



UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA CATARINA  
CENTRO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOLOGIA DE FUNGOS, ALGAS E  
PLANTAS

Maria Eduarda de Andrade Borges

**DIVERSIDADE DE FUNGOS BIOLUMINESCENTES DO GÊNERO *MYCENA*  
(BASIDIOMYCOTA, MYCENACEAE) DA MATA ATLÂNTICA CATARINENSE,  
SANTA CATARINA, BRASIL**

Florianópolis  
2020

Maria Eduarda de Andrade Borges

**DIVERSIDADE DE FUNGOS BIOLUMINESCENTES DO GÊNERO *MYCENA*  
(BASIDIOMYCOTA, MYCENACEAE) DA MATA ATLÂNTICA CATARINENSE,  
SANTA CATARINA, BRASIL**

Dissertação submetida ao Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos, Algas e Plantas da Universidade Federal de Santa Catarina para a obtenção do título de mestre em Biologia de Fungos, Algas e Plantas.

Orientador: Profa. Dra. Maria Alice Neves

Florianópolis

2020

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

Andrade Borges, Maria Eduarda de  
Diversidade de fungos bioluminescentes do gênero *Mycena*  
(Basidiomycota, Mycenaceae) da Mata Atlântica catarinense,  
Santa Catarina, Brasil / Maria Eduarda de Andrade Borges ;  
orientadora, Maria Alice Neves, 2020.  
89 p.

Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Santa  
Catarina, Centro de Ciências Biológicas, Programa de Pós  
Graduação em Biologia de Fungos, Algas e Plantas,  
Florianópolis, 2020.

Inclui referências.

1. Biologia de Fungos, Algas e Plantas. I. Neves, Maria  
Alice. II. Universidade Federal de Santa Catarina.  
Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos, Algas e  
Plantas. III. Título.

Maria Eduarda de Andrade Borges

**DIVERSIDADE DE FUNGOS BIOLUMINESCENTES DO GÊNERO  
*MYCENA* (BASIDIOMYCOTA, MYCENACEAE) DA MATA ATLÂNTICA  
CATARINENSE, SANTA CATARINA, BRASIL**

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

Profa. Dra. Maria Alice Neves  
Universidade Federal de Santa Catarina

Profa. Dra. Larissa Trierweiler Pereira  
Universidade Federal de São Carlos

Prof. Dr. Elisandro Ricardo Drechsler dos Santos  
Universidade Federal de Santa Catarina

Certificamos que esta é a **versão original e final** do trabalho de conclusão que foi julgado adequado para obtenção do título de mestre em Biologia de Fungos, Algas e Plantas.

---

Profa. Dra. Mayara Krasinski Caddah  
Coordenadora do Programa

---

Profa. Dra. Maria Alice Neves  
Orientadora

Florianópolis, 2020.

À minha família, minha base, e a todos que sempre me apoiaram  
ao longo de todo o percurso desse trabalho.

## AGRADECIMENTOS

À toda a minha família, em especial meus pais, Márcia e Ricardo, minha irmã, Ana Clara. Elas que sempre me apoiaram em todo o percurso, me dedicaram amor e paciência e que são as pessoas mais importantes da minha vida.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico pela concessão da bolsa durante a execução deste trabalho (mar/2018 a fev/2020) e todas as demais agências que financiam e incentivam a ciência brasileira, visto a importância dessas para o desenvolvimento do país.

Em tempos onde as universidades públicas e federais vêm sendo atacadas, gostaria de agradecer à Universidade Federal de Santa Catarina por toda a estrutura e aprendizados adquiridos ao longo da graduação e mestrado. Em defesa do ensino público, gratuito e de qualidade que proporciona oportunidades inestimáveis de aprendizados, desenvolvimento científico e pessoal essenciais para TODAS e TODOS.

À todas as pessoas (servidoras (os), terceirizadas (os), professoras (es) e alunas (os)) do Departamento de Botânica, Herbário e Fungário FLOR e do Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos, Algas e Plantas por todo o apoio, estrutura, conversas e aprendizados.

Ao Instituto do Meio Ambiente de Santa Catarina (IMA) e à Fundação Municipal do Meio Ambiente (FLORAM) pelas autorizações de coletas em parques estaduais e do município de Florianópolis.

Ao Jackson, Dida e Kauana por me receberem carinhosamente e pelas contribuições nas coletas de fungos bioluminescentes na Pousada Vitória (Santa Rosa de Lima/SC). A Márcia e ao Hari por me receberem no Sítio Borboleta Azul (Águas Mornas/ SC) e abrir as portas da bela casa para coletar os fungos bioluminescentes.

A família Geremia-Parise por amorosamente ser minha segunda família durante a graduação e parte do mestrado, ela que me proporcionou casa, boas conversas e diversão e com quem eu tive a oportunidade de ver fungos bioluminescentes pela primeira vez. Ao André G. Parise por me despertar a paixão pelos fungos bioluminescentes durante a graduação e por me ajudar em todas as coletas no terreno da sua casa. Eterna gratidão a vocês!

Ao Laboratório Multiusuário de Estudos em Biologia (LAMEB) por toda a estrutura para o desenvolvimento das análises moleculares, em especial ao Will (técnico LAMEB) e ao

Rafa (pós doutorando do PPGFAP) por toda a ajuda despendida quando os experimentos não davam certo e por se disponibilizarem sempre a ajudar, mas principalmente pela amizade.

À maravilhosa orientadora e amiga Profa. Dra. Maria Alice Neves, mulher e pesquisadora incrível a quem eu admiro demais. Quem nos inspira e desperta cada vez mais o amor pelos fungos. Obrigada por todos os aprendizados, conversas, apoio e amor! Gratidão por mostrar que para ser uma grande profissional/pesquisadora não é preciso perder a humildade e respeito. És uma das mulheres mais incríveis que conheci dentro da UFSC.

À Duane quem me ajudou com as análises filogenéticas, dedicando tempo para compartilhar comigo seu conhecimento. Meu muito obrigada por tudo e especialmente pela amizade!

Ao Felipe quem me ajudou com as edições de imagem e no embelezamento das minhas árvores filogenéticas. Meu muito obrigada por tudo, mas principalmente pela amizade e parceria!

À todas as gerações MICOLABianas, as quais eu acompanhei, por todas as conversas, puxões de orelhas, momentos de descontração e troca de conhecimento. Tenho extremo orgulho de fazer parte dessa família de pessoas e micólogas (os) incríveis.

Aos meus gêmeos, Gisele e Gustavo, por terem tornado os meus dias mais leves e por estarem sempre presentes, não tenho palavras para demonstrar o que vocês significam para mim. Obrigada por cada risada e troca de cumplicidade, vocês são maravilhosos!

À Ariadne, minha parceira de biomol e coletas noturnas! Eu só tenho a agradecer por todos os ensinamentos, desde o primeiro dia de MICOLAB, pela amizade e pelos perrengues de laboratório e de vida. És um ser de coração gigantesco, obrigada por todos os momentos compartilhados ao teu lado!

Às demais amigas (os) de laboratório e de vida que o MICOLAB me trouxe, com quem eu compartilhei os momentos mais engraçados, constrangedores, mas também com quem aprendi muito micologicamente: Débora, Carina, Mari, João, Lara e Marcela. Amo vocês, obrigada por tornarem os momentos de desespero em momentos cômicos e divertidos.

Aos amigos da vida que a biologia me trouxe (Theo, Capella, Victor, Leo e todos os demais que não preciso nem citar, eles sabem quem são) e que são as pessoas mais incríveis do universo. Mesmo com a distância e outros rumos tomados na vida sempre estiveram presentes para comemorar e consolar, obrigada! Um obrigada especial para as mulheres maravilhosas que me inspiram como pesquisadora e como mulher: Fabi, Gabi e Kelly. Tenho muito orgulho e sou muito feliz de ter vocês na minha vida, obrigada por me fortalecer

sempre! A todas as demais pessoas que contribuíram direta e indiretamente para a realização desse trabalho, meu muito obrigada!

*“[...]communities survive better than individuals especially communities that rely on cooperation. Acting on such principle, people want to give in order to receive, wich I think reflects the power of an essential goodness.” (STAMETS, 2020)*

## RESUMO

A bioluminescência consiste na emissão de luz visível por organismos vivos, ela já foi observada em diversos grupos de organismos, inclusive em fungos. Na literatura, existe o registro de 97 espécies fúngicas bioluminescentes, estas estão distribuídas em quatro linhagem do reino Fungi. A linhagem Mycenaceae apresenta 68 espécies descritas como bioluminescentes, das quais 15 ocorrem no Brasil. No gênero *Mycena*, a bioluminescência tem sido estudada mais amplamente e já se conhecem 58 spp. bioluminescentes no gênero. Dezesesseis espécies de *Mycena* bioluminescentes ocorrem no Brasil, sendo a maioria dos registros para o estado de São Paulo. Embora os estudos tenham aumentado no mundo e espécies novas estejam sendo descritas, ainda são escassos os estudos sobre fungos e sua bioluminescência. *Mycena* é um gênero grande, com mais de 500 spp., polifilético, e os táxons do gênero estão distribuídos no clado “*hydropoid*” e no clado Mycenaceae. Apesar da diversidade de caracteres morfológicos dentro do gênero, estes não são suficientes para a identificação dos táxons e delimitação de *Mycena*, portanto diversos trabalhos têm combinado dados morfológicos com dados moleculares na tentativa de elucidar e delimitar o gênero. Com o intuito de ampliar os registros de táxons bioluminescentes de *Mycena* que ocorrem no Brasil e contribuir com dados morfológicos e moleculares para um melhor entendimento do gênero, o objetivo deste trabalho foi registrar os táxons bioluminescentes de *Mycena* da Mata Atlântica catarinense e inferir a posição filogenética destes em relação aos demais táxons de *Mycena* bioluminescentes registrados para o Brasil. Foram realizadas coletas noturnas nos municípios de Águas Mornas, Florianópolis e Santa Rosa de Lima. Os espécimes bioluminescentes coletados foram analisados quanto a micro e macromorfologia para a descrição e identificação, ainda pedaços dos basidiomas foram retirados para a extração do DNA. Foram feitas reconstruções filogenéticas de Inferência Bayesiana e Máxima Verossimilhança utilizando a região ITS do DNA nuclear a partir de sequências geradas durante esse trabalho e sequências retiradas do GenBank. Vinte e quatro espécimes bioluminescentes de *Mycena* foram coletados. Quatorze espécimes foram analisados e correspondem a cinco táxons: *M. fera*, *M. globulispora*, *M. oculisymphae*, *Mycena* sp. 1 e *Mycena* sp. 2. *Mycena globulispora*, *M. oculisymphae* e *M. fera* são novos registros para Santa Catarina. Dois são táxons ainda não descritos para a ciência (*Mycena* sp. 1 e *Mycena* sp. 2). Nove espécimes de *Mycena* bioluminescentes coletados em anos anteriores foram revisados taxonomicamente. Dezesesseis sequências ITS foram geradas neste trabalho, correspondentes a cinco táxons. De acordo com as hipóteses filogenéticas geradas, todos os táxons bioluminescentes deste trabalho pertencem ao clado Mycenaceae. *Mycena globulispora*, *M. oculisymphae*, *Mycena* sp. 1 e *Mycena* sp. 2 tiveram altos valores de suporte como espécies filogenéticas. Os registros de táxons bioluminescentes de *Mycena* para Santa Catarina levantam a importância da observação de espécimes no escuro para o registro da bioluminescência. Apesar de *Mycena* ser o gênero com maior número de espécies bioluminescentes conhecidas, ainda não se sabe qual a real diversidade para o Brasil e para o mundo. Mais coletas precisam ser feitas para melhor conhecer a diversidade e distribuição desses táxons no Brasil.

**Palavras-chave:** Bioluminescência. Mycenoide. Biodiversidade. Diversidade de fungos. Micota Neotropical. Macrofungos. Taxonomia de fungos.

## ABSTRACT

Bioluminescence consists of emission of visible light by living organisms. Several groups of organisms have already been recorded as bioluminescent, including fungi. Ninety-seven taxa of bioluminescent fungi have been described within four lineages in the Fungi. The Mycenaceae lineage include 68 bioluminescent taxa, fifteen recorded from Brazil. Bioluminescence has been widely studied in *Mycena* and 58 bioluminescent taxa are known to the genus. Sixteen bioluminescent *Mycena* occur in Brazil and most records are from São Paulo. Although studies with bioluminescent *Mycena* have increased worldwide and new species have been described, studies on fungi bioluminescence are still scarce. *Mycena* is a polyphyletic with taxa distributed in both the hydropoid clade and the Mycenaceae clade. There are more than 500 described taxa within *Mycena*. Despite the diversity of the morphological characters of the genus, these are not always enough to identify and delimit species within *Mycena*, therefore several studies have combined morphological and molecular data to elucidate and delimit the genus. In order to expand the records of Brazilian bioluminescent taxa of *Mycena* and contribute with morphological and molecular data to understand the genus, the present study aimed to register bioluminescent taxa of *Mycena* from the Brazilian Atlantic Forest in Santa Catarina and infer their phylogenetic position in relation to other Brazilian bioluminescent taxa of *Mycena*. Field trips were made during the night at the municipalities of Águas Mornas, Florianópolis and Santa Rosa de Lima. The specimens collected were described micro and macromorphologically. Portions of the basidiomes were removed for DNA extraction. Phylogenetic reconstruction of Bayesian Inference and Maximum Likelihood were made using sequences from the ITS region generated in this study and from sequences retrieved from databases. Twenty-four bioluminescent specimens of *Mycena* were collected during this work. Fourteen specimens were analyzed and identified within five taxa: *Mycena fera*, *M. globulispora*, *M. oculisymphae*, *Mycena* sp. 1 and *Mycena* sp. 2. *Mycena globulispora*, *M. oculisymphae* e *M. fera* are new records from Santa Catarina. *Mycena* sp. 1 and *Mycena* sp. 2 are new bioluminescent taxa for science. Nine bioluminescent specimens of *Mycena* from a previous study were reanalyzed. Sixteen ITS sequences were obtained and correspond to five taxa. All of the sequences clustered within the Mycenaceae clade. *Mycena globulispora*, *M. oculisymphae*, *Mycena* sp. 1 and *Mycena* sp. 2 had high support values. The records of bioluminescent taxa of *Mycena* to Santa Catarina show that it is important to look for specimens in the dark to record the bioluminescence. *Mycena* is a genus with a large number of records of bioluminescent species, but the diversity of Brazilian bioluminescent fungi of the genus is still underestimated. More collections need to be made to better understand the diversity and distribution of these taxa in Brazil.

**Keywords:** Bioluminescent. Mycenoid. Biodiversity. Fungal diversity. Neotropical funga. Macrofungi. Fungal taxonomy.

## LISTA DE FIGURAS

### FIGURAS DA DISSERTAÇÃO

**Figura 1** – Árvore de Máxima Verossimilhança da matriz “*hydropoid*+Mycenaceae” baseada na região ITS. As sequências dos táxons catarinenses encontram-se realçadas em preto. As sequências dos táxons bioluminescentes brasileiros estão marcados com ★. Os valores de *bootstrap* e probabilidade posterior encontram se sobre os ramos e separados por /. Os códigos dos países estão de acordo com ISO 3166-1. .... 39

### FIGURAS DO CAPÍTULO 1 - Bioluminescent *Mycena* (Agaricales, Mycenaceae): new records and distribution from Atlantic Forest of Santa Catarina, Southern Brazil

**Figura 1** – Árvore de Inferência Bayesiana do clado Mycenaceae baseada na região ITS. As sequências dos táxons catarinenses encontram-se realçadas em preto. As sequências dos táxons bioluminescentes brasileiros estão marcadas com ★. Os valores de *bootstrap* e probabilidade posterior encontram se sobre os ramos e separados por /. Os códigos dos países estão de acordo com ISO 3166-1..... 54

**Figura 2** – *Mycena fera*. a. Basídios. b. Basidiósporos. c. Queilocistídios. d. Hifas corticais da pileipelis. Escala= 10 µm. Ilustração: A. Clara de A. Borges..... 58

**Figura 3** – *Mycena globulispora* (Santa Catarina, Brasil). A. Basidioma e micélio bioluminescentes (DUDA080) (Foto: A. N. M. Furtado). B. Basidioma sob exposição de luz (DUDA080) (Foto: A. N. M. Furtado). C. Basidioma bioluminescente (AGP026) (Foto: T. Fontana). D. Basidioma sob exposição de luz (AGP026) (Foto: A. G. Parise). E. Basidioma sob exposição de luz (DUDA034) (Foto: M. E. de A. Borges). F. Himenóforo sob exposição de luz (DUDA034) (Foto: M. E. de A. Borges). Escala= 1 cm..... 62

**Figura 4** – *Mycena globulispora*. a. Basídios. b. Basidiósporos. c. Hifas corticais da pileipelis. d. Queilocistídios. e. Caulocistídios. Escala= 10 µ. Ilustrações: A. C. de A. Borges. .... 63

**Figura 5** – *Mycena oculisymphae* (Santa Catarina, Brasil). A. Basidioma sob exposição de luz (DUDA085) (Foto: A. N. M. Furtado). B. Basidioma bioluminescente (DUDA085) (Foto: A. N. M. Furtado). Escala= 5 mm. .... 67

- Figura 6** – *Mycena oculisnymphae*. a. Basídio. b. Basidiósporos. c. Hifa cortical da pileipelis. d. Queilocistídios. Escala= 10 µm. Ilustrações: A. C. de A. Borges. .... 67
- Figura 7** – *Mycena* sp. 1 (Santa Catarina, Brasil). A. Basidioma sob exposição de luz (DUDA044) (Foto: A. N. M. Furtado). B. Micélio basal bioluminescente (DUDA44) (Foto: A. N. M. Furtado). Escala= 3 mm ..... 70
- Figura 8** – *Mycena* sp. 1. a. Basídio. b. Basidiósporos. c. Queilocistídios. d. Hifas corticais da pileipelis e estipetipelis. e. Caulocistídios. Escala= 10 µm. Ilustrações: A. C. de A. Borges. .... 71
- Figura 9** – *Mycena* sp. 2 (Santa Catarina, Brasil). A. Basidioma sob exposição de luz (DUDA079) (Foto: A. N. M. Furtado). B. Basidiomas bioluminescentes (DUDA079) (Foto: A. N. M. Furtado). Escala= 1 cm. .... 74
- Figura 10** – *Mycena* sp. 2. a. Basídio. b. Basidiósporos. c. Hifa oleífera da estipetipelis. d. Queilocistídios. Escala= 10 µm. Ilustrações: A. C. de A. Borges. .... 74

## LISTA DE TABELAS

### TABELAS DA DISSERTAÇÃO

|   |    |
|---|----|
| <b>Tabela 1</b> – Espécimes dos táxons bioluminescentes de <i>Mycena</i> que ocorrem no Brasil.....   | 23 |
| <b>Tabela 2</b> – Espécimes de fungos bioluminescentes coletados em Santa Catarina, Brasil, e incluídos nesse trabalho. ....                        | 34 |
| <b>Tabela 3</b> – Táxons referentes aos espécimes analisados durante este trabalho.....   | 36 |
| <b>Tabela 4</b> – Lista dos táxons bioluminescentes registrados por Borges (2017) reclassificados taxonomicamente .....                             | 36 |
| <b>Tabela 5</b> – Sequências moleculares da região ITS dos táxons bioluminescentes do gênero <i>Mycena</i> coletados em Santa Catarina, Brasil..... | 37 |

### TABELAS DO CAPÍTULO 1 - Bioluminescent *Mycena* (Agaricales, Mycenaceae): new records and distribution from Atlantic Forest of Santa Catarina, Southern Brazil

|  |    |
|--|----|
| <b>Tabela 1</b> – Táxons bioluminescentes de <i>Mycena</i> que ocorrem no Brasil.....  | 45 |
| <b>Tabela 2</b> – Sequências moleculares da região ITS de <i>Mycena</i> e gêneros relacionados utilizados para a construção das matrizes deste estudo..... | 48 |

## LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

abr – abril

AM – Amazonas

BRA – Brasil

bs – *bootstrap*

EC – Era Comum

*et al.* – e colaboradores

ITS – *Internal transcribed spacer*

jan – janeiro

km – quilômetro

KOH – hidróxido de potássio

MS – Mato Grosso do Sul

n – número

pp – probabilidade posterior

PR – Paraná

RJ – Rio de Janeiro

*s. l.* – *sensu lato*

s/n – sem número

SC – Santa Catarina

sect. – seção

set – setembro

sp. – espécie

SP – São Paulo

*sp. nov.* – espécie nova

spp. – espécies

UFSC – Universidade Federal de Santa Catarina

## SUMÁRIO

|          |   |           |
|----------|---|-----------|
| <b>1</b> | <b>INTRODUÇÃO .....</b>   | <b>19</b> |
| 1.1      | ASPECTOS GERAIS SOBRE A BIOLUMINESCÊNCIA .....  | 19        |
| 1.2      | BIOLUMINESCÊNCIA EM FUNGOS.....   | 19        |
| 1.3      | O GÊNERO <i>MYCENA</i> (PERS.) ROUSSEL .....  | 28        |
| <b>2</b> | <b>OBJETIVOS .....</b>  | <b>30</b> |
| 2.1      | OBJETIVO GERAL.....   | 30        |
| 2.2      | OBJETIVOS ESPECÍFICOS .....   | 30        |
| <b>3</b> | <b>MATERIAL E MÉTODOS .....</b>   | <b>30</b> |
| 3.1      | COLETAS E PROCESSAMENTO DE ESPÉCIMES .....  | 30        |
| 3.2      | ANÁLISES MACROMORFOLÓGICAS E MICROMORFOLÓGICAS.....   | 31        |
| 3.3      | ANÁLISES MOLECULARES .....  | 32        |
| <b>4</b> | <b>RESULTADOS E DISCUSSÃO.....</b>  | <b>33</b> |
| 4.1      | RESULTADOS GERAIS.....  | 33        |
| 4.1.1    | COLETAS E ESPÉCIMES DE COLABORADORES.....   | 33        |
| 4.1.2    | ANÁLISES FILOGENÉTICAS MOLECULARES.....   | 37        |
| 4.2      | CAPÍTULO 1.....   | 42        |
| <b>5</b> | <b>CONSIDERAÇÕES FINAIS.....</b>  | <b>81</b> |
|          | <b>REFERÊNCIAS.....</b>   | <b>83</b> |
|          | <b>APÊNDICE A – Árvore de Inferência Bayesiana do clados “<i>hydropoid</i>” e Mycenaceae baseada na região ITS. As sequências dos táxons bioluminescentes brasileiros estão marcadas com ★. Os valores de <i>bootstrap</i> e probabilidade posterior encontram se sobre os ramos e separados por /. Os códigos dos países estão de acordo com ISO 3166-1.....</b> | <b>86</b> |
|          | <b>APÊNDICE B – Árvore de Máximo Verossimilhança do clado Mycenaceae baseada na região ITS. As sequências dos táxons bioluminescentes brasileiros estão marcadas com ★. Os valores de <i>bootstrap</i> e probabilidade posterior</b>  |           |

**encontram se sobre os ramos e separados por /. Os códigos dos países estão de acordo com ISO 3166-1. .... 88**



# 1 INTRODUÇÃO

## 1.1 ASPECTOS GERAIS SOBRE A BIOLUMINESCÊNCIA

A bioluminescência consiste na emissão de luz visível por organismos vivos através de uma reação química (KASKOVA et al., 2017). Na maioria dos organismos, a emissão da luz é resultado da oxidação da luciferina (substrato) por uma enzima catalisadora, a luciferase (KASKOVA et al., 2017). Apesar de estar presente em diversos grupos de organismos, estima-se que a bioluminescência tenha se desenvolvido independentemente mais de quarenta vezes entre os organismos existentes (HADDOCK; MOLINE; CASE, 2010).

A bioluminescência já foi registrada em pelo menos 800 gêneros de organismos vivos (MIHAIL; BILYEU; LALK, 2018), como artrópodes, bactérias, anelídeos, fungos e alguns grupos de organismos marinhos (como dinoflagelados e celenterados) (KASKOVA et al., 2017; OLIVEIRA et al., 2013; WALDENMAIER; OLIVEIRA; STEVANI, 2012). Não se sabe o real papel ecológico da bioluminescência, porém acredita-se que ela possa beneficiar os organismos na comunicação, comportamento de corte, camuflagem, atrair presas e repelir predadores (OLIVEIRA et al., 2015; WALDENMAIER; OLIVEIRA; STEVANI, 2012).

## 1.2 BIOLUMINESCÊNCIA EM FUNGOS

O primeiro registro da bioluminescência em fungos foi feito por Aristóteles (384-322 EC) (DESJARDIN; OLIVEIRA; STEVANI, 2008; OLIVEIRA et al., 2012), desde então, esta característica está sendo cada vez mais estudada para o grupo e novas espécies bioluminescentes têm sido descritas e registradas. No Brasil, um dos primeiros registros documentados de fungos bioluminescentes foi feito por volta de 1840 por George Gardner (DE VENTURA; SILVA; STEVANI, 2015), médico e botânico escocês que coletou diversas espécies de plantas, peixes, entre outros organismos, enviando-as para a Inglaterra (HIND, 2020). O fungo observado por Gardner é o *Neonothopanus gardneri* (Berk. ex Gardner) Capelari, Desjardin, B.A. Perry, T. Asai & Stevani, popularmente conhecido como flor-de-coco (CAPELARI et al., 2011). Gardner (1942) descreve em seu livro:

Certa noite, em princípios de dezembro, quando passeava pelas ruas da vila de Natividade, observei alguns meninos que se divertiam com uns objetos luminosos, que a princípio supus fossem pirilampos; mas, fazendo indagações, descobri que era

um belo fungus fosforescente, do gênero *agaricus*, que se produzia abundantemente nos arredores dali sobre as folhas murchas de uma palmeira nanica. No dia seguinte obtive grande número de espécimes e notei que variavam de uma a duas polegadas e meia de largura. Tôda a planta, dá à noite uma viva luz fosforescente, de um verde pálido, semelhante à que emitem os vagalumes ou aqueles curiosos animais marinhos, os *pyrosomae*. Por este fato e. por crescer em palmeiras o povo lhe dá o nome de flôr de côco. A luz emitida por uns poucos destes fungi, em quarto escuro, é suficiente para a gente ler. Constatou-se que era uma espécie nova e, depois de minha volta do Brasil, foi descrita pelo Revd. Berkeley sob o nome de *Agaricus gardneri*, à vista de espécimes que levei para minha patria. Eu já os havia denominado *A. phosphorecens*, ignorando na ocasião em que o descobri a existência de qualquer espécie deste gênero que exhibisse o mesmo fenômeno: mas o fenômeno se dá com o *agaricus olearius*, de De Candolle; e Mr. Drummond da Colonia de Swan River, na Australia, já descreveu uma grande espécie fosforescente que lá as vezes se encontra.

