AND SEEDLING DEVELOPMENT OF Calopogon tuberosus AND Sacoila lanceolata var. lanceolata: TWO FLORIDA NATIVE TERRESTRIAL ORCHIDS**. [s.l.] UNIVERSITY OF FLORIDA, 2005.
- KAUTH, P. J. et al. Techniques and applications of in vitro orchid seed germination. **Floriculture, ornamental and plant biotechnology: advances and topical issues.**, n. October 2014, p. 375–391, 2008.
- KRISTIANSEN, K. A.; RASMUSSEN, F. N.; RASMUSSEN, H. N. Seedlings of *Neuwiedia* (Orchidaceae subfamily Apostasioideae) have typical orchidaceous mycotrophic protocorms. **American Journal of Botany**, v. 88, n. 5, p. 956–959, 2001.
- LEE, Y. et al. Embryology of *Phalaenopsis amabilis* var. *formosa*: embryo development. **Botanical Studies**, v. 49, p. 139–146, 2008.
- MAYER, J. L. S.; CARMELLO-GUERREIRO, S. M.; APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. Anatomical development of the pericarp and seed of *Oncidium flexuosum* Sims (ORCHIDACEAE). **Flora: Morphology, Distribution, Functional Ecology of Plants**, v. 206, n. 6, p. 601–609, 2011.
- MURASHIGE, T.; SKOOG, F. A Revised Medium for Rapid Growth and Bio Assays with Tohaoco Tissue Cultures. **Physiologia Plantarum**, v. 15, n. 3, p. 473–497, ago. 1962.

PRUTSCH, J.; SCHARDT, A.; SCHILL, R. Adaptations of an orchid seed to water uptake and -storage. **Plant Systematics and Evolution**, v. 220, n. 1–2, p. 69–75, 2000.

RASMUSSEN, H. N. et al. Germination and seedling establishment in orchids: A complex of requirements. **Annals of Botany**, v. 116, n. 3, p. 391–402, 2015.

RASMUSSEN, H. N.; WHIGHAM, D. F. Seed Ecology of Dust Seeds in Situ: A New Study Technique and Its Application in Terrestrial Orchids. v. 80, n. 12, p. 1374–1378, 1993.

SAKAI, W. S. Simple method for differential staining of paraffin embedded plant material using toluidine blue o. **Biotechnic and Histochemistry**, v. 48, n. 5, p. 247–249, 1973.

SISTI, L. S. et al. The Role of Non-Mycorrhizal Fungi in Germination of the Mycoheterotrophic Orchid *Pogoniopsis schenckii* Cogn. **Frontiers in Plant Science**, v. 10, n. November, p. 1–13, 2019.

ST-ARNAUD, M.; LAUZER, D.; BARABÉ, D. In vitro germination and early growth of seedlings of *Cypripedium acaule* (Orchidaceae). **Lindleyana**, v. 7, p. 22–27, 1992.

STEWART, S. L.; KANE, M. E. Asymbiotic seed germination and in vitro seedling development of *Habenaria macroceratitis* (Orchidaceae), a rare Florida terrestrial orchid. **Plant Cell, Tissue and Organ Culture**, v. 86, n. 2, p. 147–158, 2006.

SWAMY, B. G. L. Embryological Studies in the Orchidaceae. I. Gametophytes. **The American Midland Naturalist**, v. 41, n. 1, p. 184–201, 1949.

SWARTS, N. D.; DIXON, K. W. Terrestrial orchid conservation in the age of extinction. **Annals of Botany**, v. 104, n. 3, p. 543–556, 2009.

VEYRET, Y. Development of the embryo and the young seedling stages of orchids. **The orchids: scientific studies**, p. 223–265, 1974.

VUJANOVIC, V. et al. Viability testing of orchid seed and the promotion of colouration and germination. **Annals of Botany**, v. 86, n. 1, p. 79–86, 2000.

YAMAZAKI, J.; MIYOSHI, K. In vitro asymbiotic germination of immature seed and formation of protocorm by *Cephalanthera falcata* (Orchidaceae). **Annals of Botany**, v. 98, n. 6, p. 1197–1206, 2006.

YEUNG, E. C. A perspective on orchid seed and protocorm development. **Botanical Studies**, v. 58, n. 1, p. 1–14, 2017.

ZENG, S. et al. Asymbiotic seed germination, seedling development and reintroduction of *Paphiopedilum wardii* Sumerh., an endangered terrestrial orchid. **Scientia Horticulturae**, v. 138, p. 198–209, 2012.

ZETTLER, L. W. **Terrestrial orchid conservation by symbiotic seed germination: Techniques and perspectives** Selbyana, 1997.