A luz emitida pelos fungos bioluminescentes apresenta coloração verde amarelada, correspondendo ao comprimento de onda que varia de 520-530 nm (DESJARDIN; OLIVEIRA; STEVANI, 2008; OLIVEIRA; STEVANI, 2009). As partes que bioluminescem nos fungos podem variar entre as espécies, algumas apresentam: o basidioma inteiramente bioluminescentes; outras somente o píleo, estipe, lamelas, micélio; ou ainda uma combinação destas partes (DESJARDIN; OLIVEIRA; STEVANI, 2008). A variação das partes bioluminescentes entre as espécies pode influenciar o papel ecológico da emissão de luz para estes táxons de acordo com Desjardin; Oliveira; Stevani (2008).

Não se conhece o papel da bioluminescência em fungos, porém existem diversas hipóteses fisiológicas e ecológicas que tentam explicar a função que a bioluminescência desempenharia no reino Fungi. Oliveira et al. (2013) hipotetizam que a bioluminescência desempenhe um papel de proteção antioxidativa frente a ação deletéria de espécies reativas de oxigênio. Sivinski (1981) sugere possíveis papéis ecológicos que a bioluminescência poderia ter para os fungos, como: atração de dispersores de esporos; atração de fungívoros; repulsão de fungívoros fotofóbicos; atração de predadores de fungívoros; atração de “fertilizantes”, que ajudariam no desenvolvimento do fungo (por exemplo, excretas de animais); sinalização de toxicidade (função aposemática). A hipótese de atração de dispersores de esporos foi testada para alguns táxons de fungos: Oliveira et al. (2015) demonstram que basidiomas bioluminescentes de *Neonothopanus gardneri* (que apresentam bioluminescência noturna) podem atrair mais insetos com potencial de dispersão de esporos do que fungos não bioluminescentes; já Weinstein et al. (2016) demonstram que basidiomas bioluminescentes de

*Omphalotus nidiformis* (Berk.) O.K. Mill. (que apresenta bioluminescência durante todos os períodos do dia) não apresentaram mais “visitas” de insetos com potencial de dispersão de esporos do que fungos não bioluminescentes.

Os fungos bioluminescentes podem ser encontrados em florestas temperadas e tropicais, desde que as temperaturas sejam entre 20 °C a 30 °C, a umidade seja elevada e que haja material lignocelulósico em decomposição (OLIVEIRA et al., 2013). De acordo com Cortés-Pérez et al. (2019) existem 91 táxons de fungos bioluminescentes registrados para o mundo, no mesmo trabalho eles descrevem seis novos táxons bioluminescentes, desta forma já foram registradas 97 espécies de fungos bioluminescentes. Estes táxons bioluminescentes estão distribuídos em quatro linhagens monofiléticas distintas: *Armillaria* (Fr.) Staude, Lucentipes, Mycenaceae *sensu* Desjardin; Oliveira; Stevani (2008) e *Omphalotus* (CORTÉS-PÉREZ et al., 2019; OLIVEIRA et al., 2013). Apesar de serem linhagens distintas Oliveira et al. (2012) evidenciam que o mecanismo de reação bioluminescentes é o mesmo entre elas.

A linhagem *Armillaria* compreende onze táxons de fungos bioluminescentes, porém nesta linhagem somente o micélio é bioluminescente (CORTÉS-PÉREZ et al., 2019). De acordo com Desjardin; Oliveira; Stevani (2008) e Matheny et al. (2006) a linhagem *Armillaria* pertence à família Physalacriaceae Corner. Os fungos bioluminescentes da linhagem *Omphalotus* se distribuem em dois gêneros da família Omphalotaceae Bresinsky: *Neonothopanus* R. H. Petersen & Krisai e *Omphalotus* Fayod. Há registro de dezesseis táxons bioluminescentes para esta linhagem (CORTÉS-PÉREZ et al., 2019).

A linhagem Lucentipes corresponde a uma linhagem de *Mycena* (Pers.) Roussel *s.l.*, e que representa uma família no clado *hydropoid* (CHEW et al., 2015). Esta linhagem compreende apenas duas espécies: *M. lucentipes* Desjardin, Capelari & Stevani e *Gerronema viridilucens* Desjardin, Capelari & Stevani (DESJARDIN; OLIVEIRA; STEVANI, 2008).

A linhagem Mycenaceae compreende os fungos estudados neste trabalho, nesta linhagem estão incluídos os gêneros *Mycena*, *Filoboletus* Henn., *Panellus* P. Karst., *Resinomycena* Redhead & Singer e *Roridomyces* Rexer (CORTÉS-PÉREZ et al., 2019; OLIVEIRA et al., 2012). Existe registro de 68 táxons bioluminescentes pertencentes à linhagem Mycenaceae (CORTÉS-PÉREZ et al., 2019), que é a linhagem com o maior número de representantes bioluminescentes conhecidos. No Brasil, existem registros de 14 espécies bioluminescentes da linhagem Mycenaceae (pertencentes a *Mycena* e *Resinomycena* Redhead & Singer) (DESJARDIN; PERRY; STEVANI, 2016; OLIVEIRA et al., 2013). Desjardin; Perry; Stevani (2016) não consideram o registro de *Mycena chlorophos* (Berk. & M.A. Curtis)

Sacc. feito por Corner (1954) e De Meijer (2010) e *Mycena lacrimans* Singer, esta última não foi testada filogeneticamente para saber a qual linhagem pertence. Desta forma, ocorrem no Brasil 15 espécies bioluminescentes da linhagem Mycenaceae.

No trabalho de Desjardin; Perry; Stevani (2016) são citadas 14 espécies de *Mycena* bioluminescentes registradas para o Brasil, porém Corner (1954) e De Meijer (2010) registram a ocorrência de *Mycena chlorophos* e Desjardin; Braga-Neto (2007) registram *Mycena lacrimans* como bioluminescente. Desta forma, existem 16 espécies de *Mycena* bioluminescentes registradas para o Brasil. Uma das espécies pertence a linhagem Lucentipes (*Mycena lucentipes*) e as demais pertencem a linhagem Mycenaceae (Tabela 1) (DESJARDIN; PERRY; STEVANI, 2016; OLIVEIRA et al., 2013). Os táxons bioluminescentes pertencentes ao gênero *Mycena* já foram registrados nos estados do Amazonas, Mato Grosso do Sul, Paraná, Rio de Janeiro e São Paulo (DESJARDIN et al., 2010; DESJARDIN; BRAGA-NETO, 2007; DESJARDIN; OLIVEIRA; STEVANI, 2008; DESJARDIN; PERRY; STEVANI, 2016).

**Tabela 1** – Espécimes dos táxons bioluminescentes de *Mycena* que ocorrem no Brasil

| Táxon  | Estado | Cidade               | Localidade  | Referência  |
|--|--------|----------------------|---|---|
| <i>Mycena albororida</i> Maas Geest. & de Meijer     | PR     | Piraquara            | Parque Marumbi, Mananciais da Serra   | (DESJARDIN et al., 2010; MAAS GEESTERANUS; DE MEIJER, 1997) |
| <i>Mycena aspratilis</i> Maas Geest. & de Meijer     | PR     | Colombo              | EMBRAPA-Florestal   | (DESJARDIN et al., 2010; MAAS GEESTERANUS; DE MEIJER, 1997) |
| <i>Mycena aspratilis</i> Maas Geest. & de Meijer     | PR     | São José dos Pinhais | Parque Marumbi, ao longo da BR-277, próximo a Rio Pequeno                         | (DESJARDIN et al., 2010; MAAS GEESTERANUS; DE MEIJER, 1997) |
| <i>Mycena aspratilis</i> Maas Geest. & de Meijer     | PR     | Quatro Barras        | Parque Marumbi, Morro Sete  | (DESJARDIN et al., 2010; MAAS GEESTERANUS; DE MEIJER, 1997) |
| <i>Mycena asterina</i> Desjardin, Capelari & Stevani | SP     | Iporanga             | Parque Estadual Turístico do Alto Ribeira (PETAR), Bairro da Serra na Rua Lageado | (DESJARDIN; CAPELARI; STEVANI, 2007)                        |
| <i>Mycena chlorophos</i> (Berk. & M.A. Curtis) Sacc. | AM     | Manaus               |   | (CORNER, 1954)  |

Continuação **Tabela 1** – Espécimes dos táxons bioluminescentes de *Mycena* que ocorrem no Brasil

| <b>Táxon</b>   | <b>Estado</b> | <b>Cidade</b>  | <b>Localidade</b>   | <b>Referência</b>  |
|--|---------------|----------------|---|--|
| <i>Mycena chlorophos</i><br>(Berk. & M.A. Curtis)<br>Sacc. | RJ            | Rio de Janeiro |   | (CORNER, 1954)   |
| <i>Mycena chlorophos</i><br>(Berk. & M.A. Curtis)<br>Sacc. | PR            |                |   | (CORNER, 1954; DE MEIJER, 2010)                                      |
| <i>Mycena deformis</i><br>Geest. & de Meijer               | PR            | Morretes       | Parque Marumbi, Estação Engenheiro Lange, próximo ao Rio Nhundiaquara | (DESJARDIN; PERRY; STEVANI, 2016; MAAS GEESTERANUS; DE MEIJER, 1997) |
| <i>Mycena deformis</i><br>Geest. & de Meijer               | SP            | Iporanga       | Parque Estadual Turístico do Alto Ribeira (PETAR), Núcleo Caboclos    | (DESJARDIN; PERRY; STEVANI, 2016)                                    |
| <i>Mycena deusta</i><br>Geest. & de Meijer                 | PR            | Quatro Barras  | Parque Marumbi, Estrada da Graciosa, próximo ao rio Taquari           | (DESJARDIN; PERRY; STEVANI, 2016; MAAS GEESTERANUS; DE MEIJER, 1997) |

Continuação **Tabela 1** – Espécimes dos táxons bioluminescentes de *Mycena* que ocorrem no Brasil

| <b>Táxon</b>                                       | <b>Estado</b> | <b>Cidade</b> | <b>Localidade</b>  | <b>Referência</b>   |
|--|---------------|---------------|--|---|
| <i>Mycena deusta</i> Maas Geest. & de Meijer       | PR            | Colombo       | EMBRAPA-Florestal  | (DESJARDIN; PERRY; STEVANI, 2016; MAAS GEESTERANUS; DE MEIJER, 1997)    |
| <i>Mycena discobasis</i> Métrod                    | SP            | Iporanga      | Parque Estadual Turístico do Alto Ribeira (PETAR), Núcleo Santana  | (DESJARDIN; CAPELARI; STEVANI, 2007)                                    |
| <i>Mycena fera</i> Maas Geest. & de Meijer         | PR            | Curitiba      | Distrito Santo Inácio, Parque Barigui  | (DESJARDIN; CAPELARI; STEVANI, 2007; MAAS GEESTERANUS; DE MEIJER, 1997) |
| <i>Mycena fera</i> Maas Geest. & de Meijer         | SP            | Iporanga      | Parque Estadual do Alto Ribeira (PETAR), localidades: Bairro da Serra na Rua Lageado, Núcleo de Santana, Poço da Viúva | (DESJARDIN; CAPELARI; STEVANI, 2007)                                    |
| <i>Mycena globulispora</i> Maas Geest. & de Meijer | PR            | Morretes      | Parque Marumbi, próximo ao rio Nhundiaquara  | (DESJARDIN; PERRY; STEVANI, 2016; MAAS GEESTERANUS; DE MEIJER, 1997)    |

Continuação **Tabela 1** – Espécimes dos táxons bioluminescentes de *Mycena* que ocorrem no Brasil

| <b>Táxon</b>   | <b>Estado</b> | <b>Cidade</b> | <b>Localidade</b>  | <b>Referência</b>                       |
|--|---------------|---------------|--|---|
| <i>Mycena globulispora</i><br>Maas Geest. & de Meijer          | SP            | Iporanga      | Parque Estadual Turístico do Alto Ribeira (PETAR),<br>localidades: Núcleo dos Caboclos, Núcleo Santana,<br>Poço da Viúva | (DESJARDIN; PERRY;<br>STEVANI, 2016)    |
| <i>Mycena lacrimans</i> Singer                                 | AM            | Manaus        | Reserva Florestal Adolfo Ducke (uma reserva do<br>Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, INPA)                     | (DESJARDIN; BRAGA-NETO,<br>2007)        |
| <i>Mycena lucentipes</i><br>Desjardin, Capelari &<br>Stevani   | MS            | Costa Rica    | Cachoeira Salto  | (DESJARDIN; CAPELARI;<br>STEVANI, 2007) |
| <i>Mycena lucentipes</i><br>Desjardin, Capelari &<br>Stevani   | PR            | Guaraqueçaba  | Reserva Natural Serra do Itaqui, com área adjacente do<br>município de Tagaçaba  | (DE MEIJER, 2010)                       |
| <i>Mycena lucentipes</i><br>Desjardin, Capelari &<br>Stevani   | SP            | Iporanga      | Parque Estadual Turístico do Alto Ribeira (PETAR),<br>Bairro da Serra na Rua Lageado                                     | (DESJARDIN; CAPELARI;<br>STEVANI, 2007) |
| <i>Mycena luxaeterna</i><br>Desjardin, B.A. Perry &<br>Stevani | SP            | Iporanga      | Parque Estadual Turístico do Alto Ribeira (PETAR),<br>Poço da Viúva  | (DESJARDIN et al., 2010)                |

Continuação **Tabela 1** – Espécimes dos táxons bioluminescentes de *Mycena* que ocorrem no Brasil

| <b>Táxon</b>   | <b>Estado</b> | <b>Cidade</b> | <b>Localidade</b>  | <b>Referência</b>                                 |
|--|---------------|---------------|--|---|
| <i>Mycena luxarboricola</i><br>Desjardin, B.A. Perry & Stevani | PR            | Jacarézinho   | Próximo a Fazenda São João e a Fazenda Califórnia  | (DESJARDIN et al., 2010)                          |
| <i>Mycena oculisnymphe</i><br>Desjardin, B.A. Perry & Stevani  | SP            | Iporanga      | Parque Estadual Turístico do Alto Ribeira (PETAR), localidades: Núcleo dos Caboclos, Núcleo Santana, Poço da Viúva | (DESJARDIN; PERRY; STEVANI, 2016)                 |
| <i>Mycena oculisnymphe</i><br>Desjardin, B.A. Perry & Stevani  | SP            | Iporanga      | Reserva Betary   | (DESJARDIN; PERRY; STEVANI, 2016)                 |
| <i>Mycena singeri</i> Lodge                                    | SP            | Iporanga      | Parque Estadual Turístico do Alto Ribeira (PETAR), Núcleo Santana  | (DESJARDIN; CAPELARI; STEVANI, 2007; LODGE, 1988) |
| <i>Mycena</i> sp.  | SP            | Iporanga      | Parque Estadual Turístico do Alto Ribeira (PETAR), Bairro da Serra na Rua Lageado                                  | (DESJARDIN; CAPELARI; STEVANI, 2007)              |

A maioria dos registros de táxons bioluminescentes de *Mycena* se concentram para áreas de Mata Atlântica da região sudeste no estado de São Paulo [são 10 táxons bioluminescentes registrados (DESJARDIN et al., 2010; DESJARDIN; CAPELARI; STEVANI, 2007; DESJARDIN; PERRY; STEVANI, 2016)]. Na região sul do Brasil há registro de nove táxons bioluminescentes para áreas de Mata Atlântica no estado do Paraná (DE MEIJER, 2010; DESJARDIN et al., 2010; DESJARDIN; CAPELARI; STEVANI, 2007; DESJARDIN; PERRY; STEVANI, 2016), porém essa região é ainda subamostrada, sem registros de *Mycena* bioluminescentes para os estados de Santa Catarina e Rio Grande do Sul.

Os registros de fungos bioluminescentes são, muito provavelmente, menores do que o número real de espécies que emitem luz. Isso pode estar associado ao fato de a luz emitida ser muito sutil para ser percebida a olho nu, exigindo ambientes com a menor influência de luz externa possível (BERMUDES; PETERSEN; NEALSON, 1992). Outra explicação seria a de que os taxonomistas raramente observam os espécimes coletados no escuro (DESJARDIN; CAPELARI; STEVANI, 2007), o que nos leva a pensar que podem existir espécies descritas cuja bioluminescência ainda não foi observada, como já registrado por Desjardin; Perry; Stevani (2016). Assim, acredita-se que o número de espécies bioluminescentes conhecidas é um número conservador e que existem muitas espécies bioluminescentes a serem descritas ou cuja bioluminescência ainda não foi observada, tanto em *Mycena* quanto em outros grupos.

### 1.3 O GÊNERO *MYCENA* (PERS.) ROUSSEL

O gênero *Mycena* pertence à família Mycenaceae, sendo um dos maiores gêneros da família com mais de 500 espécies descritas (KIRK et al., 2008) e com ampla distribuição mundial (CORTÉS-PÉREZ; RAMÍREZ-GUILLÉN; GUZMÁN, 2015). Os representantes do gênero podem ser saprofíticos, patógenos [como no exemplo da doença ‘olho de galo’ causada nas folhas de café, *Coffea* L. (ARAVINDAKSHAN; MANIMOHAN, 2015; DE VENTURA; SILVA; STEVANI, 2015)] ou endofíticos (COOPER, 2018). Algumas espécies podem estar associadas a raízes de orquídeas (Orchidaceae Juss.) formando micorrizas (PERRY, 2002).

Os táxons de *Mycena* são caracterizados quanto à macromorfologia por apresentarem basidiomas pequenos a médios, normalmente frágeis e delicados. O píleo pode ser cônico a campanulado, transparente-estriado, podendo ter a superfície seca, úmida, viscosa ou glutinosa, e glabra, pruinosa, granulosa, flocosa ou com pequenas escamas em forma de

espinhos. As lamelas podem ser livres (raramente) a decorrentes. A esporada é branca a creme. O estipe é central e oco (ARAVINDAKSHAN; MANIMOHAN, 2015; COOPER, 2018; PERRY, 2002). Micromorfológicamente, as espécies de *Mycena* possuem basidiósporos globosos a elipsoides, de parede lisa, amiloides ou inamiloides em reagente de Melzer. Os basídios são normalmente bi- ou tetraesporados. A maioria das espécies possui queilocistídios fusóide-ventricosos ou clavados, lisos ou com divertículos; os pleurocistídios geralmente apresentam morfologia similar aos queilocistídios, ou são ausentes. A superfície do píleo pode ser do tipo cutis com hifas infladas lisas ou ornamentadas, e a hipoderme também é composta de hifas grandes e infladas, dextrinoides em reagente de Melzer. As hifas da superfície do estipe são similares às da superfície do píleo (ARAVINDAKSHAN; MANIMOHAN, 2015; COOPER, 2018; PERRY, 2002).

Apesar de ricos em caracteres morfológicos e por ser um gênero grande, os táxons de *Mycena* são muitas vezes difíceis de serem identificados unicamente através da morfologia, mas se combinados com dados moleculares, a delimitação de *Mycena* se torna mais clara (ARAVINDAKSHAN; MANIMOHAN, 2015; COOPER, 2018; CORTÉS-PÉREZ et al., 2019). *Mycena* é um gênero polifilético e os táxons estão distribuídos em dois clados: ‘*hydropoid*’ e Mycenaceae (COOPER; DESJARDIN; PERRY, 2018; MATHENY et al., 2006). O gênero está subdividido em mais de 60 seções (ARAVINDAKSHAN; MANIMOHAN, 2015; DESJARDIN; OLIVEIRA; STEVANI, 2008).

*Mycena* é o gênero com maior número de táxons bioluminescentes conhecidos: 58 espécies já foram registradas, em pelo menos 17 seções de *Mycena* (CORTÉS-PÉREZ et al., 2019; DESJARDIN; OLIVEIRA; STEVANI, 2008). Com o intuito de entender as relações filogenéticas destes táxons bioluminescentes, diversos trabalhos utilizando dados moleculares vêm sendo realizados como Aravindakshan; Kumar; Manimohan (2012), Chew et al. (2014, 2015), Cooper (2018), Cooper; Desjardin; Perry (2018), Desjardin; Oliveira; Stevani (2008), Desjardin; Perry; Stevani (2016), Shih et al. (2014), porém nas reconstruções filogenéticas destes trabalhos sequências de espécimes brasileiros não têm sido incluídas.

## 2 OBJETIVOS

### 2.1 OBJETIVO GERAL

Registrar os táxons bioluminescentes de *Mycena* que ocorrem em três fragmentos catarinenses da Mata Atlântica.

### 2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Identificar e descrever novidades científicas a partir dos espécimes bioluminescentes de *Mycena*;
- Ampliar os registros e o conhecimento da distribuição de *Mycena* e outros fungos bioluminescentes no Brasil;
- Inferir a posição filogenética das *Mycena* bioluminescentes catarinenses em relação as outras espécies bioluminescentes encontradas no Brasil e em outras partes do mundo.

## 3 MATERIAL E MÉTODOS

### 3.1 COLETAS E PROCESSAMENTO DE ESPÉCIMES

As incursões de coletas foram realizadas entre os meses de abril/2018 e fevereiro/2019 nos municípios: Águas Mornas (Sítio Borboleta Azul, coordenada aprox.: -27.718108, -48.920905), Florianópolis (Sítio Geremia-Parise, coordenada aprox.: -27.795544, -48.561128) e Santa Rosa de Lima (Pousada Vitória, coordenada aprox.: -28.0039221, -49.1336345), todos localizados em Santa Catarina. Todas as coletas foram realizadas em fragmentos de Mata Atlântica conservada em propriedades particulares. O enfoque do trabalho foram os fungos bioluminescentes pertencentes ao gênero *Mycena*.

As coletas foram realizadas no período noturno e a busca pelos basidiomas foi feita no escuro. Após a localização dos basidiomas bioluminescentes, foi feita a coleta com o auxílio de lanterna com luz vermelha, para evitar a supraexcitação da retina, e canivete. Os basidiomas foram armazenados com uma porção do substrato em caixas plásticas com

divisórias. Foram feitas fotografias com iluminação para o registro da macromorfologia dos basidiomas e no escuro, sob exposição de 30 segundos, para o registro da bioluminescência emitida.

Os espécimes coletados foram analisados nos alojamentos dos respectivos locais de coleta, onde foram descritos quanto aos caracteres macroscópicos dos basidiomas frescos. Ainda, fragmentos dos basidiomas foram acondicionados em sílica-gel para posterior extração do material genético.

Os espécimes foram desidratados em desidratadora de alimentos Excelvan® a até 40 °C por cerca de 24 horas ou até que os basidiomas estivessem completamente desidratados. Após desidratados, os espécimes foram armazenados em sacos hermeticamente fechados. Este armazenamento impede a reabsorção de umidade pelos basidiomas, garantindo, assim, a preservação dos materiais para que possam ser estudados micromorfológicamente e ao fim do trabalho serem tombados no Herbário e Fungário FLOR (THIERS, atualizado continuamente). Espécimes bioluminescentes coletados durante o trabalho de Borges (2017) e que não tiveram tratamento taxonômico também foram analisados, assim como espécimes coletados e cedidos por colaboradores. Os espécimes doados foram descritos a partir dos espécimes frescos ou através de fotografias.

### 3.2 ANÁLISES MACROMORFOLÓGICAS E MICROMORFOLÓGICAS

A descrição da macromorfologia seguiu a metodologia de Largent (1986) e Largent; Johnson; Watling (1977). Os guias de cores Kornerup; Wanscher (1978); Online Auction Color Chart Co (KRAMER, 2004) e Watling; Rayner; Turnbull (1969) foram utilizados para referenciar as cores.

Após a desidratação e preservação, os materiais foram descritos micromorfológicamente no Laboratório de Microscopia Anatômica, localizado no Departamento de Botânica da UFSC. A descrição micromorfológica foi feita a partir de cortes do basidioma feitos a mão livre com uma lâmina cortante. Os cortes foram montados em lâminas com KOH 3%, ou reagente de Melzer, ou Vermelho Congo e água, seguindo a preparação de Largent; Johnson; Watling (1977) para observação das estruturas em microscopia de luz no microscópio Leica DM500. Pelo menos 20 de cada estrutura microscópica (n=20) foram medidas na objetiva de 1000× utilizando uma régua micrométrica acoplada ao microscópio. Para os basidiósporos foram feitas análises estatísticas onde  $x_m$  é a

média aritmética do comprimento pela largura do basidiósporo ( $\pm$  desvio padrão) de  $n$  esporos medidos em um único espécime;  $x_{mr}$  o intervalo das médias dos basidiósporos;  $x_{mm}$  a média dos valores de  $x_{mm}$  ( $\pm$  desvio padrão) quando mais de um espécime for analisado;  $Q$  é o quociente do comprimento e largura dos basidiósporos em qualquer esporo, indicado como uma variação em  $n$  esporos medidos;  $Q_m$  a média dos valores de  $Q$  em um único espécime;  $Q_{mr}$  o intervalo dos valores de  $Q_m$ ;  $Q_{mm}$  a média dos valores de  $Q_m$  quando mais de um espécime for analisado;  $n$  é o número de basidiósporos medidos por espécime;  $s$  é o número de espécimes analisados (COOPER, 2018).

### 3.3 ANÁLISES MOLECULARES

Os procedimentos de extração e amplificação do DNA foram realizados no Laboratório de Biologia Molecular (Laboratório Multiusuário de Estudos em Biologia – LAMEB), localizado no Departamento de Botânica da UFSC. A extração de DNA total dos espécimes foi realizada seguindo o protocolo de Góes-Neto; Loguercio-Leite; Guerrero (2005). Para a amplificação da região do DNA de interesse foram feitas reações de PCR (*Polymerase Chain Reaction*) utilizando os *primers* ITS1 e ITS4. A purificação dos produtos foi feita utilizando-se polietilenoglicol 20% (PEG) seguindo o protocolo de Sulzbacher (2010) e posteriormente foram sequenciados na empresa MYLEUS Facility (Belo Horizonte, Brasil) ou na plataforma FioCruz do Centro de Pesquisa Renné Rachou (Belo Horizonte, Brasil).

Os cromatogramas gerados no sequenciamento das amostras foram curados manualmente no *software* Geneious v.8.1 (KEARSE et al., 2012). A partir das sequências foram montadas as matrizes para o marcador ITS (*Internal transcribed spacer*). Sequências adicionais de *Mycena* e gêneros relacionados disponíveis no banco de dados GenBank foram incluídas nas matrizes (verificar seção 4.2, Tabela 2) (BENSON et al., 2005, 2013). A matriz “*hydropoid+Mycenaceae*” incluiu 133 sequências ITS: 16 sequências geradas neste trabalho e 117 sequências obtidas do GenBank. Como grupo externo para a matriz “*hydropoid+Mycenaceae*” foram escolhidos os táxons *Boletopsis leucomelaena* (DQ484064) e *Trametes versicolor* (AY354226). A matriz “*Mycenaceae*” incluiu 101 sequências ITS: 16 sequências geradas neste trabalho e 85 sequências disponíveis no GenBank. Como grupo externo foram escolhidos os táxons *Asterophora lycopoides* (AF357037), *Entoloma prunuloides* (DQ206983), *Lyophyllum leucophaeatum* (AF357032), *Rhodocybe mundula* (DQ494694) e *Tricholoma matsutake* (AB188557).

As sequências foram alinhadas utilizando o Clustal W 2.1 (CHENNA et al., 2003; LARKIN et al., 2007). As matrizes alinhadas foram editadas no *software* Geneious v.8.1 (KEARSE et al., 2012). As sequências geradas ao longo deste trabalho serão depositadas no banco de dados GenBank (BENSON et al., 2005, 2013), assim como os alinhamentos e árvores geradas serão depositadas no banco de dados TreeBase.

Foram estimados os melhores modelos evolutivos para as matrizes utilizando o J Model Test v.2.1.6 (POSADA, 2008) através da plataforma CIPRES (MILLER; PFEIFFER; SCHWARTZ, 2010). A partir das matrizes alinhadas foram feitas reconstruções filogenéticas utilizando os métodos de Inferência Bayesiana (IB) e Máxima Verossimilhança (MV), foram utilizados os *softwares* MrBayes v.3.2.7a (RONQUIST; HUELSENBECK, 2003) para IB e RAxML v.8.2.12 (STAMATAKIS, 2014) para MV, ambos disponíveis na plataforma CIPRES (MILLER; PFEIFFER; SCHWARTZ, 2010).

A análise Bayesiana de ambas as matrizes “*hydropoid*+Mycenaceae” e “Mycenaceae” utilizaram o método MCMC sob o modelo evolutivo GTR+I+G. Para estes dados foram executadas duas corridas independentes com quatro cadeias cada e 50 milhões de gerações, onde foi amostrada uma árvore a cada 1000 gerações, e *burn-in* de 10%. Os valores para a probabilidade posterior (pp) foram considerados altos >0,95; moderados 0,85 a 0,94; baixos 0,70 a 0,84. As análises MV para as duas matrizes citadas foram feitas usando o algoritmo de *bootstrap* com 1000 réplicas, com busca da melhor árvore (*best-scoring*), modelo GTRGAMMA e outros parâmetros padrões. Os valores de *bootstrap* (bs) foram considerados altos de 85 a 100%; moderados de 75 a 84%; baixos de 50 a 74%.

## **4 RESULTADOS E DISCUSSÃO**

### **4.1 RESULTADOS GERAIS**

#### **4.1.1 COLETAS E ESPÉCIMES DE COLABORADORES**

Vinte e quatro espécimes de *Mycena* bioluminescentes foram coletados durante este trabalho: nove foram coletados durante as incursões de coletas, três foram coletados durante trabalho anterior (BORGES, 2017) e doze foram doados por colaboradores (Tabela 2).

**Tabela 2** – Espécimes de fungos bioluminescentes coletados em Santa Catarina, Brasil, e incluídos nesse trabalho.

| <b>Número de coletor</b> | <b>Localidade</b>  | <b>Data</b> |
|--------------------------|--|-------------|
| AGP029                   | Brasil, Santa Catarina: Florianópolis, Caieira da Barra do Sul, margem do rio do Estaleiro                                     | 19/set/2017 |
| AGP030                   | Brasil, Santa Catarina: Florianópolis, Caieira da Barra do Sul, margem do rio do Estaleiro                                     | 19/set/2017 |
| AGP031                   | Brasil, Santa Catarina: Florianópolis, Caieira da Barra do Sul, margem do rio do Estaleiro, 27°47'44.78"S, 48°33'37.93"W       | 12/jan/2018 |
| AGP032                   | Brasil, Santa Catarina: Florianópolis, Caieira da Barra do Sul, margem do rio do Estaleiro, 27°47'44.78"S, 48°33'37.93"W       | 12/jan/2018 |
| AGP033                   | Brasil, Santa Catarina: Florianópolis, Caieira da Barra do Sul, margem do rio do Estaleiro, 27°47'44.78"S, 48°33'37.93"W       | 12/jan/2018 |
| AGP034                   | Brasil, Santa Catarina: Florianópolis, Caieira da Barra do Sul, margem do rio do Estaleiro, 27°47'43.63"S, 48°33'37.09"W       | 12/jan/2018 |
| AGP035                   | Brasil, Santa Catarina: Florianópolis, Caieira da Barra do Sul, margem do rio do Estaleiro, 27°47'43.63"S, 48°33'37.09"W       | 12/jan/2018 |
| AGP036                   | Brasil, Santa Catarina: Florianópolis, Caieira da Barra do Sul, margem do rio do Estaleiro, 27°47'43.63"S, 48°33'37.09"W       | 12/jan/2018 |
| AGP037                   | Brasil, Santa Catarina: Florianópolis, Caieira da Barra do Sul, margem do rio do Estaleiro, 27°47'43.63"S, 48°33'37.09"W       | 12/jan/2018 |
| AGP038                   | Brasil, Santa Catarina: Florianópolis, Caieira da Barra do Sul, margem do rio do Estaleiro                                     | 12/jan/2018 |
| AGP039                   | Brasil, Santa Catarina: Florianópolis, Caieira da Barra do Sul, margem do rio do Estaleiro                                     | 12/jan/2018 |
| DUDA032                  | Brasil, Santa Catarina: Florianópolis, Caieira da Barra do Sul, encosta do morro do Trombudo, trilha para o pasto da Vó Isaura | 09/abr/2017 |
| DUDA033                  | Brasil, Santa Catarina: Florianópolis, Caieira da Barra do Sul, margem do rio do Estaleiro                                     | 09/abr/2017 |

Continuação **Tabela 2** – Espécimes de fungos bioluminescentes coletados em Santa Catarina, Brasil, e incluídos nesse trabalho.

| <b>Número de coletor</b> | <b>Localidade</b>  | <b>Data</b> |
|--------------------------|--|-------------|
| DUDA034                  | Brasil, Santa Catarina: Florianópolis, Caieira da Barra do Sul, margem do rio do Estaleiro | 09/abr/2017 |
| DUDA043                  | Brasil, Santa Catarina: município de Águas Mornas, Sítio Borboleta Azul                    | 08/abr/2017 |
| DUDA044                  | Brasil, Santa Catarina: município de Águas Mornas, Sítio Borboleta Azul                    | 13/abr/2018 |
| DUDA045                  | Brasil, Santa Catarina: município de Águas Mornas, Sítio Borboleta Azul                    | 13/abr/2018 |
| DUDA079                  | Brasil, Santa Catarina: município de Santa Rosa de Lima, Pousada Vitória, trilha do Tatú   | 25/jan/2019 |
| DUDA080                  | Brasil, Santa Catarina: município de Santa Rosa de Lima, Pousada Vitória, trilha do Tatú   | 25/jan/2019 |
| DUDA081                  | Brasil, Santa Catarina: município de Santa Rosa de Lima, Pousada Vitória, trilha do Tatú   | 25/jan/2019 |
| DUDA082                  | Brasil, Santa Catarina: município de Santa Rosa de Lima, Pousada Vitória, trilha do Tatú   | 25/jan/2019 |
| DUDA083                  | Brasil, Santa Catarina: município de Santa Rosa de Lima, Pousada Vitória, trilha do Tatú   | 25/jan/2019 |
| DUDA084                  | Brasil, Santa Catarina: município de Santa Rosa de Lima, Pousada Vitória, trilha do Tatú   | 25/jan/2019 |
| DUDA085                  | Brasil, Santa Catarina: município de Santa Rosa de Lima, Pousada Vitória, trilha do Tatú   | 25/jan/2019 |

Quatorze espécimes foram analisados e identificados em cinco táxons (Tabela 3). Os espécimes DUDA043, DUDA045, DUDA082, DUDA084, AGP025, AGP031, AGP033, AGP035 e AGP039 não foram tratados taxonomicamente. O material DUDA082 só apresentava o píleo, desta forma não foi possível observar todas as estruturas necessárias para a sua identificação, porém foi possível obter a sequência do DNA do material, que será discutida mais à frente (veja 4.1.2). Os espécimes DUDA043, DUDA045, DUDA084,

AGP025, AGP031, AGP033, AGP035 e AGP039 apresentavam pouco material para a realização da completa descrição morfológica, desta forma não foi possível realizar suas identificações. Os nove espécimes analisados por Borges (2017) foram revisados e tratados taxonomicamente (Tabela 4).

**Tabela 3** – Táxons referentes aos espécimes analisados durante este trabalho

| Número de coletor                 | Táxon  |
|-----------------------------------|--|
| AGP030, DUDA034, DUDA081, DUDA080 | <i>Mycena globulispora</i> Maas Geest. & de Meijer         |
| DUDA032, DUDA085                  | <i>Mycena oculisymphae</i> Desjardin, B.A. Perry & Stevani |
| AGP029, AGP032, AGP038, DUDA044   | <i>Mycena</i> sp. 1  |
| DUDA079                           | <i>Mycena</i> sp. 2  |
| AGP036, AGP037, DUDA033           | <i>Mycena fera</i> Maas Geest. & de Meijer                 |

**Tabela 4** – Lista dos táxons bioluminescentes registrados por Borges (2017) reclassificados taxonomicamente

| Número de coletor              | Táxon  |
|--------------------------------|--|
| AGP020, AGP021, AGP026, AGP027 | <i>Mycena globulispora</i> Maas Geest. & de Meijer |
| DUDA025, DUDA026               | <i>Mycena globulispora</i> Maas Geest. & de Meijer |
| DUDA030, DUDA031               | <i>Mycena globulispora</i> Maas Geest. & de Meijer |
| DUDA29                         | <i>Mycena</i> sp. 1                                |

Neste trabalho são apresentadas duas espécies novas de *Mycena* bioluminescentes e cinco novos registros de *Mycena* bioluminescentes para Santa Catarina. Além disso são apresentadas descrições com fotos de 4 espécies, desenhos da micromorfologia de 5 espécies. As descrições completas dos táxons referentes às coletas de Santa Catarina encontram-se no capítulo único em forma de artigo intitulado “*Novidades em Mycena bioluminescentes (Agaricales, Mycenaceae) para a Mata Atlântica de Santa Catarina, Sul do Brasil*” (seção 4.2).

#### 4.1.2 ANÁLISES FILOGENÉTICAS MOLECULARES

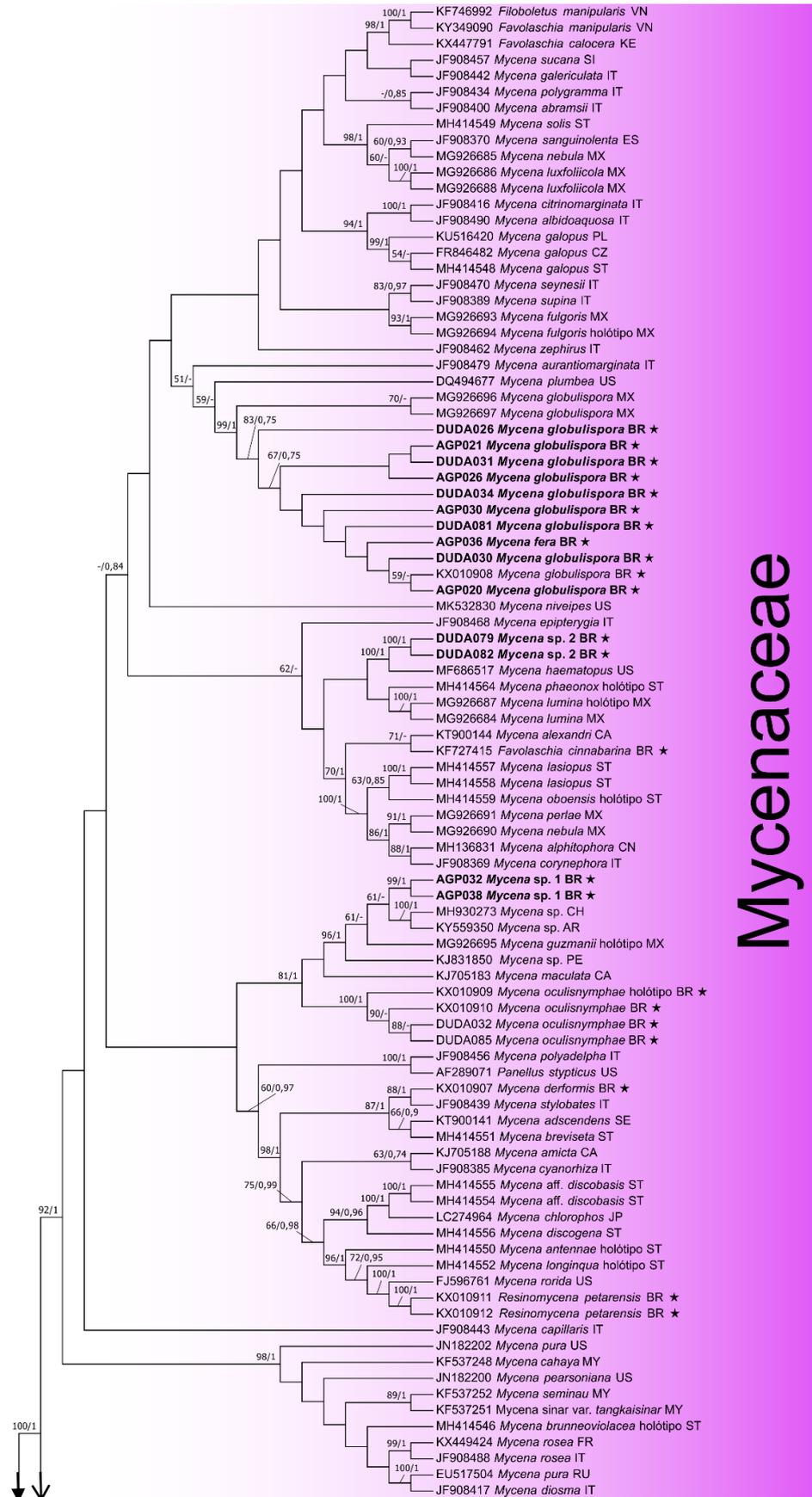
Dezesseis sequências ITS foram geradas, correspondendo a cinco táxons (Tabela 5). As topologias das árvores da região ITS de “*hydropoid*+Mycenaceae” para Inferência Bayesiana (IB) e Máxima Verossimilhança (MV) foram semelhantes, desta forma será apresentada somente a árvore de MV com os valores de probabilidade posterior (pp) acoplados aos valores de *bootstrap* (bs). A árvore de IB encontra-se no Apêndice A.

**Tabela 5** – Sequências moleculares da região ITS dos táxons bioluminescentes do gênero *Mycena* coletados em Santa Catarina, Brasil

| Sequência (número de coletor) | Táxon  |
|-------------------------------|--|
| AGP020                        | <i>Mycena globulispora</i> Maas Geest. & de Meijer         |
| AGP021                        |  |
| AGP026                        |  |
| AGP030                        |  |
| DUDA026                       |  |
| DUDA030                       |  |
| DUDA031                       |  |
| DUDA034                       |  |
| DUDA081                       |  |
| DUDA032                       | <i>Mycena oculisymphae</i> Desjardin, B.A. Perry & Stevani |
| DUDA085                       |  |
| AGP032                        | <i>Mycena</i> sp. 1  |
| AGP038                        |  |
| DUDA079                       | <i>Mycena</i> sp. 2  |
| DUDA082                       |  |
| AGP036                        | <i>Mycena fera</i> Maas Geest. & de Meijer                 |

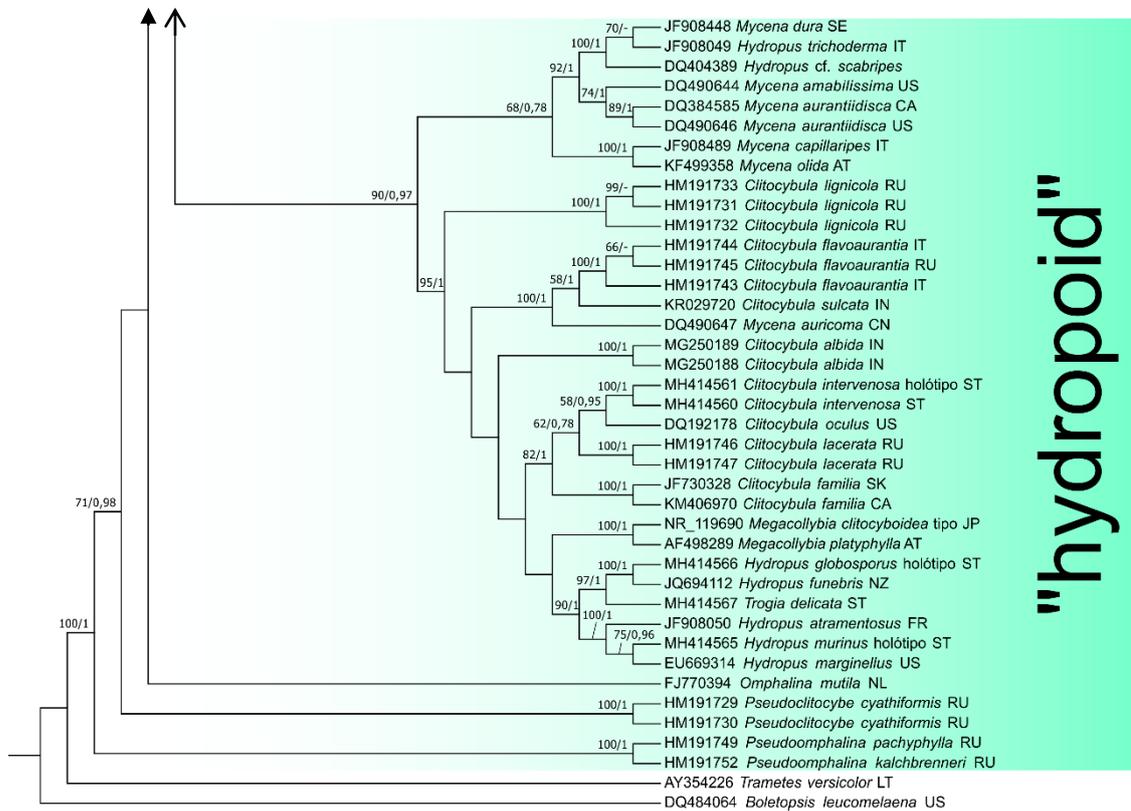
Neste trabalho é apresentada a primeira hipótese filogenética incluindo espécimes brasileiros. A filogenia da região ITS “*hydropoid*+Mycenaceae” permitiu identificar a qual clado pertencem os táxons das *Mycena* bioluminescentes brasileiras, as quais não haviam sido testadas filogeneticamente em trabalhos anteriores. A filogenia de “*hydropoid*+Mycenaceae” (Figura 1) indica que todos os táxons de *Mycena* bioluminescentes brasileiras pertencem ao

clado Mycenaceae. O clado Mycenaceae apresentou alto suporte (92% bs; 1,0 pp) como já registrado por Cooper; Desjardin; Perry (2018) e Matheny et al. (2006) usando marcadores nLSU, e apresentando menos terminais. O clado “*hydropoid*” não foi reconstruído como monofilético nas análises realizadas aqui, visto que os táxons *Omphalina mutila* (FJ770394), *Pseudoclitocybe cyathiformis* (HM191729 e HM191730), *Pseudoclitocybe pachyphylla* (HM191749) e *Pseudoomphalina kalchbrenneri* (HM191752) não se agruparam com os demais táxons de “*hydropoid*”. Nas árvores apresentadas por Cooper; Desjardin; Perry (2018) e Matheny et al. (2006), “*hydropoid*” é recuperado como monofilético, porém com baixo valor de suporte de *bootstrap* (- bs; 1,0 pp).



**Figura 1** – Árvore de Máxima Verossimilhança da matriz “*hydropoid*+Mycenaceae” baseada na região ITS. As sequências dos táxons catarinenses encontram-se realçadas em preto. As

sequências dos táxons bioluminescentes brasileiros estão marcados com ★. Os valores de *bootstrap* e probabilidade posterior encontram-se sobre os ramos e separados por /. Os códigos dos países estão de acordo com ISO 3166-1.



Continuação **Figura 1** – Árvore de Máxima Verossimilhança da matriz “*hydropoid*+Mycenaceae” baseada na região ITS. As sequências dos táxons catarinenses encontram-se realçadas em preto. As sequências dos táxons bioluminescentes brasileiros estão marcados com ★. Os valores de *bootstrap* e probabilidade posterior encontram-se sobre os ramos e separados por /. Os códigos dos países estão de acordo com ISO 3166-1.

Assim como as filogenias apresentadas por Cooper; Desjardin; Perry (2018) e Matheny et al. (2006), *Mycena amabilissima* (Peck) Sacc., *M. auricoma* Har. Takah e *M. aurantiidisca* (Murrill) Murrill foram posicionadas dentro do grupo “*hydropoid*” nas análises realizadas aqui. Além destes, *Mycena capillaripes* Peck., *M. dura* Maas Geest. & Hauskn. e *M. olida* Bres. também se agruparam no grupo “*hydropoid*”. Essas espécies haviam sido previamente incluídas apenas em filogenias restritas ao grupo Mycenaceae (sem incluir terminais de *hydropoid* por Cooper; Desjardin; Perry (2018), onde elas foram recuperadas na

base da árvore e sem valor de suporte significativo com relação as demais espécies do clado. A filogenia da região ITS de “Mycenaceae” será discutida na seção 4.2.

## 4.2 CAPÍTULO 1

NOVIDADES EM *MYCENA* BIOLUMINESCENTES (AGARICALES, MYCENACEAE)  
PARA A MATA ATLÂNTICA DE SANTA CATARINA, SUL DO BRASIL  
Maria Eduarda de A. Borges, Duane F. Lima e Maria Alice Neves

## **Novidades em *Mycena* bioluminescentes (Agaricales, Mycenaceae) para a Mata Atlântica de Santa Catarina, Sul do Brasil**

MARIA EDUARDA DE A. BORGES<sup>1</sup>, DUANE F. LIMA<sup>1</sup> & MARIA ALICE NEVES<sup>1</sup>,

<sup>1</sup>*Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos Algas e Plantas, Universidade Federal de Santa Catarina, R. Eng. Agrônomo Andrei Cristian Ferreira, Florianópolis, SC 88040-900 BRA*

*\*Autores correspondentes*

*M. E. de A. Borges: [dudaaborges11@gmail.com](mailto:dudaaborges11@gmail.com)*

*M. A. Neves: [maliceneves@gmail.com](mailto:maliceneves@gmail.com)*

### **Resumo**

A bioluminescência tem sido uma característica amplamente estudada no gênero *Mycena*. Já foram registradas 58 spp. bioluminescentes para o gênero e 16 delas ocorrem no Brasil, sendo a maioria dos registros no estado de São Paulo. Com base em 33 espécimes coletados em Santa Catarina, no sul do Brasil, propomos duas novas espécies bioluminescentes de *Mycena* e a ampliação da distribuição de *Mycena fera*, *M. globulispora* e *M. oculisymphae*. São apresentadas descrições, ilustrações e fotografias das espécies bioluminescentes de *Mycena* catarinenses. Dezesesseis sequências de DNA da região ITS foram geradas para comparações das relações evolutivas entre espécies similares. Análises moleculares baseadas na região ITS mostram que todas as *Mycena* catarinenses fazem parte do clado Mycenaceae, e mostraram altos valores de suporte para as novas espécies (*Mycena* sp. 1 e *Mycena* sp. 2) e para os táxons *Mycena fera*, *M. globulispora* e *M. oculisymphae*.

**Palavras-chave:** biodiversidade, bioluminescência, fungos brasileiros, Micenoide, taxonomia

### **Introdução**

A bioluminescência, emissão de luz visível por organismos vivos através de uma reação química (KASKOVA et al., 2017), têm sido um fenômeno que chama atenção da humanidade há muito tempo (OLIVEIRA et al., 2013). Ela já foi registrada em diversos grupos de organismos como: artrópodes, bactérias, anelídeos, fungos e alguns grupos de organismos

marinhos (como dinoflagelados e celenterados) (KASKOVA et al., 2017; OLIVEIRA et al., 2013; WALDENMAIER; OLIVEIRA; STEVANI, 2012).