ÍNDICE REMISSIVO

A

Abundância 29

Activity 96, 97, 98, 99, 100, 101, 102, 103, 104, 105, 132

Algas 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 9, 13, 15, 17, 20, 21, 26, 27, 28

Anatomia 4, 66, 106, 109, 130, 133

B

Biodiversidade 42, 44, 55, 63, 64, 67, 69, 74, 76, 77, 79, 80, 81, 82, 83, 88, 90, 92, 94, 107, 122, 123, 134

Biologia 1, 3, 27, 28, 66, 90, 106, 108, 132, 135, 137, 138, 140, 141, 143

Biologia reprodutiva 90, 106, 108

Bríofitas 3, 29, 30, 32, 41, 42, 43, 44, 47, 48, 49, 50, 51

Brioflora 29, 32, 42, 43, 45

C

Célula 9, 20, 35, 110, 111, 115, 131, 132, 133, 134, 135, 136, 137, 138, 139, 140, 141

Célula vegetal 131, 133, 134, 135, 136, 137, 138

Cerrado 43, 44, 46, 49, 50, 70, 73, 74, 76, 77, 79, 80, 81, 82, 83, 85, 86, 87, 88, 89, 90, 91, 93, 94, 120, 122, 123, 124, 125, 129, 130

Ciências Biológicas 90, 93, 131, 133, 135, 136, 143

Cienciometria 120, 124, 125, 126, 129

Coleção 42, 43, 47, 51, 68, 71

Coleções científicas 69, 71

Conservação 43, 52, 55, 63, 69, 70, 76, 80, 81, 82, 83, 88, 90, 92, 94, 106, 107, 108, 124

D

Diversidade 1, 3, 4, 5, 13, 26, 32, 41, 53, 54, 63, 67, 68, 69, 75, 78, 79, 80, 81, 82, 83, 85, 93, 123, 131, 133, 134, 135, 139, 140, 141

E

Ecologia Vegetal 52

Embriogênese 106, 111

Endêmica 73, 74, 75, 85, 96

Estratégias didáticas 131, 133

Evolução 2, 3, 26, 28, 53, 72

Extract 96, 98, 99, 100, 101, 102, 103

F

Fenologia 52, 57, 58, 59, 65, 66, 89

Ficologia 1, 3, 5

Filogenética 2, 26, 27, 84, 86

Fitofisionomias 43, 46, 49, 80, 94

Flora 32, 35, 37, 42, 51, 53, 54, 55, 56, 64, 65, 67, 68, 69, 71, 74, 75, 76, 77, 78, 80, 81, 83, 85, 89, 90, 91, 93, 94, 107, 108, 118, 130, 143

Floresta Atlântica 48, 52, 53, 54, 55, 56, 57, 58, 59, 61, 62, 63, 65, 82

Floricultura 121

G

Germinação 30, 66, 106, 107, 108, 109, 112, 113, 115, 116, 117, 123, 126

H

Herbários 68, 69, 71, 72, 75, 78

I

Identificação taxonômica 1

L

Lamiaceae 95, 96, 105

Leguminosas 80, 84, 86, 88, 89, 90

Levantamento florístico 1, 47

Licenciatura 131, 133, 136, 139, 143

M

Macroalgas 1, 4, 13, 27, 28

Metabólitos secundários 96

Micropropagação *in vitro* 120, 123, 124, 125, 126, 127, 128

Musgos 29, 30, 31, 32, 42, 43, 44, 45, 47, 48, 49, 50, 51

N

Nativa 52, 56, 68, 84, 120, 122, 123, 124

O

Orchidaceae 106, 107, 108, 115, 117, 118, 119, 120, 121, 122, 123, 128, 130

Orquídeas 106, 107, 108, 115, 116, 117, 121, 122, 123, 126, 129, 130

P

Plantas 2, 3, 4, 6, 13, 26, 27, 28, 30, 33, 36, 37, 39, 42, 43, 44, 47, 49, 52, 53, 54, 59, 60, 62, 63, 67, 74, 75, 76, 77, 78, 79, 84, 90, 92, 96, 109, 121, 122, 123, 124, 125, 128, 129

Plantas medicinais 76, 96

Plantas vasculares sem sementes 52, 53, 54

Plant native 96

Plasticidade fenotípica 52, 54, 63

Protocormo 106, 108, 112, 113, 114, 115, 116, 117

R

Respostas morfológicas 52

Riqueza 29, 32, 69, 107, 131, 136, 137

S

Samambaias 52, 53, 54, 58, 61, 62, 63, 65

Semente 68, 106, 108, 110, 111, 112, 113, 114, 115, 116, 117

Seres vivos 2, 3, 132, 138

U

Unidades de conservação 69, 70, 76, 81, 82, 92

V

Vegetação 43, 77, 79, 81, 82, 91, 93

Vegetal 28, 33, 52, 64, 67, 69, 70, 77, 80, 81, 82, 88, 106, 122, 123, 131, 133, 134, 135, 136, 137, 138, 143

Vitaceae 67, 68, 69, 71, 72, 73, 74, 75, 76, 77

CIÊNCIAS BOTÂNICAS:

Evolução e diversidade de plantas

www.atenaeditora.com.br 

contato@atenaeditora.com.br 

[@atenaeditora](https://www.instagram.com/atenaeditora) 

www.facebook.com/atenaeditora.com.br 


Atena
Editora
Ano 2021

CIÊNCIAS BOTÂNICAS:

Evolução e diversidade de plantas

www.atenaeditora.com.br 

contato@atenaeditora.com.br 

@atenaeditora 

www.facebook.com/atenaeditora.com.br 