Aristóteles (384-322 EC) fez o primeiro registro da bioluminescência em fungos (DESJARDIN; OLIVEIRA; STEVANI, 2008; OLIVEIRA et al., 2012), desde então diversos aspectos da bioluminescência (bioquímicos, evolutivos, taxonômicos, etc.) estão sendo investigados nesse grupo de organismos. Florestas temperadas e tropicais, com temperaturas entre 20 °C a 30 °C, umidade elevada e que tenham material lignocelulósico em decomposição, são ambientes propícios para encontrar fungos bioluminescentes (OLIVEIRA et al., 2013).

Existem 97 espécies de fungos bioluminescentes para o mundo (CORTÉS-PÉREZ et al., 2019). Estes táxons bioluminescentes estão distribuídos em quatro linhagens monofiléticas: *Armillaria* (Fr.) Staude, Lucentipes [linhagem de *Mycena* (Pers.) Roussel *s.l.* e representa uma família no clado *hydropoid* (CHEW et al., 2015)], Mycenaceae *sensu* Desjardin et al. (2008) e *Omphalotus* (que inclui dois gêneros da família Omphalotaceae Bresinsky: *Neonothopanus* R. H. Petersen & Krisai e *Omphalotus* Fayod (CORTÉS-PÉREZ et al., 2019; OLIVEIRA et al., 2013).

A linhagem Mycenaceae inclui *Mycena*, *Favolaschia* (Pat.) Pat., *Panellus* P. Karst., *Resinomyces* Redhead & Singer e *Rorydomyces* Rexer (CORTÉS-PÉREZ et al., 2019; OLIVEIRA et al., 2012). Existem 68 táxons bioluminescentes em Mycenaceae (DESJARDIN; PERRY; STEVANI, 2016; OLIVEIRA et al., 2013), 15 deles ocorrem no Brasil.

Dezesseis espécies de *Mycena* bioluminescentes foram registradas para o Brasil (Tabela 1). Um dos táxons pertence a linhagem Lucentipes (*Mycena lucentipes* Desjardin, Capelari & Stevani), *Mycena lacrimans* Singer que não foi testada filogeneticamente para determinar a linhagem que pertence, os demais táxons pertencem a linhagem Mycenaceae (DESJARDIN; PERRY; STEVANI, 2016; OLIVEIRA et al., 2013). Os táxons bioluminescentes de *Mycena* já foram registrados nos estados do Amazonas, Mato Grosso do Sul, Paraná, Rio de Janeiro e São Paulo (DESJARDIN et al., 2010; DESJARDIN; BRAGA-NETO, 2007; DESJARDIN; CAPELARI; STEVANI, 2007; DESJARDIN; OLIVEIRA; STEVANI, 2008; DESJARDIN; PERRY; STEVANI, 2016).

**Tabela 1** – Táxons bioluminescentes de *Mycena* que ocorrem no Brasil.

| <b>Táxon</b>  | <b>Estado</b> | <b>Referência</b>   |
|---|---------------|---|
| <i>Mycena albororida</i> Maas Geest. & de Meijer            | PR            | (Desjardin <i>et al.</i> 2010; Maas Geesteranus & de Meijer 1997) |
| <i>Mycena aspratilis</i> Maas Geest. & de Meijer            | PR            | (Desjardin <i>et al.</i> 2010; Maas Geesteranus & de Meijer 1997) |
| <i>Mycena asterina</i> Desjardin, Capelari & Stevani        | SP            | (Desjardin <i>et al.</i> 2007)                                    |
| <i>Mycena chlorophos</i> (Berk. & M.A. Curtis) Sacc.        | AM, PR, RJ    | (Corner 1954; de Meijer 2010)                                     |
| <i>Mycena deformis</i> Maas Geest. & de Meijer              | PR, SP        | (Desjardin <i>et al.</i> 2016; Maas Geesteranus & de Meijer 1997) |
| <i>Mycena deusta</i> Maas Geest. & de Meijer                | PR            | (Desjardin <i>et al.</i> 2016; Maas Geesteranus & de Meijer 1997) |
| <i>Mycena discobasis</i> Métrod                             | SP            | (Desjardin <i>et al.</i> 2007)                                    |
| <i>Mycena fera</i> Maas Geest. & de Meijer                  | PR, SP        | (Desjardin <i>et al.</i> 2007; Maas Geesteranus & de Meijer 1997) |
| <i>Mycena globulispora</i> Maas Geest. & de Meijer          | PR, SP        | (Desjardin <i>et al.</i> 2016; Maas Geesteranus & de Meijer 1997) |
| <i>Mycena lacrimans</i> Singer                              | AM            | (Desjardin & Braga-Neto 2007)                                     |
| <i>Mycena lucentipes</i> Desjardin, Capelari & Stevani      | MS, PR, SP    | (Desjardin <i>et al.</i> 2007; de Meijer 2010)                    |
| <i>Mycena luxaeterna</i> Desjardin, B.A. Perry & Stevani    | SP            | (Desjardin <i>et al.</i> 2010)                                    |
| <i>Mycena luxarboricola</i> Desjardin, B.A. Perry & Stevani | PR            | (Desjardin <i>et al.</i> 2010)                                    |
| <i>Mycena oculisymphae</i> Desjardin, B.A. Perry & Stevani  | SP            | (Desjardin <i>et al.</i> 2016)                                    |
| <i>Mycena singeri</i> Lodge                                 | SP            | (Desjardin <i>et al.</i> 2007; Lodge 1988)                        |
| <i>Mycena</i> sp.   | SP            | (Desjardin <i>et al.</i> 2007)                                    |

*Mycena* (Mycenaceae) tem mais de 500 espécies descritas (KIRK et al., 2008). *Mycena* é polifilético e os táxons estão distribuídos em dois clados: ‘*hydropoid*’ e Mycenaceae

(COOPER; DESJARDIN; PERRY, 2018; MATHENY et al., 2006). Com o intuito de entender as relações filogenéticas destes táxons bioluminescentes diversos trabalhos vêm combinando dados morfológicos e moleculares, como Aravindakshan *et al.* (2012), Chew *et al.* (2014, 2015), Cooper (2018), Cooper *et al.* (2018), Desjardin *et al.* (2008, 2016) e Shih *et al.* (2014), porém nas reconstruções filogenéticas destes trabalhos sequências de espécimes brasileiros não têm sido incluídas.

No Brasil, a maioria dos trabalhos com *Mycena* foi feita na região sudeste, no estado de São Paulo. Na região sul há registros para o Paraná, mas não há registros em Santa Catarina e Rio Grande do Sul. Com o intuito de ampliar os registros de táxons bioluminescentes de *Mycena* que ocorrem no Brasil e contribuir com dados morfológicos e moleculares para um melhor entendimento do gênero, o objetivo deste trabalho foi registrar os táxons bioluminescentes de *Mycena* da Mata Atlântica catarinense e inferir a posição filogenética destes em relação aos demais táxons de *Mycena* bioluminescentes registrados para o Brasil.

Neste trabalho são apresentadas duas espécies novas de *Mycena* bioluminescentes e cinco novos registros de *Mycena* bioluminescentes para Santa Catarina. Além disso são apresentadas descrições com fotos de 4 espécies, desenhos da micromorfologia de 5 espécies, e a primeira hipótese filogenética incluindo espécimes brasileiros.

## **Materiais e métodos**

### *Coletas e estudos morfológicos*

Foram realizadas incursões noturnas de coletas entre os anos de 2016 e 2019 nos municípios de: Águas Mornas (Sítio Borboleta Azul, coordenada aprox.: -27.718108, -48.920905), Florianópolis (Sítio Jeremia-Parise, coordenada aprox.: -27.795544, -48.561128) e Santa Rosa de Lima (Pousada Vitória, coordenada aprox.: -28.0039221,-49.1336345), todos localizados em Santa Catarina, Brasil. As coletas foram realizadas em fragmentos de Mata Atlântica conservada em propriedades particulares. As fotografias dos basidiomas foram feitas com iluminação para o registro da macromorfologia dos basidiomas e no escuro, sob exposição de 30 segundos, para o registro da bioluminescência emitida. Os espécimes coletados foram descritos macromorfológicamente seguindo a metodologia de Largent (1986) e Largent *et al.* (1977). Os guias de cores Kornerup & Wanscher (1978); Online Auction Color Chart Co (Kramer 2004) e Watling *et al.* (1969) foram utilizados para referenciar as cores. A descrição micromorfológica seguiu a metodologia de Largent *et al.* (1977). Pelo

menos 20 de cada estrutura microscópica ( $n=20$ ) foram medidas de cada basidioma. Para os basidiósporos foram feitas análises estatísticas onde  $\bar{x}_m$  é a média aritmética do comprimento pela largura do basidiósporo ( $\pm$  desvio padrão) de  $n$  esporos medidos em um único espécime;  $\bar{x}_{mr}$  o intervalo das médias dos basidiósporos;  $\bar{x}_{mm}$  a média dos valores de  $\bar{x}_{mr}$  ( $\pm$  desvio padrão) quando mais de um espécime for analisado;  $Q$  é o quociente do comprimento e largura dos basidiósporos em qualquer esporo, indicado como uma variação em  $n$  esporos medidos;  $Q_m$  a média dos valores de  $Q$  em um único espécime;  $Q_{mr}$  o intervalo dos valores de  $Q_m$ ;  $Q_{mm}$  a média dos valores de  $Q_m$  quando mais de um espécime for analisado;  $n$  é o número de basidiósporos medidos por espécime;  $s$  é o número de espécimes analisados (COOPER, 2018). Todos os espécimes analisados neste trabalho serão depositados no Herbário e Fungário FLOR (Thiers, atualizado continuamente), Departamento de Botânica, Universidade Federal de Santa Catarina.

#### *Extração, amplificação e sequenciamento do DNA*

O DNA foi extraído de pedaços dos basidiomas ainda frescos. A extração de DNA total dos espécimes utilizou o método CTAB seguindo o protocolo de Góes-Neto *et al.* (2005). Para a amplificação da região ITS (*internal transcribed spacer*) foram feitas reações de PCR (*polymerase chain reaction*) utilizando os *primers* ITS1 e ITS4. A purificação dos produtos foi feita utilizando polietilenoglicol 20% (PEG) seguindo o protocolo de Sulzbacher (2010). Os produtos foram sequenciados na empresa MYLEUS Facility ou na plataforma FioCruz do Centro de Pesquisa Renné Rachou.

#### *Análises filogenéticas moleculares*

Os cromatogramas gerados no sequenciamento das amostras foram curados manualmente no *software* Geneious v.8.1 (KEARSE *et al.*, 2012). A partir das sequências geradas neste trabalho e sequências adicionais do gênero *Mycena* e de gêneros relacionados disponíveis no banco de dados GenBank (Tabela 2) (BENSON *et al.*, 2005, 2013) foi montada a matriz para o marcador ITS. A matriz “Mycenaceae” incluiu 101 sequências ITS, sendo 16 sequências geradas neste trabalho e 85 sequências disponíveis no GenBank. Como grupo externo foram escolhidos os táxons *Asterophora lycopedoide* (AF357037), *Entoloma prunuloides* (DQ206983), *Lyophyllum leucophaeatum* (AF357032), *Rhodocybe mundula* (DQ494694) e *Tricholoma matsutake* (AB188557).

**Tabela 2** – Sequências moleculares da região ITS de *Mycena* e gêneros relacionados utilizados para a construção das matrizes deste estudo.

| <b>Táxon</b>  | <b>Número de acesso<br/>GenBank</b> | <b>Artigo de referência</b>                                   |
|---|-------------------------------------|---|
| <i>Asterophora lycoperdoides</i>  | AF357037                            | (Matheny <i>et al.</i> 2006)                                  |
| <i>Entoloma prunuloides</i>   | DQ206983                            | (Matheny <i>et al.</i> 2006)                                  |
| <i>Favolaschia calocera</i>   | KX447791                            | (Chepkirui <i>et al.</i> 2016;<br>Cooper <i>et al.</i> 2018)  |
| <i>Favolaschia cinnabarina</i>  | KF727415                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018)                                   |
| <i>Favolaschia manipularis</i>  | KY349090                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018)                                   |
| <i>Filoboletus manipularis</i> (nome atual:<br><i>Favolaschia manipularis</i> ) | KF746992                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018;<br>Vydryakova <i>et al.</i> 2014) |
| <i>Lyophyllum leucophaeatum</i> (nome atual:<br><i>Calocybe gangraenosa</i> )   | AF357032                            | (Matheny <i>et al.</i> 2006)                                  |
| <i>Mycena abramsii</i>  | JF908400                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018;<br>Osmundson <i>et al.</i> 2013)  |
| <i>Mycena adscendens</i> (nome atual: <i>Mycena<br/>tenerrima</i> )             | KT900141                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018)                                   |
| <i>Mycena aff. Discobasis</i>   | MH414554                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018)                                   |
| <i>Mycena aff. Discobasis</i>   | MH414555                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018)                                   |
| <i>Mycena albidoaquosa</i>  | JF908490                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018;<br>Osmundson <i>et al.</i> 2013)  |
| <i>Mycena alexandri</i>   | KT900144                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018)                                   |
| <i>Mycena alphitophora</i>  | MH136831                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018)                                   |
| <i>Mycena amicta</i>  | KJ705188                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018)                                   |
| <i>Mycena antennae</i>  | MH414550                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018)                                   |
| <i>Mycena aurantiomarginata</i>   | JF908479                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018;<br>Osmundson <i>et al.</i> 2013)  |
| <i>Mycena breviseta</i>   | MH414551                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018)                                   |
| <i>Mycena brunneoviolacea</i>   | MH414546                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018)                                   |
| <i>Mycena cahaya</i>  | KF537248                            | (Chew <i>et al.</i> 2014; Cooper <i>et al.</i> 2018)          |

Continuação **Tabela 2** – Sequências moleculares da região ITS de *Mycena* e gêneros relacionados utilizados para a construção das matrizes deste estudo

| <b>Táxon</b>                       | <b>Número de acesso<br/>GenBank</b> | <b>Artigo de referência</b>                               |
|------------------------------------|-------------------------------------|---|
| <i>Mycena capillaripes</i>         | JF908489                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018; Osmundson <i>et al.</i> 2013) |
| <i>Mycena capillaris</i>           | JF908443                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018; Osmundson <i>et al.</i> 2013) |
| <i>Mycena chlorophos</i>           | LC274964                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018; Oba <i>et al.</i> 2017)       |
| <i>Mycena<br/>citrinomarginata</i> | JF908416                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018; Osmundson <i>et al.</i> 2013) |
| <i>Mycena corynephora</i>          | JF908369                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018; Osmundson <i>et al.</i> 2013) |
| <i>Mycena cyanorhiza</i>           | JF908385                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018; Osmundson <i>et al.</i> 2013) |
| <i>Mycena deformis</i>             | KX010907                            | (Desjardin <i>et al.</i> 2016)                            |
| <i>Mycena diosma</i>               | JF908417                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018; Osmundson <i>et al.</i> 2013) |
| <i>Mycena discogena</i>            | MH414556                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018)                               |
| <i>Mycena dura</i>                 | JF908448                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018; Osmundson <i>et al.</i> 2013) |
| <i>Mycena epipterygia</i>          | JF908468                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018; Osmundson <i>et al.</i> 2013) |
| <i>Mycena fulgoris</i>             | MG926693                            | (Cortés-Pérez <i>et al.</i> 2019)                         |
| <i>Mycena fulgoris</i>             | MG926694                            | (Cortés-Pérez <i>et al.</i> 2019)                         |
| <i>Mycena galericulata</i>         | JF908442                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018; Osmundson <i>et al.</i> 2013) |
| <i>Mycena galopus</i>              | KU516420                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018; Jankowiak <i>et al.</i> 2016) |
| <i>Mycena galopus</i>              | MH414548                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018)                               |
| <i>Mycena galopus</i>              | FR846482                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018)                               |
| <i>Mycena globulispora</i>         | KX010908                            | (Desjardin <i>et al.</i> 2016)                            |

Continuação **Tabela 2** – Sequências moleculares da região ITS de *Mycena* e gêneros relacionados utilizados para a construção das matrizes deste estudo

| Táxon  | Número de acesso<br>GenBank | Artigo de referência                                      |
|--|-----------------------------|---|
| <i>Mycena globulispora</i>                                       | MG926696                    | (Cortés-Pérez <i>et al.</i> 2019)                         |
| <i>Mycena globulispora</i>                                       | MG926697                    | (Cortés-Pérez <i>et al.</i> 2019)                         |
| <i>Mycena guzmanii</i>   | MG926695                    | (Cortés-Pérez <i>et al.</i> 2019)                         |
| <i>Mycena haematopus</i>   | MF686517                    | (Cooper <i>et al.</i> 2018)                               |
| <i>Mycena lasiopus</i>   | MH414558                    | (Cooper <i>et al.</i> 2018)                               |
| <i>Mycena lasiopus</i>   | MH414557                    | (Cooper <i>et al.</i> 2018)                               |
| <i>Mycena longinqua</i>  | MH414552                    | (Cooper <i>et al.</i> 2018)                               |
| <i>Mycena lumina</i>   | MG926687                    | (Cortés-Pérez <i>et al.</i> 2019)                         |
| <i>Mycena lumina</i>   | MG926684                    | (Cortés-Pérez <i>et al.</i> 2019)                         |
| <i>Mycena luxfoliicola</i>                                       | MG926688                    | (Cortés-Pérez <i>et al.</i> 2019)                         |
| <i>Mycena luxfoliicola</i>                                       | MG926686                    | (Cortés-Pérez <i>et al.</i> 2019)                         |
| <i>Mycena maculata</i>   | KJ705183                    | (Cooper <i>et al.</i> 2018)                               |
| <i>Mycena nebula</i>   | MG926685                    | (Cortés-Pérez <i>et al.</i> 2019)                         |
| <i>Mycena nebula</i>   | MG926690                    | (Cortés-Pérez <i>et al.</i> 2019)                         |
| <i>Mycena niveipes</i>   | MK532830                    | (Russel, 2019) direct submission                          |
| <i>Mycena oboensis</i>   | MH414559                    | (Cooper <i>et al.</i> 2018)                               |
| <i>Mycena oculisnymphae</i>                                      | KX010910                    | (Desejardin <i>et al.</i> 2016)                           |
| <i>Mycena oculisnymphae</i>                                      | KX010909                    | (Desejardin <i>et al.</i> 2016)                           |
| <i>Mycena olida</i> (nome atual:<br><i>Phloeomana minutula</i> ) | KF499358                    | (Cooper <i>et al.</i> 2018)                               |
| <i>Mycena pearsoniana</i>  | JN182200                    | (Cooper <i>et al.</i> 2018; Harder <i>et al.</i> 2012)    |
| <i>Mycena perlae</i>   | MG926691                    | (Cortés-Pérez <i>et al.</i> 2019)                         |
| <i>Mycena phaeonox</i>   | MH414564                    | (Cooper <i>et al.</i> 2018)                               |
| <i>Mycena plumbea</i>  | DQ494677                    | (Matheny <i>et al.</i> 2006)                              |
| <i>Mycena polyadelpha</i>  | JF908456                    | (Cooper <i>et al.</i> 2018; Osmundson <i>et al.</i> 2013) |
| <i>Mycena polygramma</i>   | JF908434                    | (Cooper <i>et al.</i> 2018; Osmundson <i>et al.</i> 2013) |

Continuação **Tabela 2** – Sequências moleculares da região ITS de *Mycena* e gêneros relacionados utilizados para a construção das matrizes deste estudo

| <b>Táxon</b>   | <b>Número de acesso<br/>Genbank</b> | <b>Artigo de referência</b>                                     |
|--|-------------------------------------|---|
| <i>Mycena pura</i>   | EU517504                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018; Petersen <i>et al.</i> 2008)        |
| <i>Mycena pura</i>   | JN182202                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018; Harder <i>et al.</i> 2012)          |
| <i>Mycena rorida</i> (nome atual: <i>Roridomyces roridus</i> )                     | FJ596761                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018; Hughes <i>et al.</i> 2009)          |
| <i>Mycena rosea</i>  | KX449424                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018; Pérez-Izquierdo <i>et al.</i> 2017) |
| <i>Mycena rosea</i>  | JF908488                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018; Osmundson <i>et al.</i> 2013)       |
| <i>Mycena sanguinolenta</i>  | JF908370                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018; Osmundson <i>et al.</i> 2013)       |
| <i>Mycena seminau</i>  | KF537252                            | (Chew <i>et al.</i> 2014; Cooper <i>et al.</i> 2018)            |
| <i>Mycena seynesii</i>   | JF908470                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018; Osmundson <i>et al.</i> 2013)       |
| <i>Mycena sinar</i> var. <i>tangkaisinar</i><br>(nome atual: <i>Mycena sinar</i> ) | KF537251                            | (Chew <i>et al.</i> 2014; Cooper <i>et al.</i> 2018)            |
| <i>Mycena solis</i>  | MH414549                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018)                                     |
| <i>Mycena</i> sp.  | KY559350                            | (Matheny <i>et al.</i> 2017)<br>unpublished                     |
| <i>Mycena</i> sp.  | MH930273                            | (Mujic & Smith 2018)<br>unpublished                             |
| <i>Mycena</i> sp.  | KJ831850                            | (Martin <i>et al.</i> 2015)                                     |
| <i>Mycena stylobates</i>   | JF908439                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018; Osmundson <i>et al.</i> 2013)       |
| <i>Mycena sucana</i>   | JF908457                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018; Osmundson <i>et al.</i> 2013)       |

Continuação **Tabela 2** – Sequências moleculares da região ITS de *Mycena* e gêneros relacionados utilizados para a construção das matrizes deste estudo

| <b>Táxon</b>   | <b>Número de acesso<br/>GenBank</b> | <b>Artigo de referência</b>                               |
|--|-------------------------------------|---|
| <i>Mycena supina</i>   | JF908389                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018; Osmundson <i>et al.</i> 2013) |
| <i>Mycena zephyrus</i>   | JF908462                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018; Osmundson <i>et al.</i> 2013) |
| <i>Panellus stipticus</i>  | AF289071                            | (Cooper <i>et al.</i> 2018; Jin <i>et al.</i> 2001)       |
| <i>Resinomyцена petarensis</i>                                       | KX010912                            | (Desjardin <i>et al.</i> 2016)                            |
| <i>Resinomyцена petarensis</i>                                       | KX010911                            | (Desjardin <i>et al.</i> 2016)                            |
| <i>Rhodocybe mundula</i> (nome atual:<br><i>Clitocella mundula</i> ) | DQ494694                            | (Matheny <i>et al.</i> 2006)                              |
| <i>Tricholoma matsutake</i>  | AB188557                            | (Matheny <i>et al.</i> 2006)                              |

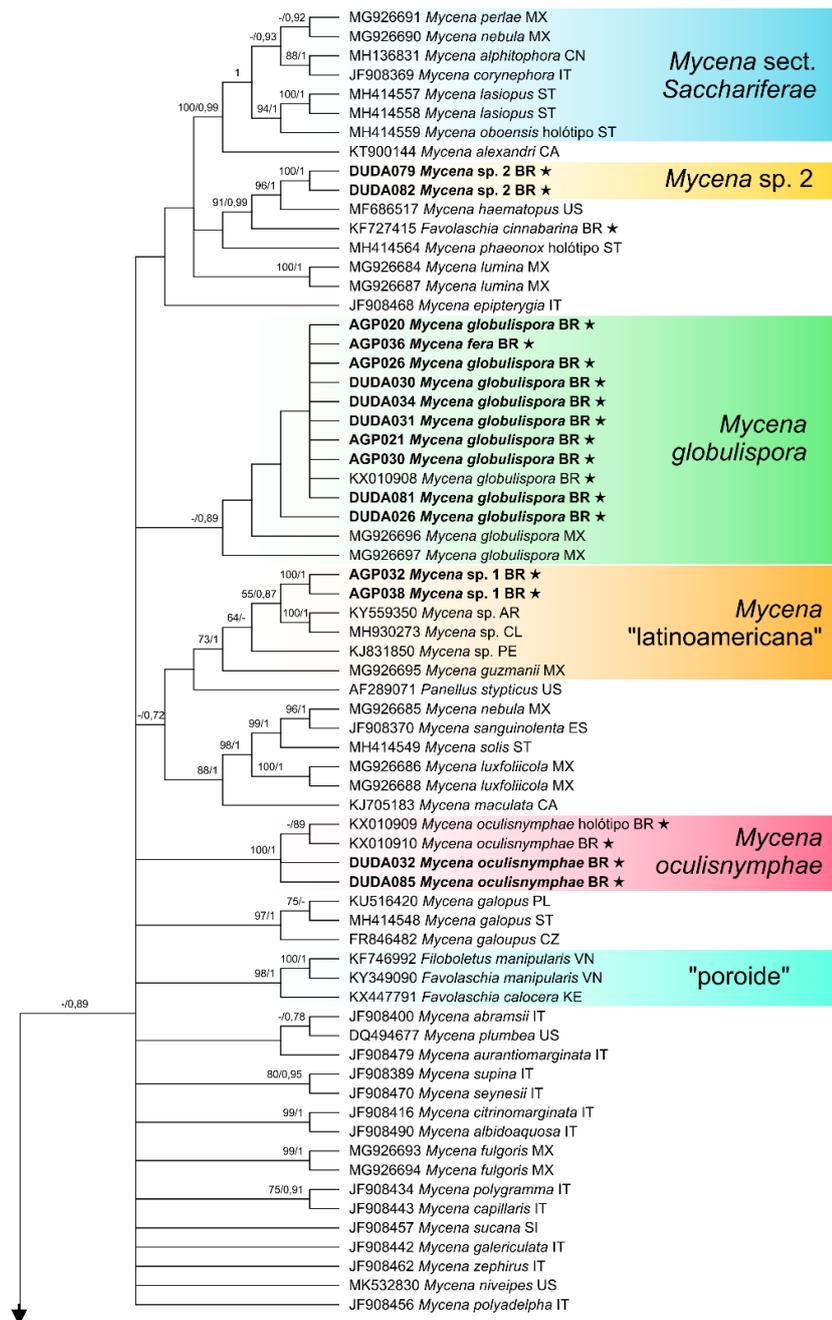
As sequências foram alinhadas utilizando o Clustal W 2.1 (CHENNA *et al.*, 2003; LARKIN *et al.*, 2007). O melhor modelo evolutivo para a matriz foi estimado no *software* J Model Test v.2.1.6 (POSADA, 2008) através da plataforma CIPRES (MILLER; PFEIFFER; SCHWARTZ, 2010). As reconstruções filogenéticas do método de Inferência Bayesiana (IB) e Máxima Verossimilhança (MV), foram feitas nos *softwares* MrBayes v.3.2.7a (RONQUIST; HUELSENBECK, 2003) para IB e RAxML v.8.2.12 (STAMATAKIS, 2014) para MV, ambos disponíveis na plataforma CIPRES (MILLER; PFEIFFER; SCHWARTZ, 2010). A análise Bayesiana da matriz “Mycenaceae” utilizou o método MCMC sob o modelo evolutivo GTR+I+G. Para estes dados foram executadas duas corridas independentes com quatro cadeias cada e 50 milhões de gerações, onde foi amostrada uma árvore a cada 1000 gerações, e *burn-in* de 10%. Os valores para a probabilidade posterior (pp) foram considerados altos quando >0,95; moderados entre 0,85 e 0,94; baixos entre 0,70 e 0,84. As análises MV usaram o algoritmo de *bootstrap* com 1000 réplicas, com busca da melhor árvore (*best-scoring*), modelo GTRGAMMA e outros parâmetros padrões. Os valores de *bootstrap* (bs) foram considerados altos entre 85 e 100%; moderados entre 75 e 84%; baixos entre 50 e 74%. As sequências geradas ao longo deste trabalho serão depositadas no banco de dados

GenBank (BENSON et al., 2005, 2013), assim como os alinhamentos e árvores geradas serão depositadas no banco de dados TreeBase.

## **Resultados e discussão**

### *Filogenia*

O alinhamento ITS final tem um total de 848 caracteres. Ambas as árvores de IB e MV (Material Suplementar – Apêndice B) apresentaram topologias semelhantes, portanto será apresentada somente a árvore de IB (Figura 1) com os valores de suporte de probabilidade posterior (pp) e *bootstrap* (bs) sobre os ramos.



**Figura 1** – Árvore de Inferência Bayesiana do clado Mycenaceae baseada na região ITS. As sequências dos táxons catarinenses encontram-se realçadas em preto. As sequências dos táxons bioluminescentes brasileiros estão marcadas com ★. Os valores de *bootstrap* e probabilidade posterior encontram se sobre os ramos e separados por /. Os códigos dos países estão de acordo com ISO 3166-1.



são registros do México: *Mycena perlae* Cortés-Pérez, Desjardin & Rockefeller e *Mycena nebula* Cortés-Pérez, Desjardin & Rockefeller. *Mycena perlae*, possui as características diagnósticas da sect. *Sacchariferae* (CORTÉS-PÉREZ et al., 2019). Um dos terminais de *Mycena nebula* agrupou com os táxons de *Mycena* sect. *Sacchariferae*, enquanto o outro terminal apareceu altamente suportada (96% bs; 0,9998 pp) como grupo irmão de *Mycena sanguinolenta* (Alb. & Schwein.) P. Kumm. Cortés-Pérez et al. (2019) discute a similaridade morfológica de *Mycena nebula* com os táxons de *Mycena* sect. *Sanguinolentae* Maas Geest., destacando que este táxon provavelmente se insere nessa seção.

*Mycena* sp. 2 aparece como grupo irmão (96% bs; 1,0 pp) de *Mycena haematopus* (Pers.) P. Kumm., porém estes não apresentam semelhança morfológica, assim como não pertencem a mesma seção infragenérica. *M. haematopus* têm basidiomas marrom avermelhados, presença de látex de cor escura no estipe ao ser cortado, presença de hifas laticíferas em todas as partes do basidioma e queilocistídios e pleurocistídios fusiformes, características não observadas em *Mycena* sp. 2. *Favolaschia cinnabarina* (Berk. & M. A. Curtis) Pat. aparece como grupo irmão (91% bs; 0,9918 pp) de *Mycena* sp. 2 e *Mycena haematopus*, se distanciando do clado “poroide” altamente suportado (98% bs; 0,9999 pp) formado por outros táxons de *Favolaschia*.

*Mycena globulispora* apresentou alto suporte (0,895 pp), incluindo uma sequência de São Paulo, as sequências catarinenses geradas neste trabalho e as sequências mexicanas de Cortés-Pérez et al. (2019). Apesar da sequência AGP036 ter agrupado com as demais sequências de *Mycena globulispora* o espécime se assemelha morfológicamente com *M. fera*, táxon que está presente na mesma seção de *M. globulispora* (sect. *Supinae* Konr. & Maubl.). Não existem sequências de *Mycena fera* disponíveis para comparação com a sequência do espécime AGP036.

*Mycena* sp. 1 apareceu como grupo irmão de duas sequências de *Mycena* sul-americanas (Argentina, Chile e Peru), porém com baixo suporte de *bootstrap* (55% bs; 0,8702 pp) e não havia morfologia disponível para comparação. Ainda, *Mycena* sp. 1 pertence ao clado “latino-americano”, clado com alto valor de suporte de probabilidade posterior (73% bs; 0,9984 pp). *Mycena* sp. 1 assim como *M. guzmanii* Cortés-Pérez, Desjardin & B. A. Perry têm características morfológicas que as incluem em *Mycena* sect. *Euspeireae* Maas Geest.

*Mycena oculisnymphae* apresentou alto suporte (100% bs; 1,0 pp), agrupando a sequência tipo da espécie, de São Paulo, e as sequências catarinenses geradas neste trabalho. *Resinomycena petarensis* Desjardin, B. A. Perry & Stevani aparece como grupo irmão de

*Roridomyces roridus* (Fr.) Rexer (100% bs; 1,0 pp). Morfologicamente *Resinomyцена petarensis* e *Roridomyces roridus* apresentam diferenças consideráveis, para o melhor entendimento desta relação seria necessário incluir outras sequências de *Resinomyцена* na análise. *Mycena deformis* Maas Geest. & de Meijer é táxon irmão de *M. stylobates* (Pers.) P. Kumm. (66% bs; 0,9947 pp). A semelhança morfológica entre *Mycena deformis* e *M. stylobates* já foi discutida por Desjardin *et al.* (2016), os táxons se diferenciam significativamente no tamanho dos basidiomas e na estrutura das hifas corticais da pileipelis e caulocistídios (DESJARDIN; PERRY; STEVANI, 2016).

De acordo com a filogenia ITS de “*hydropoid*+Mycenaceae” (Material suplementar 2–Figura 1 da seção 4.1.2) os táxons *Mycena capillaripes*, *M. dura* e *M. olida* pertencem ao clado “*hydropoid*”, porém Cooper *et al.* (2018) inclui estes táxons na filogenia ITS de “Mycenaceae”. Na filogenia de Cooper *et al.* (2018) os três táxons citados encontram-se na base da árvore e com baixo suporte. Ao acrescentar as sequências de *Mycena capillaripes*, *M. dura* e *M. olida* na filogenia de “Mycenaceae” deste trabalho percebemos que eles ficam na porção basal, porém com alto suporte (100% bs; 1,0 pp) contrapondo-se à topologia encontrada na filogenia de “*hydropoid*+Mycenaceae”.

## Taxonomia

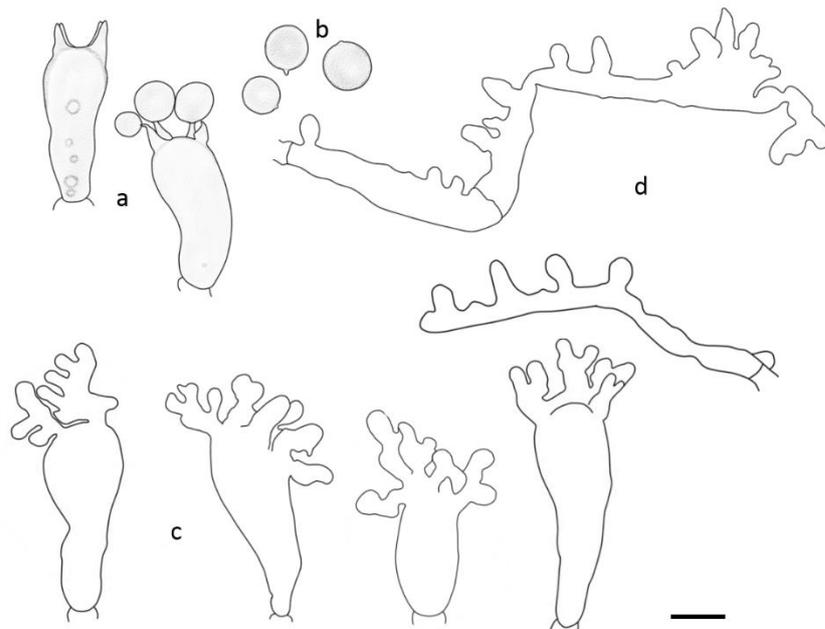
*Mycena fera* Maas Geest. & de Meijer, Verh. K. ned. Akad. Wet., tweede sect. 97:31 (1997)

(Figura 2)

Descrição:—*Pileo* 2–5 mm de diâmetro, campanulado a convexo, ruguloso, glabro, castanho claro [oac 641 a oac770 (Kramer 2004)] no centro; margem levemente sulcada, bege claro [oac 774 (Kramer 2004)]. *Lamelas* adnatas, amplas, distantes, brancas [oac 909 (Kramer 2004)] e branco acinzentadas, lamélulas presentes, margem inteira. *Estipe* 6–7 × <1–1 mm, central, flexível, cilíndrico, oco, glabro, branco [oac 909 (Kramer 2004)] a branco acinzentado, base clavada e com micélio basal. *Luminescência*: basidioma inteiro com luminescência esverdeada.

*Basidiósporos* (8–) 9–15 × (8–) 9–14 μm [ $x_{mr} = 10,60\text{--}11,75 \times 10,45\text{--}11,40 \mu\text{m}$ ,  $x_{mm} = 11,03 \pm 0,63 \times 10,78 \pm 0,53$ ,  $Q = 0,91\text{--}1,11$ ,  $Q_{mr} = 1\text{--}1,05$ ,  $Q_{mm} = 1,03 \pm 0,02$ ,  $n = 20$ ,  $s = 3$ ], globosos a subglobosos, hialinos, amiloides ao reagente de Melzer, parede lisa e delgada.

*Basídios* 28–43 × (8–) 10–16 (–18) µm, clavados, tetraesporados, fibulados. *Basidiolos* clavados. *Queilocistídios* (24–) 26–46 × (8–) 11–20 µm, clavados, hialinos, inamiloides, parede lisa e delgada, diverticulados, fibulados, ponta da lamela estéril; divertículos 3–16 × 2–6 µm, irregularmente cilíndricos, podem se ramificar, obtusos. *Pleurocistídios* 25–35 × 13–16 (–17) µm, clavados, hialinos, inamiloides, parede lisa e delgada, diverticulados, fibulados, presente em apenas um dos materiais, encontrados na região próxima a ponta da lamela; divertículos 8–16 × 2–5 µm, irregularmente cilíndricos, podem se ramificar, obtusos. *Trama da lamela* regular a subregular, hifas infladas, hialinas, dextrinoides, septadas, parede lisa e delgada. *Pileipelis* do tipo cutis, hifas cilíndricas 2–9 µm de diâmetro, hialinas, inamiloides, parede lisa e delgada, diverticuladas, fibuladas; divertículos 2–14 (–15) × 2–6 µm, irregularmente cilíndricos, podem se ramificar, obtusos. *Hipoderme* composta de hifas infladas 7–45 (–50) µm de diâmetro, hialinas, dextrinoides, septadas, parede lisa e delgada. *Estipetipelis* do tipo cutis, hifas corticais cilíndricas, 1–6 µm de diâmetro, hialinas, inamiloides, parede lisa e delgada, diverticuladas, fibuladas; divertículos 2–10 (–12) × 2–4 (–5) µm, às vezes ramificados, irregularmente cilíndricos, obtusos; não foram observados elementos terminais; hifas medulares paralelas, 6–22 µm de diâmetro, cilíndricas e infladas, hialinas, dextrinoides, septadas, parede lisa e delgada; foram observadas algumas hifas oleíferas na estipetipelis.



**Figura 2** – *Mycena fera*. a. Basídios. b. Basidiósporos. c. Queilocistídios. d. Hifas corticais da pileipelis. Escala= 10 µm. Ilustração: A. Clara de A. Borges.

Hábito e hábitat:—Basidiomas solitários crescendo sobre tronco de árvore viva não identificada na Mata Atlântica.

Distribuição:— Brasil (Paraná, Santa Catarina e São Paulo).

Espécimes examinados:—BRASIL, Santa Catarina, Florianópolis, Caieira da Barra do Sul, margem do rio do Estaleiro, 27°47'43.63"S, 48°33'37.09"W, 12 de janeiro de 2018, A. G. Parise, AGP036, AGP037 (FLOR) e L. A. Parise; BRASIL, Santa Catarina, Florianópolis, Caieira da Barra do Sul, margem do rio do Estaleiro, 09 de janeiro de 2017, M. E. A. Borges, DUDA033 (FLOR), A. G. Parise e L. G. Kretzer.

Comentários:—Os espécimes de *Mycena fera* coletados em Santa Catarina são semelhantes aos espécimes coletados no Paraná. Apesar de muitas características dos espécimes catarinenses também se assemelharem a *Mycena globulispora*, a morfologia dos divertículos dos queilocistídios e das hifas corticais da pileipelis e estipetipelis foi determinante para a identificação dos espécimes catarinenses como *M. fera*. Os divertículos encontrados em *Mycena globulispora* são morfologicamente dediformes, lembrando lobos, e são menos numerosos, já os divertículos de *M. fera* são mais longos e estreitos, numerosos e com diversas ramificações (Cortés-Pérez *et al.* 2019; Desjardin *et al.* 2016; Maas Geesteranus & de Meijer 1997). Não existem sequências de DNA de *Mycena fera* nos bancos de dados para que um comparativo molecular pudesse ser feito entre os espécimes catarinenses com *M. fera* e com *M. globulispora*.

Os basídios dos espécimes de *Mycena fera* coletados em Santa Catarina são levemente maiores (alcançando 40 µm de comprimento) quando comparados ao tamanho descrito por Desjardin *et al.* (2016) (até 35 µm de comprimento) e Maas Geesteranus & de Meijer (1997) (até 30 µm de comprimento). Outra diferença encontrada entre os espécimes catarinenses de *Mycena fera* com os registrados para o Paraná e São Paulo foi a presença, em um dos espécimes catarinenses, de pleurocistídios morfologicamente similares aos queilocistídios e localizados próximos à ponta da lamela (Desjardin *et al.* 2016; Maas Geesteranus & de Meijer 1997). As hifas da hipoderme de *Mycena fera* podem chegar a 34 µm de largura (Maas Geesteranus & de Meijer 1997), porém um dos espécimes de Santa Catarina apresentou hifas de 45–50 µm de largura.

*Mycena fera* se assemelha morfologicamente com *Mycena globulispora* Maas Geest. & de Meijer e *Mycena abieticola* Singer. *Mycena abieticola* tem os basídios biesporados e não fibulados, os queilocistídios podem alcançar no máximo 30 µm de comprimento e seus divertículos são pequenos (1–12 × 0,5–2,5 µm), as hifas corticais da pileipelis e estipetipelis

são espinuladas (pequenos divertículos) (DESJARDIN; PERRY; STEVANI, 2016). Contrapondo, *Mycena fera* tem basídios tetraesporados e fibulados, os queilocistídios podem alcançar 50 µm de comprimento e seus divertículos são grandes (5–24 × 2,5–10 µm), as hifas corticais da pileipelis e estipetipelis são diverticuladas (divertículos grandes, chegando a 27 µm de comprimento) (Desjardin *et al.* 2016; Maas Geesteranus & de Meijer 1997). *Mycena globulispora* tem os queilocistídios levemente menores (18–43 × 6,5–29 µm), os divertículos dos queilocistídios, hifas corticais da pileipelis e estipetipelis também são menores (1–14 (–20) × 1,8–6 µm) quando comparados aos de *Mycena fera* (Cortés-Pérez *et al.* 2019; Desjardin *et al.* 2016; Maas Geesteranus & de Meijer 1997).

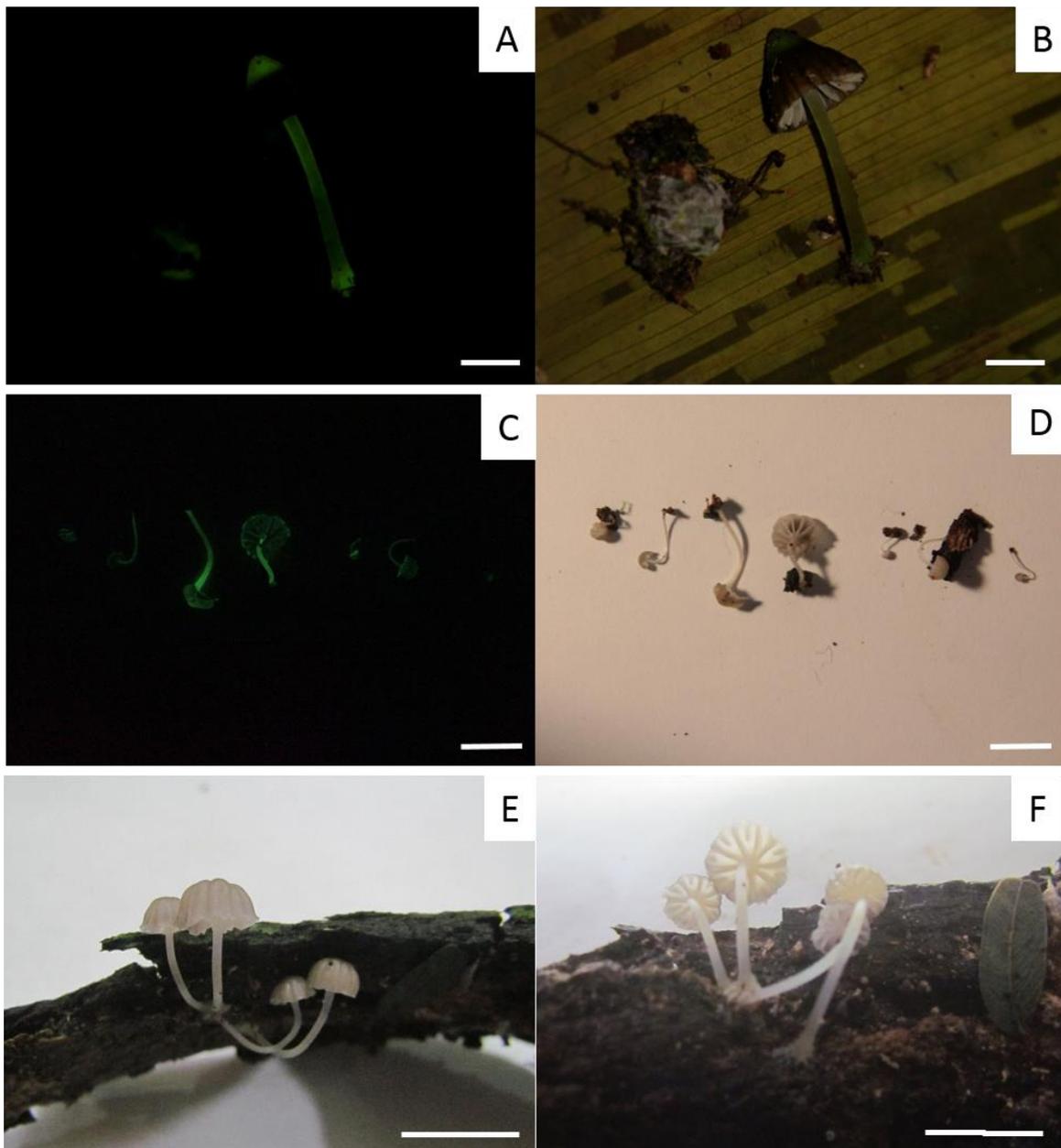
***Mycena globulispora*** Maas Geest. & de Meijer, Verh. K. ned. Akad. Wet., tweede sect. 97:33 (1997)

(Figura 3 e 4)

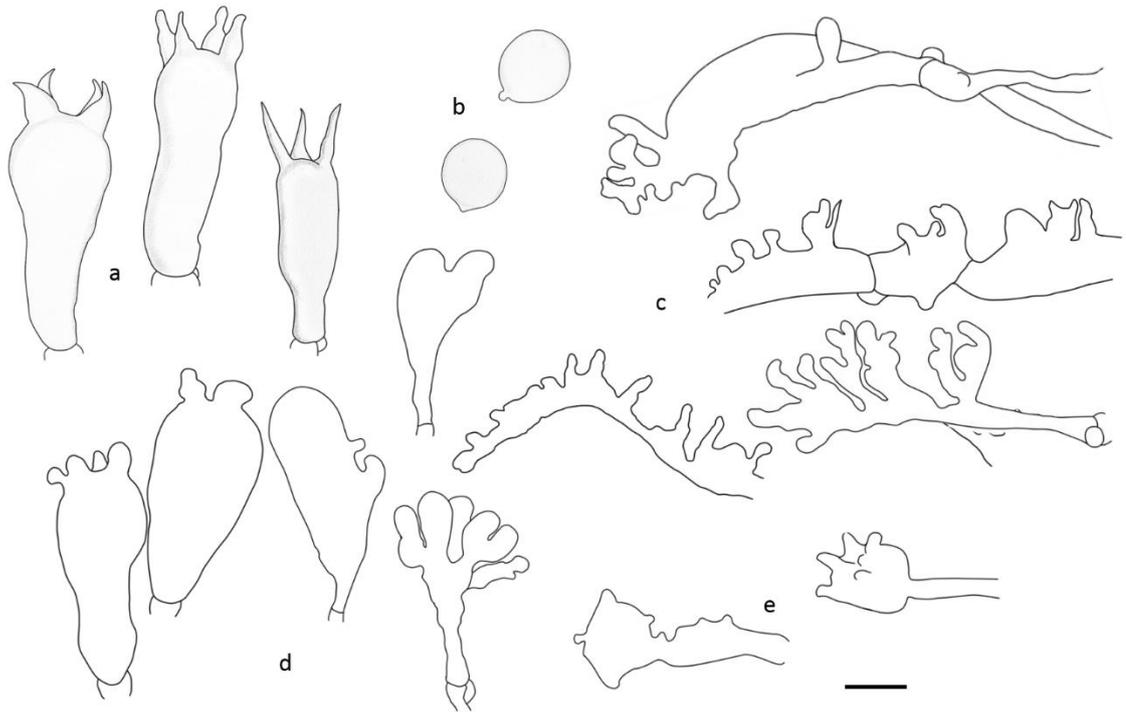
Descrição:—*Pileo* 2–9 mm de diâmetro, campanulado a convexo, podendo ser cônico ou pulvinado, ruguloso, glabro, às vezes de aspecto velutíneo, bege [oac 753 a 781 (Kramer 2004)] a castanho claro [oac 641 (Kramer 2004)], castanho claro [oac 641 (Kramer 2004)], castanho vinosa [oac 661 (Kramer 2004)] a marrom escuro levemente acinzentado [53D (Kornerup & Wanscher 1978)] no centro; margem sulcada a estriada, branca a branca acinzentada [oac 909 a 907 (Kramer 2004)] ou bege clara [oac 676 (Kramer 2004)]. *Lamelas* adnatas a decurrentes, amplas, distantes, brancas a branco acinzentadas [oac 909 a 907 (Kramer 2004)], lamélulas presentes, margem inteira e lisa. *Estipe* 1–22 × <1 mm, central, flexível, cilíndrico, oco, glabro, às vezes de aspecto velutíneo ou perolado, branco a branco acinzentado [oac 909 a 907 (Kramer 2004)], pode ter a porção basal em tons de bege a marrom claro [oac 732 (Kramer 2004)], base clavada e pode ter disco basal branco. *Luminescência*: basidioma inteiro e disco basal com luminescência esverdeada.

*Basidiósporos* (7–) 8–13 (–15) × 8–12 (–14) µm [ $x_{mr} = 9,70-12,15 \times 8,45-11,70$  µm,  $x_{mm} = 10,90 \pm 0,62 \times 10,70 \pm 0,84$ ,  $Q = 0,77-1,29$ ,  $Q_{mr} = 0,96-1,13$ ,  $Q_{mm} = 1,02 \pm 0,05$ ,  $n = 20$ ,  $s = 11$ ], globosos a subglobosos, hialinos, amiloides ao reagente de Melzer, parede lisa e delgada. *Basídios* (26–) 28–50 (–65) × (9–) 11–19 (–20) µm, clavados a amplamente clavados, tetraesporados, fibulados, esterigmas podem chegar a 10 µm, em alguns basidiomas os esterigmas podem alcançar os 15 µm de comprimento. *Basidiolos* clavados. *Queilocistídios*

20–40 (–60) × (4–) 7–20 µm, clavados a amplamente clavados, hialinos, inamiloides, parede lisa e delgada, diverticulados, fibulados; divertículos 2–16 (–18) × 2–7 (–10) µm, irregularmente cilíndricos, podem se ramificar, obtusos. *Pleurocistídios* ausentes. *Trama da lamela* regular a subregular, hifas infladas, às vezes subglobulares, hialinas, dextrinoides, septadas, parede lisa e delgada. *Pileipelis* do tipo cutis, hifas cilíndricas 2–11 (–23) µm de diâmetro, hialinas, inamiloides, parede lisa e delgada, diverticuladas, fibuladas; divertículos (1–) 2–14 (–45) × (1–) 2–6 µm, irregularmente cilíndricos, podem se ramificar, obtusos; não foram observados elementos terminais na maioria dos espécimes, quando presentes 12–35 × (9–) 11–18 µm, diverticulados; divertículos projetados para fora da pileipelis, 5–8 × 2–4 µm, irregularmente cilíndricos, obtusos. *Hipoderme* composta de hifas infladas (5–) 7–37 µm de diâmetro, subglobulares, hialinas, dextrinoides, septadas, algumas vezes apresentando pigmentação plasmática marrom, parede lisa e delgada. *Estipetipelis* do tipo cutis, hifas corticais cilíndricas, 1–6 (–8) µm de diâmetro, hialinas, inamiloides, parede lisa e delgada, diverticuladas, fibuladas; divertículos (1–) 2–9 (–15) × 2–6 (–8) µm, às vezes ramificados, irregularmente cilíndricos, obtusos; não foram observados elementos terminais; hifas medulares paralelas, 3–28 µm de diâmetro, cilíndricas e infladas, hialinas, dextrinoides, septadas, parede lisa e delgada.



**Figura 3** – *Mycena globulispora* (Santa Catarina, Brasil). A. Basidioma e micélio bioluminescentes (DUDA080) (Foto: A. N. M. Furtado). B. Basidioma sob exposição de luz (DUDA080) (Foto: A. N. M. Furtado). C. Basidioma bioluminescente (AGP026) (Foto: T. Fontana). D. Basidioma sob exposição de luz (AGP026) (Foto: A. G. Parise). E. Basidioma sob exposição de luz (DUDA034) (Foto: M. E. de A. Borges). F. Himenóforo sob exposição de luz (DUDA034) (Foto: M. E. de A. Borges). Escala= 1 cm.



**Figura 4** – *Mycena globulispora*. a. Basídios. b. Basidiósporos. c. Hifas corticais da pileipellis. d. Queilocistídios. e. Caulocistítidos. Escala= 10  $\mu$ . Ilustrações: A. C. de A. Borges.

Hábito e hábitat:—Basidiomas solitários ou gregários, quando gregários crescendo dispersos. Crescem sobre casca de *Piptadenia gonoacantha* (Mart.) J. F. Macbr. (pau-jacaré) ou casca de *Coffea* sp. L. (cafeeiro) viva, também podem crescer sobre caule de cipó vivo ou entre musgos na casca morta de árvore viva não identificada na Mata Atlântica. Ainda pode ser encontrada na casca coberta de musgo ou tronco em decomposição de *Liquidambar styraciflua* L. (liquidâmbar) em florestas nebulares.

Distribuição:—Brasil (Paraná, Santa Catarina e São Paulo) e México (Veracruz).

Espécimes examinados:—BRASIL, Santa Catarina, Florianópolis, Caieira da Barra do Sul, margem do rio do Estaleiro, 27°47'44"S, 48°33'38"W, 12 de outubro de 2015, A. G. Parise, AGP020, AGP021 (FLOR); BRASIL, Santa Catarina, Florianópolis, Caieira da Barra do Sul, margem do rio do Estaleiro, 27°47'43.63"S, 48°33'37.09"W, 03 de abril de 2017, A. G. Parise, AGP026, AGP027 (FLOR) e L. A. Parise; BRASIL, Santa Catarina, Florianópolis, Caieira da Barra do Sul, margem do rio do Estaleiro, 26 de janeiro de 2017, M. E. de A. Borges, DUDA025, DUDA026 (FLOR), A. G. Parise, L. G. Kretzer e L. A. Parise; BRASIL, Santa Catarina, Florianópolis, Caieira da Barra do Sul, margem do rio do Estaleiro, 09 de abril

de 2017, M. E. de A. Borges, DUDA030, DUDA031, DUDA034 (FLOR), A. G. Parise e L. G. Kretzer; BRASIL, Santa Catarina, Florianópolis, Caieira da Barra do Sul, margem do rio Estaleiro, 19 de setembro de 2017, A. G. Parise, AGP030 (FLOR) e L. A. Parise; BRASIL, Santa Catarina, Santa Rosa de Lima, Pousada Vitória, trilha ecológica, 25 de janeiro de 2019, M. E. de A. Borges, DUDA080, DUDA081 (FLOR), A. N. M. Furtado, M. A. Neves, C. C. Genebra, K. Beppler e J. Baumann.

Comentários:—Os espécimes coletados em Santa Catarina são similares às descrições de *Mycena globulispora* do Brasil – Paraná (Maas Geesteranus & de Meijer 1997) e São Paulo (DESJARDIN; PERRY; STEVANI, 2016) – e do México –Veracruz (CORTÉS-PÉREZ et al., 2019). Como registrado por Cortés-Pérez *et al.* (2019) e Desjardin *et al.* (2016), os espécimes de Santa Catarina não têm pleurocistídios, diferente do que Maas Geesteranus & de Meijer (1997) descreveram para o tipo nomenclatural de *Mycena globulispora*. Outra diferença das *M. globulispora* descritas por Maas Geesteranus & de Meijer (1997) com relação às descritas por Cortés-Pérez *et al.* (2019), Desjardin *et al.* (2016) e as catarinenses é quanto a frequência dos divertículos nas hifas corticais da pileipelis que normalmente são abundantes (CORTÉS-PÉREZ et al., 2019; DESJARDIN; PERRY; STEVANI, 2016). Em alguns espécimes catarinenses foi observada a presença de pigmentação marrom nas hifas da hipoderme como registrado por Cortés-Pérez *et al.* (2019) nos espécimes mexicanos. Apenas o estipe e himenóforo haviam sido registrados emitindo luminescência esverdeada em *Mycena globulispora* (DESJARDIN; PERRY; STEVANI, 2016), Cortés-Pérez *et al.* (2019) observaram que algumas vezes o píleo poderia emitir luminescência esverdeada. Os espécimes catarinenses de *M. globulispora* têm em sua grande maioria o basidioma inteiramente emitindo luminescência, assim como o micélio basal.

Alguns espécimes de Santa Catarina se diferenciaram no tamanho dos basídios, sendo levemente maiores, podendo alcançar os 55 e 65  $\mu\text{m}$  de comprimento, enquanto que o comprimento máximo reportado para *M. globulispora* na literatura é de 52  $\mu\text{m}$  de comprimento (DESJARDIN; PERRY; STEVANI, 2016). Foi observado ainda que um dos espécimes de Santa Catarina apresentava basídios mais estreitos, (7–) 9–12  $\mu\text{m}$ , enquanto que a largura dos basídios de *M. globulispora* descritas é de 11–18 (–19)  $\mu\text{m}$  (CORTÉS-PÉREZ et al., 2019), 11–12,5  $\mu\text{m}$  (DESJARDIN; PERRY; STEVANI, 2016) e 11,5–13,5  $\mu\text{m}$  (Maas Geesteranus & de Meijer 1997). Os basidiósporos de alguns espécimes de Santa Catarina são levemente maiores (10–15  $\times$  10–14  $\mu\text{m}$ ) em relação as descrições de Cortés-Pérez *et al.*

(2019) ( $8-13 \times 7,5-12,5 \mu\text{m}$ ), Desjardin *et al.* (2016) ( $9,6-13 \times 9,3-12,8$ ) e Maas Geesteranus & de Meijer (1997) ( $9,8-10,7 \times 8,9-10,3 \mu\text{m}$ ).

Não foram observados elementos terminais da pileipelis e estipetipelis em alguns espécimes catarinenses, diferente do descrito na literatura onde estes são comuns e grandes (alcançando  $50 \mu\text{m}$  de comprimento) (Cortés-Pérez *et al.* 2019; Desjardin *et al.* 2016; Maas Geesteranus & de Meijer 1997), quando estes estavam presentes suas dimensões eram menores (até  $35 \mu\text{m}$  de comprimento). De acordo com Cortés-Pérez *et al.* (2019), Desjardin *et al.* (2016) e Maas Geesteranus & de Meijer (1997) os divertículos das hifas corticais da pileipelis e estipetipelis de *M. globulispora* podem alcançar  $14 \mu\text{m}$  de comprimento, porém alguns espécimes catarinenses tiveram divertículos de  $20$  e  $45 \mu\text{m}$  de comprimento.

*Mycena singeri* Lodge e *Mycena fera* Maas Geest. & de Meijer são táxons com similaridade morfológica com *Mycena globulispora*. *Mycena singeri* se diferencia por ter o píleo em coloração mais avermelhada (DESJARDIN; CAPELARI; STEVANI, 2007; LODGE, 1988), enquanto que *M. globulispora* tem o píleo em tons de marrom e castanho acinzentados (Cortés-Pérez *et al.* 2019; Desjardin *et al.* 2016; Mass Geesteranus & de Meijer 1997); a margem das lamelas de *M. singeri* é marrom avermelhada (DESJARDIN; CAPELARI; STEVANI, 2007; LODGE, 1988), já *M. globulispora* tem a margem da lamela da mesma cor que o restante da lamela, em tons de branco a branco acinzentado (Cortés-Pérez *et al.* 2019; Desjardin *et al.* 2016; Maas Geesteranus & de Meijer 1997); micromorfologicamente *M. singeri* pode ser biesporada (LODGE, 1988), os queilocistídios são lobados e podem ter conteúdo marrom rosado (DESJARDIN; CAPELARI; STEVANI, 2007; LODGE, 1988), enquanto que *M. globulispora* os basídios são sempre tetraesporados, os queilocistídios são diverticulados e hialinos (Cortés-Pérez *et al.* 2019; Desjardin *et al.* 2016; Maas Geesteranus & de Meijer 1997)

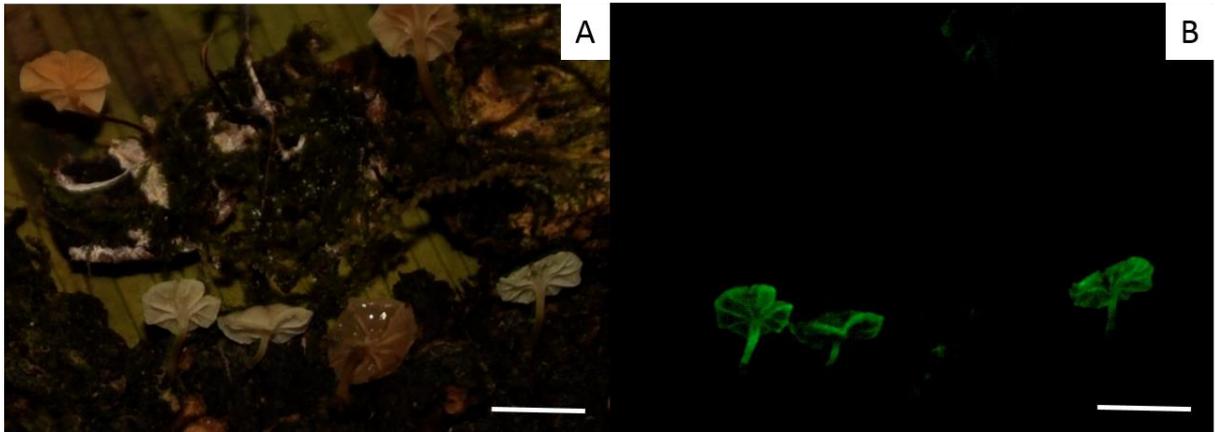
*Mycena fera* se assemelha muito morfológicamente com *M. globulispora*, as principais diferenças entre as espécies estão na micromorfologia. Os queilocistídios de *M. fera* ( $24-50 \times 3-22 \mu\text{m}$ ) são levemente maiores (Desjardin *et al.* 2007; Maas Geesteranus & de Meijer 1997) que os de *M. globulispora* ( $18-43 \times 6,5-29 \mu\text{m}$ ) (Cortés-Pérez *et al.* 2019; Desjardin *et al.* 2016; Maas Geesteranus & de Meijer 1997), assim como os divertículos dos queilocistídios e hifas corticais da pileipelis e estipetipelis – *M. fera*  $3-27 \times 1-10 \mu\text{m}$  (Desjardin *et al.* 2007; Maas Geesteranus & de Meijer 1997) e *M. globulispora*  $1-14 (-20) \times 1,8-6 \mu\text{m}$  (Cortés-Pérez *et al.* 2019; Desjardin *et al.* 2016; Maas Geesteranus & de Meijer 1997).

*Mycena oculisymphae* Desjardin, B. A. Perry & Stevani, Mycologia 108 (6): 1169 (2016)

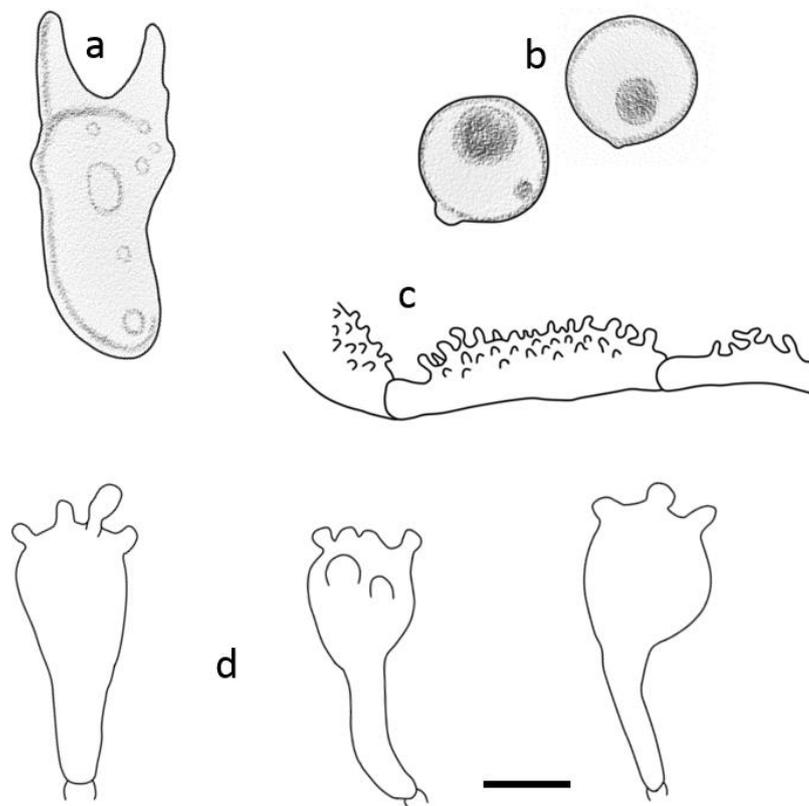
(Figura 5 e 6)

Descrição:—*Pileo* 1–4 mm de diâmetro, convexo, às vezes plano levemente deprimido, glabro, seco, amarelo pálido [oac 813 a 814 (Kramer 2004)] tornando-se mais escuro no centro, branco alaranjado [52A (Kornerup & Wanscher 1978)] ou laranja pálido [53A (Kornerup & Wanscher 1978)] a laranja acinzentado [54B (Kornerup & Wanscher 1978)]; margem reta ou levemente sulcada. *Lamelas* adnatas, estreitas a levemente amplas, distantes, brancas a creme [oac 909 a 900 (Kramer 2004)] ou branco alaranjadas [52A (Kornerup & Wanscher 1978)] a laranja acinzentadas [54B (Kornerup & Wanscher 1978)], às vezes intercaladas por lamélulas, margem inteira. *Estipe* 3–11 × <1 mm, central, flexível, cilíndrico, oco, glabro, às vezes de aspecto acetinado, branco a creme [oac 909 a 900 (Kramer 2004)], branco amarelado pálido [oac 857 (Kramer 2004)] ou laranja amarronzado [53C (Kornerup & Wanscher 1978)], pode ter a porção basal em tons de marrom [68E (Kornerup & Wanscher 1978)] a marrom escuro [67F (Kornerup & Wanscher 1978)], base clavada. *Luminescência*: basidioma inteiro com luminescência esverdeada.

*Basidiósporos* 10–14 × (8–) 10–14 µm [ $x_{mr} = 11,60\text{--}12,70 \times 11,15\text{--}13,50$  µm,  $x_{mm} = 12,15 \pm 0,78 \times 12,33 \pm 1,66$ ,  $Q = 0,92\text{--}1,25$ ,  $Q_{mr} = 1\text{--}1,05$ ,  $Q_{mm} = 1,02 \pm 0,03$ ,  $n = 20$ ,  $s = 2$ ], globosos a subglobosos, hialinos, amiloides ao reagente de Melzer, parede lisa e delgada. *Basídios* (19–) 24–31 × 10–16 µm, amplamente clavados, biesporados, fibulados. *Basídiolos* clavados. *Queilocistídios* (18–) 20–33 × 7–13 µm, clavados, hialinos, inamiloides, parede lisa e delgada, diverticulados; divertículos 1–6 × <1–2 µm, lembram pequenos espinhos, irregularmente cilíndricos, obtusos. *Pleurocistídios* ausente. *Trama da lamela* regular a subregular, hialinas, dextrinoides, parede lisa e delgada. *Pileipelis* do tipo cutis, hifas cilíndricas 2–13 µm de diâmetro, às vezes infladas, hialinas, inamiloides, parede lisa e delgada, diverticuladas, fibuladas; divertículos 1–7 × 1–2 (–3) µm, lembram pequenos espinhos, irregularmente cilíndricos, obtusos. *Hipoderme* composta de hifas infladas 7–20 (–22) µm de diâmetro, subglobulares, hialinas, dextrinoides, septadas, parede lisa e delgada. *Estipetipelis* do tipo cutis, hifas corticais cilíndricas, 1–11 (–12) µm de diâmetro, hialinas, inamiloides, parede lisa e delgada, diverticuladas, fibuladas; divertículos 1–7 × 1–3 µm, lembram pequenos espinhos, irregularmente cilíndricos, obtusos; hifas medulares paralelas, 3–15 µm de diâmetro, cilíndricas e infladas, hialinas, dextrinoides, septadas, parede lisa e delgada.



**Figura 5** – *Mycena oculisymphae* (Santa Catarina, Brasil). A. Basidioma sob exposição de luz (DUDA085) (Foto: A. N. M. Furtado). B. Basidioma bioluminescente (DUDA085) (Foto: A. N. M. Furtado). Escala= 5 mm.



**Figura 6** – *Mycena oculisymphae*. a. Basídio. b. Basidiósporos. c. Hifa cortical da pileipellis. d. Queilocistídios. Escala= 10  $\mu$ m. Ilustrações: A. C. de A. Borges.

Hábito e hábitat:—Basidiomas gregários, às vezes formando um anel ou crescendo dispersos. Crescem sobre casca de árvores vivas não identificadas ou em galhos podres e casca de árvores dicotiledôneas não identificadas na Mata Atlântica.

Distribuição:—Brasil (Santa Catarina e São Paulo).

Espécimes examinados:— BRASIL, Santa Catarina, Florianópolis, Caieira da Barra do Sul, encosta do morro do Trombudo, trilha para o pasto da Vó Isaura, 09 de abril de 2017, M. E. de A. Borges, DUDA032 (FLOR), A. G. Parise, L. G. Kretzer; BRASIL, Santa Catarina, Santa Rosa de Lima, Pousada Vitória, trilha ecológica, 25 de janeiro de 2019, M. E. de A. Borges, DUDA085 (FLOR), A. N. M. Furtado, M. A. Neves, C. C. Genebra, K. Beppler e J. Baumann.

Comentários:—Os espécimes coletados em Santa Catarina concordam morfológicamente com a descrição morfológica de *Mycena oculisnympheae* dos espécimes coletados em São Paulo. A margem do píleo dos espécimes de Santa Catarina é reta e levemente sulcada, diferente do que foi registrado para os espécimes de São Paulo onde a margem é encurvada ou decurvada (DESJARDIN; PERRY; STEVANI, 2016). O estipe dos espécimes paulistas é sólido e com um leve micélio basal (DESJARDIN; PERRY; STEVANI, 2016), diferente dos espécimes catarinenses de *Mycena oculisnympheae* que apresentam o estipe oco e base clavada.

Na micromorfologia os espécimes de *M. oculisnympheae* coletados em Santa Catarina apresentam basídios fibulados e hifas corticais da pileipelis e estipetipelis levemente mais largas (pileipelis: até 13  $\mu\text{m}$ ; estipetipelis: até 12  $\mu\text{m}$ ), já os espécimes de São Paulo não apresentam basídios fibulados e as hifas corticais da pileipelis e estipetipelis de largura máxima 10 e 8  $\mu\text{m}$ , respectivamente (DESJARDIN; PERRY; STEVANI, 2016). Ainda, não foram observados elementos terminais da pileipelis nos espécimes de *Mycena oculisnympheae* de Santa Catarina.

*Mycena oculisnympheae* é similar a *Mycena abieticola* Singer. De acordo com Desjardin *et al.* (2016), *M. oculisnympheae* tem basidiomas menores (píleo 2–4,5 mm; estipe glabro: 1–5 (–7)  $\times$  0,2–0,5 (–0,8) mm), enquanto *M. abieticola* tem um píleo de 5 mm e o estipe é pruinoso podendo alcançar 15 mm de comprimento. O píleo de *Mycena abieticola* é levemente peludo/hirsuto com pileocistídios de 70  $\times$  3  $\mu\text{m}$ , diferente de *M. oculisnympheae* que tem o píleo glabro e sem pileocistídios, os elementos terminais da pileipelis chegam a 50  $\mu\text{m}$  (DESJARDIN; PERRY; STEVANI, 2016). Os queilocistídios de *M. oculisnympheae* são

levemente maiores ( $16\text{--}32 \times 6,5\text{--}12,5 \mu\text{m}$ ) do que os de *M. abieticola* (no máximo  $30 \mu\text{m}$  de comprimento) (DESJARDIN; PERRY; STEVANI, 2016).

***Mycena* sp. 1** Borges & M.A. Neves *sp. nov.*

(Figura 7 e 8)

Diagnose:—Similar micromorfológicamente a *Mycena luxperpetua*, se diferencia por ter basídios somente tetraesporados, ausência de pleurocistídios, ausência de subhimênio e trama do píleo não desenvolvida. Basidiomas com coloração marrom acinzentado, superfícies do píleo seca, margem do píleo marrom clara, estipe não se expande no ápice, superfície do estipe seca e glabra.

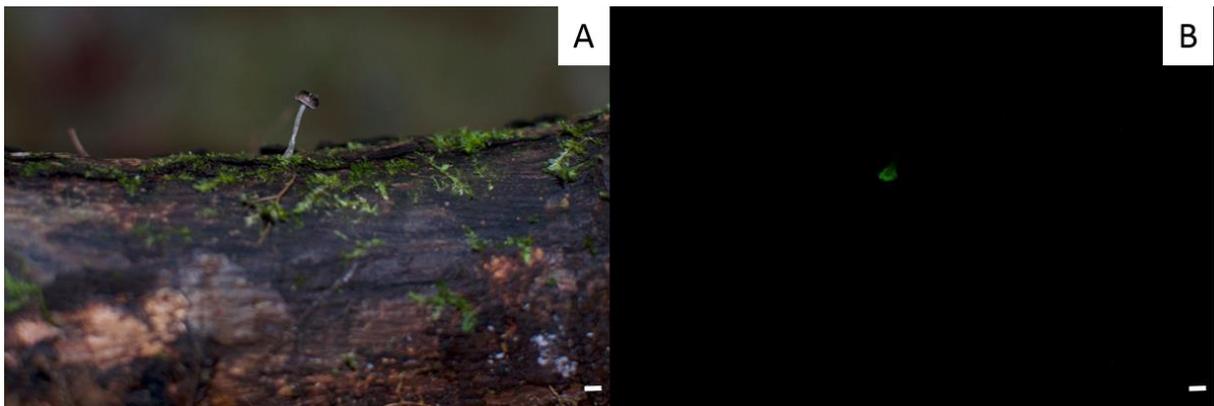
Etimologia:—

Holótipo:—BRASIL, Santa Catarina, Florianópolis, Caieira da Barra do Sul, margem do rio do Estaleiro, 09 de abril de 2017, coletado por M. E. de A. Borges, DUDA029 (FLOR), A. G. Parise, L. G. Kretzer.

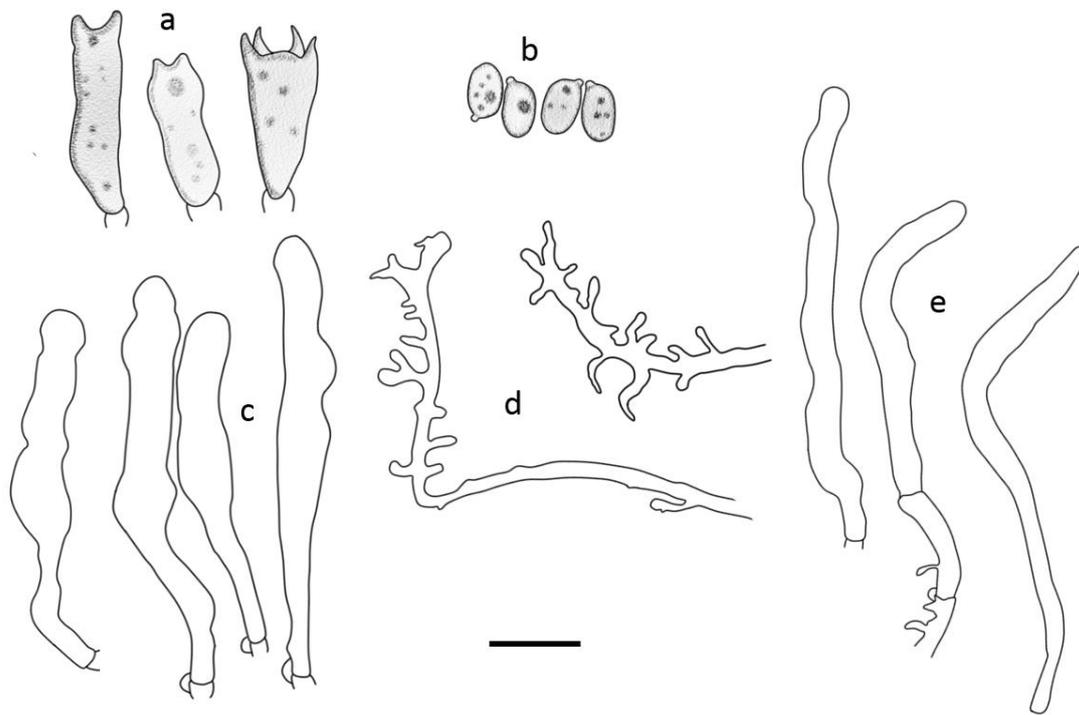
Descrição:—*Píleo* 2–4 mm de diâmetro, campanulado a convexo, às vezes pulvinado, glabro a levemente ruguloso, úmido, castanho acinzentado [oac 640 (Kramer 2004)], tornando-se mais escuro no centro ou bege [oac 753 a 781 (Kramer 2004)] a castanho claro [oac 641 (Kramer 2004)], nas margens pode se tornar castanho claro [oac 641 (Kramer 2004)] ou branco acinzentados [oac 907 (Kramer 2004)]; margem reta ou levemente sulcada. *Lamelas* adnatas a decurrentes, estreitas a levemente amplas, distantes, brancas a branco acinzentadas [oac 909 a 907 (Kramer 2004)], intercaladas por lamélulas, margem inteira. *Estipe* 1–9  $\times$  <1–1 mm, central, flexível, cilíndrico, oco, glabro, de aspecto perolado, branco a branco acinzentado [oac 909 a 907 (Kramer 2004)], base redonda com disco basal branco [oac 909 (Kramer 2004)]. *Luminescência*: basidioma inteiro com luminescência esverdeada, em alguns espécimes somente o micélio basal emitia luminescência esverdeada.

*Basidiósporos* (5–) 6–9 (–10)  $\times$  (3–) 4–6 (–7)  $\mu\text{m}$  [ $x_{\text{mr}} = 6,25\text{--}7,75 \times 3,70\text{--}4,70 \mu\text{m}$ ,  $x_{\text{mm}} = 6,97 \pm 0,53 \times 4,28 \pm 0,38$ ,  $Q = 1,20\text{--}2,66$ ,  $Q_{\text{mr}} = 1,48\text{--}1,78$ ,  $Q_{\text{mm}} = 1,61 \pm 0,13$ ,  $n = 20$ ,  $s = 5$ ], elipsoides, hialinos, amiloides ao reagente de Melzer, parede lisa e delgada. *Basídios* (17–) 20–30  $\times$  (5–) 6–8 (–10)  $\mu\text{m}$ , clavados, tetraesporados, às vezes fibulados. *Basidiolos* clavados. *Queilocistídios* (24–) 26–52 (–65)  $\times$  4–7 (–8)  $\mu\text{m}$ , fusóide-ventricosos a estrangulados, irregularmente cilíndricos, hialinos, inamiloides, parede lisa e delgada, às vezes fibulados,

ponta da lamela estéril. *Pleurocistídios* ausentes. *Trama da lamela* regular a subregular, hialinas, dextrinoides, parede lisa e delgada. *Pileipelis* do tipo ixocutis, hifas cilíndricas (1–) 2–6 (–7)  $\mu\text{m}$  de diâmetro, hialinas, inamiloides, parede lisa e delgada, diverticuladas quando na porção terminal da pileipelis, fibuladas; divertículos (1–) 2–7 (–9)  $\times$  1–3 (–4)  $\mu\text{m}$ , irregularmente cilíndricos, obtusos. *Hipoderme* composta de hifas infladas (7–) 8–22 (–31)  $\mu\text{m}$  de diâmetro, subglobulares, hialinas, dextrinoides, septadas, algumas vezes apresentando pigmentação plasmática marrom, parede lisa e delgada. *Estipetipelis* do tipo ixocutis, hifas corticais cilíndricas, 1–4 (–5)  $\mu\text{m}$  de diâmetro, hialinas, inamiloides, parede lisa e delgada, diverticuladas, fibuladas; divertículos (1–) 2–7 (–8)  $\times$  1–3  $\mu\text{m}$ , irregularmente cilíndricos, obtusos; hifas medulares paralelas, (5–) 6–16 (–19)  $\mu\text{m}$  de diâmetro, cilíndricas e infladas, hialinas, dextrinoides, septadas, parede lisa e delgada. *Caulocistídios* 19–23  $\times$  5  $\mu\text{m}$ , raros, fusóide-ventricosos a estrangulados, irregularmente cilíndricos, hialinos, inamiloides, parede lisa e delgada.



**Figura 7** – *Mycena* sp. 1 (Santa Catarina, Brasil). A. Basidioma sob exposição de luz (DUDA044) (Foto: A. N. M. Furtado). B. Micélio basal bioluminescente (DUDA44) (Foto: A. N. M. Furtado). Escala= 3 mm.



**Figura 8** – *Mycena* sp. 1. a. Basídio. b. Basidiósporos. c. Queilocistídios. d. Hifas corticais da pileipelis e estipetipelis. e. Caulocistídios. Escala= 10  $\mu$ m. Ilustrações: A. C. de A. Borges.

Hábito e hábitat:—Basidiomas solitários ou gregários, crescendo sobre tronco em decomposição de árvore não identificada ou sobre casca de *Piptadenia gonoacantha* (Mart.) J. F. Macbr. (pau-jacaré) viva na Mata Atlântica.

Distribuição:—Brasil (Santa Catarina).

Espécimes examinados:— BRASIL, Santa Catarina, Florianópolis, Caieira da Barra do Sul, margem do rio do Estaleiro, 09 de abril de 2017, coletado por M. E. de A. Borges, DUDA029 (FLOR), A. G. Parise, L. G. Kretzer; BRASIL, Santa Catarina, Florianópolis, Caieira da Barra do Sul, 19 de setembro de 2017, coletado por A. G. Parise, AGP029 (FLOR) e L. A. Parise; BRASIL, Santa Catarina, Florianópolis, Caieira da Barra do Sul, margem do rio do Estaleiro, 27°47'44.78"S, 48°33'37.93"W, 12 de janeiro de 2018, coletado por A. G. Parise, AGP032, AGP038 (FLOR) e L. A. Parise; BRASIL, Santa Catarina, Águas Mornas, Sítio Borboleta Azul, 13 de abril de 2018, coletado por M. E. de A. Borges, DUDA044 (FLOR), A. N. M. Furtado, D. Andrade, L. Ferst, A. de Camargo, M. R. C. Simon e M. C. Slodkowski.

Comentários:—*Mycena* sp. 1 se assemelha morfológicamente com táxons de *Mycena* sect. *Insignes* Maas Geest. e sect. *Espeireae* Maas Geest., devido ao formato dos esporos e queilocistídios, hifas corticais da pileipelis e estipetipelis imersas sobre uma matriz gelatinosa (ixocutis). Micromorfológicamente *Mycena* sp. 1 se assemelha a *Mycena luxperpetua* Desjardin, B. A. Perry & Lodge e *Mycena luxaeterna* Desjardin, B. A. Perry & Stevani. De acordo com Desjardin *et al.* (2010) *Mycena luxperpetua* e *M. luxaeterna* podem ter basídios biesporados, o que não foi observado em *Mycena* sp. 1. *Mycena luxaeterna* tem basídios, basidiósporos e queilocistídios menores [basídios:  $22-25 \times 6,4-7 \mu\text{m}$ ; basidiósporos:  $6,5-8,3 \times 3,2-4 \mu\text{m}$ ; queilocistídios:  $27-45 \times 5,4-7,5 \mu\text{m}$  (DESJARDIN *et al.*, 2010)] quando comparados com os de *Mycena* sp. 1 (basídios:  $20-30 \times (5-) 6-8 (-10) \mu\text{m}$ ; basidiósporos:  $6-9 (-10) \times (3-) 4-6 (-7) \mu\text{m}$ ; queilocistídios:  $26-52 (-65) \times 4-7 (-8) \mu\text{m}$ ). Ainda, *Mycena luxaeterna* tem a hipoderme indiferenciada (DESJARDIN *et al.*, 2010) enquanto *Mycena* sp. 1 tem uma hipoderme bem evidente composta de hifas infladas, cilíndricas e subglobosas. *Mycena* sp. 1 tem hifas medulares da estipetipelis mais largas,  $(5-) 6-16 (-19) \mu\text{m}$ , quando comparadas com as hifas de *M. luxaeterna*,  $3-16 (-20) \mu\text{m}$  (DESJARDIN *et al.*, 2010). A principal diferença entre *M. luxperpetua* e *Mycena* sp. 1 é a presença de pleurocistídios (DESJARDIN *et al.*, 2010) em *M. luxperpetua*. A largura das hifas corticais da pileipelis e estipetipelis de *Mycena* sp. 1 (pileipelis:  $2-6 (-7) \mu\text{m}$ ; estipetipelis:  $1-4 \mu\text{m}$ ) também a diferencia de *M. luxperpetua*, sendo que esta última tem hifas mais delgadas (pileipelis:  $1,5-4 \mu\text{m}$ ; estipetipelis:  $3-8 \mu\text{m}$ ), o mesmo acontece para as hifas terminais da pileipelis (*Mycena* sp. 1:  $2-6 \mu\text{m}$ ; *M. luxperpetua*:  $1,5-3,2 \mu\text{m}$ ) (DESJARDIN *et al.*, 2010). *Mycena luxperpetua* tem subhimênio e trama do píleo bem desenvolvidas (DESJARDIN *et al.*, 2010), enquanto que estas estruturas não foram observadas em *Mycena* sp. 1.

Apesar da semelhança micromorfológica de *Mycena* sp. 1 com *M. luxperpetua* e *M. luxaeterna* estas se diferenciam muito macromorfológicamente. *Mycena luxaeterna* tem basidiomas maiores [píleo:  $4-8 (-17) \text{mm}$ ; estipe:  $15-30 (-45) \times 1-1,5 \text{mm}$  (DESJARDIN *et al.*, 2010)] quando comparados aos basidiomas de *Mycena* sp. 1 (píleo:  $2-4 \text{mm}$ ; estipe:  $1-9 \times <1 \text{mm}$ ). *Mycena luxperpetua* foi descrita para Porto Rico, além da distância geográfica outras diferenças encontradas são a margem translúcida do píleo, estipe podendo se expandir no ápice e na base e superfícies do estipe pruinosa (DESJARDIN *et al.*, 2010), características não observadas em *Mycena* sp. 1. Além das características citadas a coloração do píleo de *Mycena luxperpetua* e *M. luxaeterna* variam em tonalidade de amarelo amarronzado, a superfície do píleo e do estipe são víscidas (DESJARDIN *et al.*, 2010), diferenciando de *Mycena* sp. 1 onde

a coloração do píleo varia em tons de marrom acinzentado e castanho e as superfícies do píleo e estipe são secas ou levemente úmidas.

***Mycena* sp. 2** Borges & M. A. Neves, *sp. nov.*

(Figura 9 e 10)

Diagnose:— Tem afinidade morfológica com a seção *Fragilipedes* (Fr.) Quél., porém *Mycena* sp. 2 se diferencia das espécies já descritas para a seção por apresentar basidiósporos amplamente elipsoides, queilocistídios de formas variáveis podendo ou não apresentar divertículos, hifas da pileipelis e estipetipelis de parede lisa e presença de hifas oleíferas na estipetipelis.

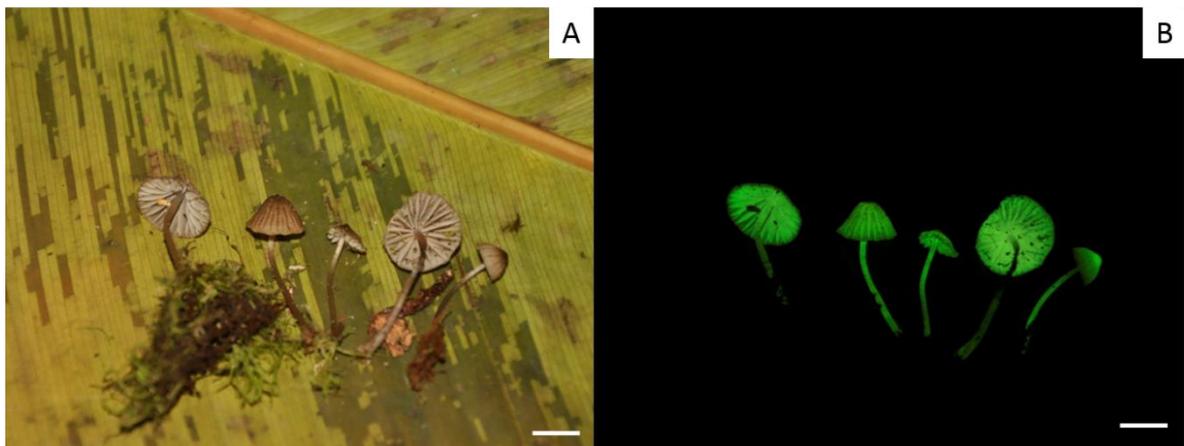
Etimologia:—

Holótipo:— BRASIL, Santa Catarina, Santa Rosa de Lima, Pousada Vitória, Trilha do Tatú 25 de janeiro de 2019, M. E. de A. Borges, DUDA079 (FLOR), A. N. M. Furtado, M. A. Neves, C. C. Genebra, K. Beppler e J. Baumann.

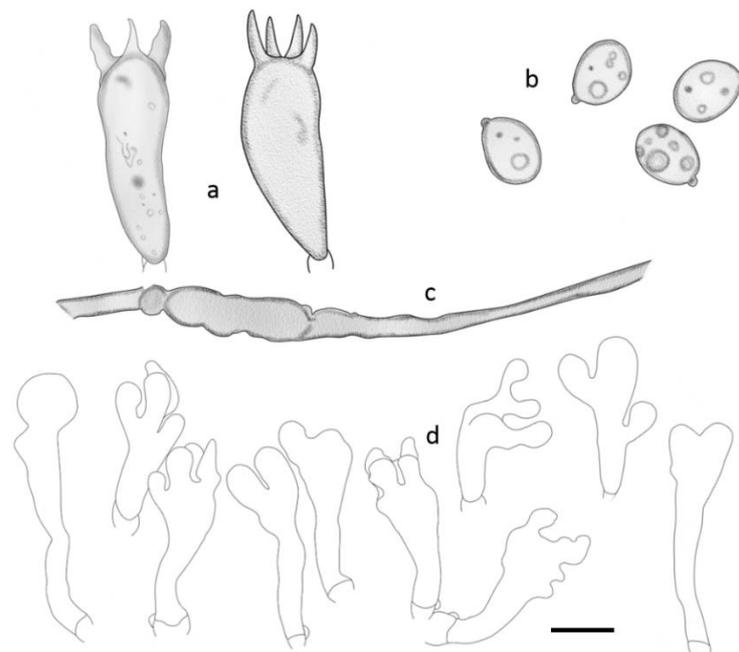
Descrição:—*Píleo* 3–15 mm de diâmetro, cônico a parabólico, glabro e pregueado, marrom claro amarelado [55D (Kornerup & Wanscher 1978)], no centro torna-se mais escuro, próximo a margem se torna branco rosado [72A (Kornerup & Wanscher 1978)]; margem reta a levemente arqueada. *Lamelas* levemente decurrentes a uncinadas, amplas, subdistantes, branco rosadas [72A (Kornerup & Wanscher 1978)], intercaladas por lamélulas, margem fimbriada, podem se anastomosar. *Estipe* 2,2–3,3 cm, central, cilíndrico, oco, glabro, de aspecto perolado, marrom amarelado [56E (Kornerup & Wanscher 1978)] e marrom [66E (Kornerup & Wanscher 1978)], algumas porções podem ser branco rosadas [72A (Kornerup & Wanscher 1978)], base clavada. *Luminescência*: basidioma inteiro com luminescência esverdeada.

*Basidiósporos* 9–12 × 7–9 (–10) µm [ $x_m = 10 \pm 0,86 \times 8,15 \pm 0,75$  µm, Q = 1–1,50,  $Q_m = 1,23 \pm 0,14$ , n = 20, s = 1], amplamente elipsoides, hialinos, amiloides ao reagente de Melzer, parede lisa e delgada. *Basídios* (27–) 28–35 (–36) × (8–) 9–12 (–13) µm, clavados tetraesporados, fibulados. *Basidiolos* clavados. *Queilocistídios* (16–) 20–30 (–40) × (5–) 7–11 µm, abundantes, forma variável, normalmente clavados, hialinos, inamiloides, parede lisa e delgada, diverticulados; divertículos 3–15 × (2–) 3–5 (–10) µm, irregularmente cilíndricos, obtusos. *Pleurocistídios* ausentes. *Trama da lamela* regular a subregular, hifas infladas,

hialinas, dextrinoides, parede lisa e delgada. *Pileipelis* do tipo cutis hifas cilíndricas 2–7 (–9)  $\mu\text{m}$  de diâmetro, hialinas, inamiloides, parede lisa e delgada, fibuladas. *Hipoderme* composta de hifas infladas 3–10 (–15)  $\mu\text{m}$  de diâmetro, cilíndricas a globulares, podem se dilatar em algumas porções, hialinas, dextrinoides, septadas, algumas vezes apresentando pigmentação plasmática marrom, parede lisa e delgada. *Estipetipelis* do tipo cutis, hifas cilíndricas, 1–10 (–11)  $\mu\text{m}$  de diâmetro, hialinas, dextrinoides, parede lisa e delgada; hifas oleíferas cilíndricas, 1–6  $\mu\text{m}$  de diâmetro, parede lisa e delgada.



**Figura 9** – *Mycena* sp. 2 (Santa Catarina, Brasil). A. Basidioma sob exposição de luz (DUDA079) (Foto: A. N. M. Furtado). B. Basidiomas bioluminescentes (DUDA079) (Foto: A. N. M. Furtado). Escala= 1 cm.



**Figura 10** – *Mycena* sp. 2. a. Basídio. b. Basidiósporos. c. Hifa oleífera da estipetipelis. d. Queilocistídios. Escala= 10  $\mu\text{m}$ . Ilustrações: A. C. de A. Borges.

Hábito e hábitat:—Basidiomas gregários, crescendo dispersos sobre tronco de árvore viva não identificada na Mata Atlântica.

Distribuição:—Brasil (Santa Catarina).

Espécimes examinados:— BRASIL, Santa Catarina, Santa Rosa de Lima, Pousada Vitória, trilha ecológica, 25 de janeiro de 2019, M. E. de A. Borges, DUDA079 (FLOR), A. N. M. Furtado, M. A. Neves, C. C. Genebra, K. Beppler e J. Baumann.

Comentários:—*Mycena* sp. 2 têm uma morfologia bem particular, apresentando basidiósporos amplamente elipsoides, queilocistídios de formas variáveis podendo ou não apresentar divertículos, hifas da pileipelis e estipetipelis de parede lisa e presença de hifas oleíferas na estipetipelis. O formato do basidiósporo (amplamente elipsoide), queilocistídios e hifas da pileipelis e estipetipelis de *Mycena* sp. 2 sugerem afinidade morfológica com a seção *Fragilipedes* (Fr.) Quél., porém *Mycena* sp. 2 se diferencia das espécies já descritas para a seção. Novas coletas do táxon são necessárias para melhor entendimento da sua morfologia e distribuição. *Mycena* sp. 2 aparece como táxon irmão de *Mycena haematopus* (Pers.) P. Kumm, porém estes táxons não apresentam semelhanças morfológicas que os agrupem na mesma seção infragenérica. *Mycena haematopus* têm basidiomas de coloração marrom avermelhado, marrom escuro com um leve tom vináceo e com a maturidade pode se tornar rosa pálido próximo a margem (Aronsen, 2019; Perry 2002). O estipe de *Mycena haematopus*, quando cortado, exsuda látex escuro amarronzado-avermelhado, uma característica importante para a sect. *Galactopoda* (Aronsen, 2019; Perry 2002). Micromorfológicamente *M. haematopus* tem queilocistídios e pleurocistídios fusiformes com base alargada e ápice rostrado; hifas corticais da pileipelis com divertículos; caulocistídios presentes e diverticulados; hifas laticíferas presentes e abundantes na hipoderme, trama do píleo, trama himenial e estipetipelis (Aronsen, 2019; Perry 2002). *Mycena* sp. 2 tem basidiomas marrom claro amarelado a marrom, na margem do píleo podem se tornar branco rosados, quando cortados não exsudam látex. Os queilocistídios de *Mycena* sp. 2 têm formatos variáveis, sendo predominantemente clavados, no ápice são diverticulados, diferente de *M. haematopus*, *Mycena* sp. 2 não tem pleurocistídios. *Mycena* sp. 2 tem hifas corticais da pileipelis lisas; hifas oleíferas presentes apenas na estipetipelis e não apresenta caulocistídios. *Mycena* sp. 2 têm queilocistídios com formato semelhante aos queilocistídios de *M. fuscororida* Maas Geest. & de Meijer, porém em *M. fuscororida* eles são maiores [40–58 × 4,5–5,5 µm; *Mycena* sp. 2 20–30 × 7–11 µm (Maas Geesteranus & de Meijer 1997)]. Apesar da semelhança dos queilocistídios de *Mycena* sp. 2 e *M. fuscororida* os dois táxons se diferenciam na

macromorfologia e nas demais estruturas micromorfológicas, principalmente na pileipellis (*Mycena* sp. 2: cutis; *M. fuscovorida*: himenoderme gelatinizada).

## Referências

- Aravindakshan, D.M., Kumar, T.K.A. & Manimohan, P. (2012) A new bioluminescent species of *Mycena* sect. *Exornatae* from Kerala State, India. *Mycosphere* 3: 556–561. <https://doi.org/10.5943/mycosphere/3/5/4>
- Aronsen, A. (2019) *The Mycenas of Northern Europe*. Available from: <https://mycena.no/> (accessed: 16 Mar 2020)
- Benson, D.A., Cavanaugh, M., Clark, K., Karsch-Mizrachi, I., Lipman, D.J., Ostell, J. & Sayers, E.W. (2013) GenBank. *Nucleic Acids Research* 41: 36–42. <https://doi.org/10.1093/nar/gks1195>
- Benson, D.A., Karsch-Mizrachi, I., Lipman, D.J., Ostell, J. & Wheeler, D.L. (2005) GenBank. *Nucleic Acids Research* 33: 34–38. <https://doi.org/10.1093/nar/gki063>
- Chenna, R., Sugawara, H., Koike, T., Lopez, R., Gibson, T.J., Higgins, D.G. & Thompson, J.D. (2003) Multiple sequence alignment with the Clustal series of programs. *Nucleic Acids Research* 31: 3497–3500. <https://doi.org/10.1093/nar/gkg500>
- Chepkirui, C., Richter, C., Matasyoh, J.C. & Stadler, M. (2016) Monochlorinated calocerins A-D and 9-oxostrobilurin derivatives from the basidiomycete *Favolaschia calocera*. *Phytochemistry* 132: 95–101. <https://doi.org/10.1016/j.phytochem.2016.10.001>
- Chew, A.L.C., Desjardin, D.E., Tan, Y., Musa, M.Y. & Sabaratnam, V. (2015) Bioluminescent fungi from Peninsular Malaysia—a taxonomic and phylogenetic overview. *Fungal Diversity* 70: 149–187. <https://doi.org/10.1007/s13225-014-0302-9>
- Chew, A.L.C., Tan, Y., Desjardin, D.E., Musa, M.Y. & Sabaratnam, V. (2014) Four new bioluminescent taxa of *Mycena* sect. *Calodontes* from Peninsular Malaysia. *Mycologia* 106: 976–988. <https://doi.org/10.3852/13-274>
- Cooper, A.C. (2018) A taxonomic investigation of *Mycena* of São Tomé and Príncipe. San Francisco State University
- Cooper, A.C., Desjardin, D.E. & Perry, B.A. (2018) The genus *Mycena* (Basidiomycota, Agaricales, Mycenaceae) and allied genera from Republic of São Tomé and Príncipe, West Africa. *Phytotaxa* 383: 1–47. <https://doi.org/https://doi.org/10.11646/phytotaxa.383.1.1> ISSN

- Corner, E.J.H. (1954) Further descriptions of luminous agarics. *Transactions of the British Mycological Society* 37: 256–271. [https://doi.org/10.1016/S0007-1536\(54\)80009-X](https://doi.org/10.1016/S0007-1536(54)80009-X)
- Cortés-Pérez, A., Desjardin, D.E., Perry, B.A., Ramírez-Cruz, V., Ramírez-Guillén, F., Villalobos-Arámbula, A.R. & Rockefeller, A. (2019) New species and records of bioluminescent *Mycena* from Mexico. *Mycologia*: 1–20. <https://doi.org/10.1080/00275514.2018.1554172>
- Desjardin, D.E. & Braga-Neto, R. (2007) *Mycena lacrimans*, a rare species from Amazonia, is bioluminescent. *Edinburgh Journal of Botany* 64: 275–281. <https://doi.org/10.1017/S0960428607004763>
- Desjardin, D.E., Capelari, M. & Stevani, C. V. (2007) Bioluminescent *Mycena* species from Sao Paulo, Brazil. *Mycologia* 99: 317–331. <https://doi.org/10.3852/mycologia.99.2.317>
- Desjardin, D.E., Oliveira, A.G. & Stevani, C. V. (2008) Fungi bioluminescence revisited. *Photochemical & Photobiological Sciences* 7: 170–182. <https://doi.org/10.1039/b713328f>
- Desjardin, D.E., Perry, B.A., Lodge, D.J., Stevani, C. V. & Nagasawa, E. (2010) Luminescent *Mycena*: new and noteworthy species. *Mycologia* 102: 459–477. <https://doi.org/10.3852/09-197>
- Desjardin, D.E., Perry, B.A. & Stevani, C. V. (2016) New luminescent mycenoid fungi (Basidiomycota, Agaricales) from Sao Paulo State, Brazil. *Mycologia* 6: 1165–1174. <https://doi.org/10.3852/16-077>
- Góes-Neto, A., Loguercio-Leite, C. & Guerrero, R. (2005) DNA extraction from frozen field-collected and dehydrated herbarium fungal basidiomata: performance of SDS and CTAB-based methods. *Biotemas* 18: 19–32.
- Harder, C.B., Lodge, D.J., Petersen, R.H., Hughes, K.W., Blanco, J.C., Frøslev, T.G. & Læssøe, T. (2012) Amyloidity is not diagnostic for species in the *Mycena pearsoniana* complex (*Mycena* sectio *Calodontes*). *Mycological Progress* 11: 725–732. <https://doi.org/10.1007/s11557-011-0782-x>
- Hughes, K. w., Petersen, R.H. & Lickey, E.B. (2009) Using heterozygosity to estimate a percentage DNA sequence similarity for environmental species' delimitation across basidiomycete fungi. *New Phytologist* 182: 795–798. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2009.02856.x>
- Jankowiak, R., Bilański, P., Paluch, J. & Kołodziej, Z. (2016) Fungi associated with dieback of *Abies alba* seedlings in naturally regenerating forest ecosystems. *Fungal Ecology* 24:

- 61–69. <https://doi.org/10.1016/j.funeco.2016.08.013>
- Jin, J., Hughes, K.W. & Petersen, R.H. (2001) Biogeographical patterns in *Panellus stypticus*. *Mycologia* 93: 309–316.
- Kaskova, Z.M., Petushkov, V.N., Purtov, K. V., Tsarkova, A.S., Rodionova, N.S., Mineev, K.S., Guglya, E.B., Kotlobay, A., Baleeva, N.S., Baranov, M.S., Arseniev, A.S., Gitelson, J.I., Lukyanov, S., Suzuki, Y., Kanie, S., Pinto, E., Mascio, P.D., Waldenmaier, H.E., Pereira, T.A., Carvalho, R.P., Oliveira, A.G., Oba, Y., Bastos, E.L., Stevani, C. V. & Yampolsky, I. V. (2017) Supplementary Materials for Mechanism and color modulation of fungal bioluminescence. *Science Advances* 3: 1–9. <https://doi.org/10.1126/sciadv.1602847>
- Kearse, M., Moir, R., Wilson, A., Stones-Havas, S., Cheung, M., Sturrock, S., Buxton, S., Cooper, A., Markowitz, S., Duran, C., Thierer, T., Ashton, B., Meintjes, P. & Drummond, A. (2012) Geneious Basic: An integrated and extendable desktop software platform for the organization and analysis of sequence data. *Bioinformatics* 28: 1647–1649. <https://doi.org/10.1093/bioinformatics/bts199>
- Kirk, P.M., Cannon, P.F., Minter, D.W. & Stalpers, J.A. (2008) *Dictionary of the Fungi*. 10th ed. Wallingford. 771 pp.
- Kornerup, A. & Wanscher, J.H. (1978) *Methuen handbook of Colour*. 3th ed., Eyre Methuen, London, 256 pp.
- Kramer, L.A. (2004) *The online auction color chart*. Online Auction Color Chart Company, Stanford.
- Largent, D.L. (1986) *How to Identify Mushrooms to Genus I: Macroscopic Features*. Mad River Press, Eureka, 166 pp.
- Largent, D.L., Johnson, D. & Watling, R. (1977) *How to Identify Mushrooms to Genus III: Microscopic Features*. Mad River Press, Eureka, 148 pp.
- Larkin, M.A., Blackshields, G., Brown, N.P., Chenna, R., Mcgettigan, P.A., McWilliam, H., Valentin, F., Wallace, I.M., Wilm, A., Lopez, R., Thompson, J.D., Gibson, T.J. & Higgins, D.G. (2007) Clustal W and Clustal X version 2.0. *Bioinformatics* 23: 2947–2948. <https://doi.org/10.1093/bioinformatics/btm404>
- Lodge, D.J. (1988) Three new *Mycena* species (Basidiomycota: Tricholomataceae) from Puerto Rico. *Transactions of the British Mycological Society* 91: 109–116. [https://doi.org/http://dx.doi.org/10.1016/S0007-1536\(88\)80011-1](https://doi.org/http://dx.doi.org/10.1016/S0007-1536(88)80011-1)
- Maas Geesteranus, R.A. & de Meijer, A.A.R. (1997) *Mycenae paranaenses*. Koninklijke

- Nederlandse Akademie van Wetenschappen Verhandelingen, Afd. Natuurkunde, Tweede Reeks, deel 97: 1–164.
- Martin, R., Gazis, R., Skaltsas, D., Chaverri, P. & Hibbett, D. (2015) Unexpected diversity of basidiomycetous endophytes in sapwood and leaves of *Hevea*. *Mycologia* 107: 284–297. <https://doi.org/10.3852/14-206>
- Matheny, P.B., Curtis, J.M., Denitis, M., Way, H., Carolina, N., Daniele, G.M., Aime, M.C., Desjardin, D.E., Kropp, B.R., Norvell, L.L., Slot, J.C., Way, R., Falls, M., Carolina, N. & Bougher, N.L. (2006) Major clades of Agaricales: a multilocus phylogenetic overview. *Mycologia* 98: 982–995.
- de Meijer, A.A.R. (2010) Preliminary list of the macromycetes from the Brazilian state of Paraná: corrections and updating. *Boletim do Museu Botânico Municipal* 72: 1–9.
- Miller, M.A., Pfeiffer, W. & Schwartz, T. (2010) Creating the CIPRES Science Gateway for inference of large phylogenetic trees. *Gateway Computing Environments Workshop*.
- Oba, Y., Suzuki, Y., Martins, G.N.R., Carvalho, R.P., Pereira, T.A., Waldenmaier, H.E., Kanie, S., Naito, M., Oliveira, A.G., Dörr, F.A., Pinto, E., Yampolsky, I. V. & Stevani, C. V. (2017) Identification of hispidin as a bioluminescent active compound and its recycling biosynthesis in the luminous fungal fruiting body. *Photochemical and Photobiological Sciences* 16: 1435–1440. <https://doi.org/10.1039/c7pp00216e>
- Oliveira, A.G., Carvalho, R.P., Waldenmaier, H.E. & Stevani, C. V. (2013) Bioluminescência de fungos: distribuição, função e mecanismo de emissão de luz. *Química Nova* 36: 314–319.
- Oliveira, A.G., Desjardin, D.E., Perry, B.A. & Stevani, C. V. (2012) Evidence that a single bioluminescent system is shared by all known bioluminescent fungal lineages. *Photochemical & Photobiological Sciences* 11: 848. <https://doi.org/10.1039/c2pp25032b>
- Osmundson, T.W., Robert, V.A., Schoch, C.L., Baker, L.J., Smith, A., Robich, G., Mizzan, L. & Garbelotto, M.M. (2013) Filling Gaps in Biodiversity Knowledge for Macrofungi: Contributions and Assessment of an Herbarium Collection DNA Barcode Sequencing Project. *PLoS ONE* 8. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0062419>
- Pérez-Izquierdo, L., Morin, E., Maurice, J.P., Martin, F., Rincón, A. & Buée, M. (2017) A new promising phylogenetic marker to study the diversity of fungal communities: The Glycoside Hydrolase 63 gene. *Molecular Ecology Resources* 17. <https://doi.org/10.1111/ijlh.12426>
- Perry, B.A. (2002) A taxonomic investigation of *Mycena* in California. San Francisco State

University

- Petersen, R.H., Hughes, K.W., Lickey, E.B., Kovalenko, A.E., Morozova, O. V. & Psurtseva, N. V. (2008) A new genus, *Cruentomycena*, with *mycena viscidocruenta* as type species. *Mycotaxon* 105: 119–136.
- Posada, D. (2008) jModelTest: Phylogenetic model averaging. *Molecular Biology and Evolution* 25: 1253–1256. <https://doi.org/10.1093/molbev/msn083>
- Ronquist, F. & Huelsenbeck, J.P. (2003) MrBayes 3: Bayesian phylogenetic inference under mixed models. *Bioinformatics* 19: 1572–1574. <https://doi.org/10.1093/bioinformatics/btg180>
- Shih, .Y. S., Chen, C.Y., Lin, W.W. & Kao, H.W. (2014) *Mycena kentingensis*, a new species of luminous mushroom in Taiwan, with reference to its culture method. *Mycological Progress* 13: 429–435. <https://doi.org/10.1007/s11557-013-0939-x>
- Stamatakis, A. (2014) RAxML version 8: A tool for phylogenetic analysis and post-analysis of large phylogenies. *Bioinformatics* 30: 1312–1313. <https://doi.org/10.1093/bioinformatics/btu033>
- Sulzbacher, M.A. (2010) Fungos ectomicorrízicos do Sul do Brasil, com ênfase no hábito hipógeo. Universidade Federal de Santa Maria
- Thiers, B. (continuosly updated). Index Herbariorum: a global directory of public herbaria and associated staff. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium. Available from: <https://sweetgum.nybg.org/science/ih/> (accessed: 10 Feb 2020).
- Vydryakova, G.A., Morozova, O. V., Redhead, S.A. & Bissett, J. (2014) Observations on morphologic and genetic diversity in populations of *Filoboletus manipularis* (Fungi: Mycenaceae) in southern Viet Nam. *Mycology* 5: 81–97. <https://doi.org/10.1080/21501203.2014.902402>
- Waldenmaier, H.E., Oliveira, A.G. & Stevani, C. V (2012) Thoughts on the diversity of convergent evolution of bioluminescence on earth. *International Journal of Astrobiology*: 1–9. <https://doi.org/10.1017/S1473550412000146>
- Watling, R., Rayner, R.W. & Turnbull, E. (1969) *Flora of Bristish Fungi: Colour Indetification Chart*. Her Majestys Stationery Office, Edinburgh.

## 5 CONSIDERAÇÕES FINAIS

O presente trabalho amplia a distribuição de estudo de fungos bioluminescentes do gênero *Mycena* para Santa Catarina, visto que os registros estavam concentrados para a região sudeste do Brasil e alguns registros para o Paraná. Ainda foi possível ampliar a distribuição de táxons bioluminescentes registrados para São Paulo e Paraná.

Levanta-se a importância da observação no escuro de espécimes coletados para a observação e registro da bioluminescência, visto que existem espécies já descritas cuja bioluminescência nunca foi observada, assim como novas espécies bioluminescentes para serem descritas, como já documentado por Desjardin et al. (2010), Desjardin; Capelari; Stevani (2007), Desjardin; Perry; Stevani (2016). À medida que novos trabalhos vêm sendo feitos, percebe-se uma grande diversidade de fungos bioluminescentes dentro do gênero *Mycena* e da linhagem Mycenaceae.

Coletas noturnas são mais eficazes para a observação de basidiomas bioluminescentes, visto que quando os basidiomas são coletados e retirados do substrato a bioluminescência se torna cada vez mais fraca até ser extinguida. Essa perda da bioluminescência dos basidiomas após a coleta está associada com o fato dos basidiomas, normalmente pequenos e frágeis, desidratarem facilmente. Essas experiências obtidas durante os campos de coletas mostram que coletas diurnas com posterior observação da bioluminescência podem gerar falsas percepções sobre a ausência de bioluminescência em espécimes coletados. Outra consideração que deve ser reforçada é de que a luz emitida é muito sutil, assim, os olhos demoram a se acostumar com o escuro ao serem expostos a luz, principalmente luz branca.

Trabalhos de taxonomia como os de Capelari et al. (2011), Desjardin et al. (2010), Desjardin; Capelari; Stevani (2007) e Desjardin; Perry; Stevani (2016) são de extrema importância não só para o conhecimento da biodiversidade que ocorre no Brasil, mas também para a amplitude do conhecimento científico em outras áreas como os trabalhos de Kaskova et al. (2017), Oba et al., (2017) e Oliveira et al. (2012). Além disso percebe-se cada vez mais a necessidade de combinar dados morfológicos com dados moleculares para o melhor entendimento de grupos e seus relacionamentos, principalmente em gênero grandes como *Mycena*.

Os caracteres morfológicos que delimitam *Mycena* devem ser melhor elucidados, assim como para os níveis infragenéricos, visto as diversas sobreposições com outros táxons.

Também torna-se importante incluir nas reconstruções filogenéticas táxons brasileiros e neotropicais de *Mycena*, visto que a maioria das sequências disponíveis nos bancos de dados são da Europa, América do Norte e do continente Asiático.

Apesar de *Mycena* ser um gênero cuja circunscrição precisa ser melhor delimitada, percebe-se a grande diversidade que compreende o gênero e que grande parte ainda é desconhecida para o Brasil. É necessário fazer maior esforço amostral e novos pontos de coletas de *Mycena* e de táxons bioluminescentes para o conhecimento da real diversidade.

Os táxons *Mycena fera* e *M. globulispora* apresentam morfologias extremamente semelhantes, como discutido durante o trabalho. Devido a pandemia do coronavírus não foi possível analisar mais espécimes e se aprofundar nas suas morfologias para deliberar sobre uma possível sinonimização dos táxons. Desta forma, a revisão dos tipos das espécies e de espécimes herborizados dos táxons é necessária para verificar uma possível sinonímia de *M. fera* e *M. globulispora*. Além disso sequências de *Mycena fera* devem ser acrescentadas nas reconstruções filogenéticas para o entendimento da relação do táxon com *M. globulispora*, visto que neste trabalho a sequência catarinense de *M. fera* é recuperada dentro de um grande clado composto por sequências de *M. globulispora*.

Grande parte dos fungos bioluminescentes descritos para o Brasil foram coletados na Mata Atlântica, desta forma é importante a preservação deste domínio fitogeográfico e dos demais domínios brasileiros visto o potencial de abrigar novas espécies e uma grande biodiversidade. O Brasil tem um grande potencial científico, sendo a maior parte deste conhecimento produzida nas universidades gratuitas e públicas, desta forma é de extrema importância não somente o incentivo e fomento da ciência nessas instituições, mas também a manutenção destes espaços que proporcionam inúmeras oportunidades aos cidadãos e a sociedade brasileira, principalmente quando se diz respeito às minorias.

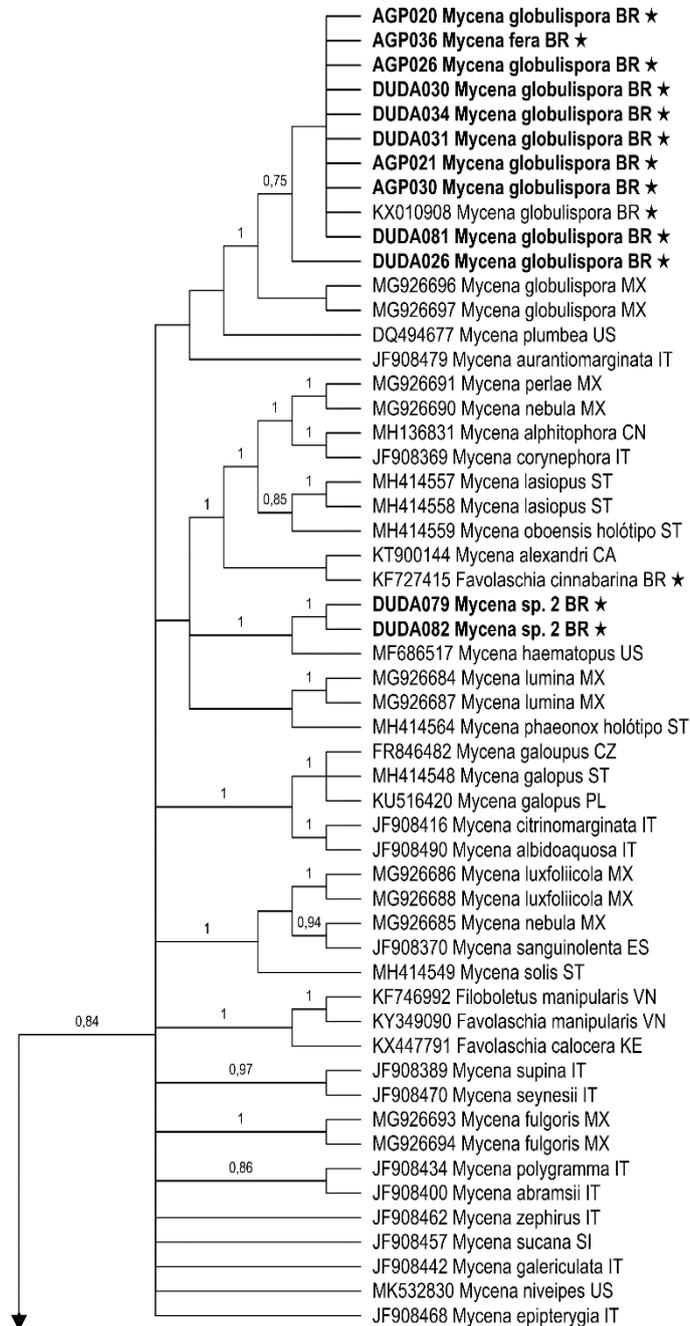
## REFERÊNCIAS

- ARAVINDAKSHAN, D. M.; KUMAR, T. K. A.; MANIMOHAN, P. A new bioluminescent species of *Mycena* sect. *Exornatae* from Kerala State, India. **Mycosphere**, v. 3, n. 5, p. 556–561, 2012.
- ARAVINDAKSHAN, D. M.; MANIMOHAN, P. **Mycenas of Kerala**. Kerala: SporePrint Books, 2015.
- BENSON, D. A. et al. GenBank. **Nucleic Acids Research**, v. 33, p. 34–38, 2005.
- BENSON, D. A. et al. GenBank. **Nucleic Acids Research**, v. 41, p. 36–42, 2013.
- BERMUDES, D.; PETERSEN, R. H.; NEALSON, K. H. Low-level bioluminescence detected in *Mycena haematopus* basidiocarps. **Mycologia**, v. 84, n. 5, p. 799–802, set. 1992.
- BORGES, M. E. de A. **As brilhantes *Mycena* (Fungi, Mycenaceae) da Ilha de Santa Catarina, Florianópolis, SC, Brasil**. Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Ciências Biológicas) - Universidade Federal de Santa Catarina, 2017.
- CAPELARI, M. et al. *Neonothopanus gardneri*: a new combination for a bioluminescent agaric from Brazil. **Mycologia**, v. 103, n. 6, p. 1433–1440, 2011.
- CHENNA, R. et al. Multiple sequence alignment with the Clustal series of programs. **Nucleic Acids Research**, v. 31, n. 13, p. 3497–3500, 2003.
- CHEW, A. L. C. et al. Four new bioluminescent taxa of *Mycena* sect. *Calodontes* from Peninsular Malaysia. **Mycologia**, v. 106, n. 5, p. 976–988, 2014.
- CHEW, A. L. C. et al. Bioluminescent fungi from Peninsular Malaysia—a taxonomic and phylogenetic overview. **Fungal Diversity**, v. 70, p. 149–187, 2015.
- COOPER, A. C. **A taxonomic investigation of *Mycena* of São Tomé and Príncipe**. Thesis (Master of Science in Biology: Ecology, Evolution and Conservation) - San Francisco State University, 2018.
- COOPER, A. C.; DESJARDIN, D. E.; PERRY, B. A. The genus *Mycena* (Basidiomycota, Agaricales, Mycenaceae) and allied genera from Republic of São Tomé and Príncipe, West Africa. **Phytotaxa**, v. 383, n. 1, p. 1–47, 2018.
- CORNER, E. J. H. Further descriptions of luminous agarics. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 37, n. 3, p. 256–271, 1954.
- CORTÉS-PÉREZ, A. et al. New species and records of bioluminescent *Mycena* from Mexico. **Mycologia**, p. 1–20, 2019.
- CORTÉS-PÉREZ, A.; RAMÍREZ-GUILLÉN, F.; GUZMÁN, G. Nuevos registros de *Mycena* Sección *Sacchariferae* ( Basidiomycota ) para México. **Revista Mexicana de Micología**, v. 41, p. 79–87, 2015.
- DE MEIJER, A. A. R. Preliminary list of the macromycetes from the Brazilian state of Paraná : corrections and updating. **Boletim do Museu Botânico Municipal**, v. 72, p. 1–9, 2010.
- DE VENTURA, F. F.; SILVA, R. T. P.; STEVANI, C. V. History of the bioluminescent fungi flor-de-coco (*Neonothopanus gardneri*) and effects of culture conditions on light emission. **Revista Virtual de Química**, v. 7, n. 1, p. 41–55, 2015.
- DESJARDIN, D. E. et al. Luminescent *Mycena*: new and noteworthy species. **Mycologia**, v. 102, n. 2, p. 459–477, 20 mar. 2010.
- DESJARDIN, D. E.; BRAGA-NETO, R. *Mycena lacrimans*, a rare species from Amazonia, is bioluminescent. **Edinburgh Journal of Botany**, v. 64, n. 3, p. 275–281, 29 nov. 2007.
- DESJARDIN, D. E.; CAPELARI, M.; STEVANI, C. V. Bioluminescent *Mycena* species from Sao Paulo, Brazil. **Mycologia**, v. 99, n. 2, p. 317–331, 1 mar. 2007.

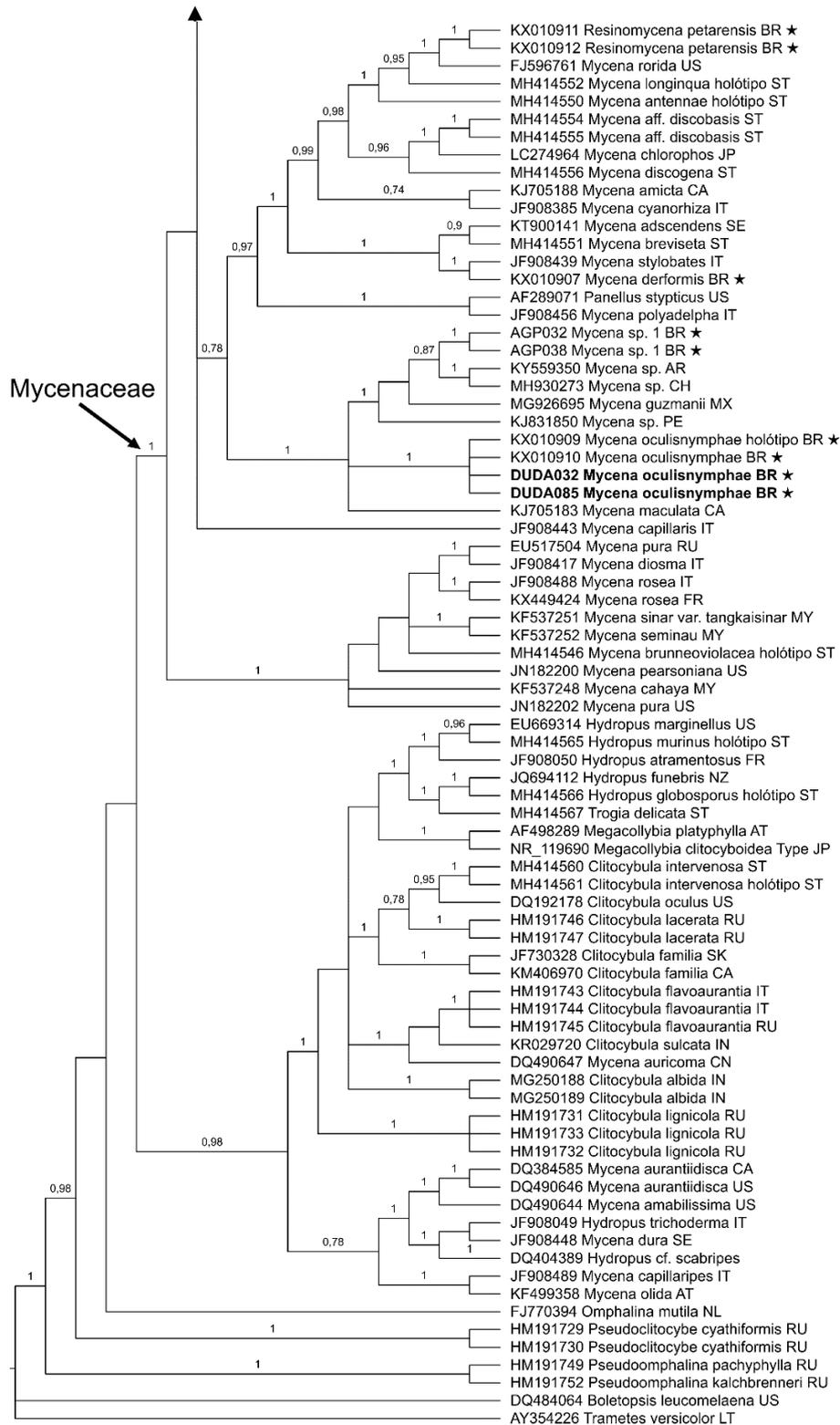
- DESJARDIN, D. E.; OLIVEIRA, A. G.; STEVANI, C. V. Fungi bioluminescence revisited. **Photochemical & Photobiological Sciences**, v. 7, n. 2, p. 170–182, 2008.
- DESJARDIN, D. E.; PERRY, B. A.; STEVANI, C. V. New luminescent mycenoid fungi (Basidiomycota, Agaricales) from Sao Paulo State, Brazil. **Mycologia**, v. 6, n. 108, p. 1165–1174, 2016.
- GARDNER, G. **Viagens no Brasil**. Série 5, V ed. [s.l.] Editora Nacional, 1942.
- GÓES-NETO, A.; LOGUERCIO-LEITE, C.; GUERRERO, R. DNA extraction from frozen field- collected and dehydrated herbarium fungal basidiomata : performance of SDS and CTAB-based methods. **Biotemas**, v. 18, n. 2, p. 19–32, 2005.
- HADDOCK, S. H. D.; MOLINE, M. A.; CASE, J. F. Bioluminescence in the Sea. **Annual Review of Marine Science**, v. 2, n. 1, p. 443–493, 2010.
- HIND, D. J. N. **George Gardner (1812-1849) - a short biography**. Disponível em: <<https://www.kew.org/science/tropamerica/gardner/biography.html>>. Acesso em: 02 maio 2020.
- KASKOVA, Z. M. et al. Supplementary Materials for Mechanism and color modulation of fungal bioluminescence. **Science Advances**, v. 3, p. 1–9, 2017.
- KEARSE, M. et al. Geneious Basic: An integrated and extendable desktop software platform for the organization and analysis of sequence data. **Bioinformatics**, v. 28, n. 12, p. 1647–1649, 2012.
- KIRK, P. M. et al. **Dictionary of the Fungi**. 10. ed. Wallingford: CABI International, 2008, 782 p.
- KORNERUP, A.; WANSCHER, J. H. **Methuen handbook of Colour**. 3. ed. London: Eyre Methuen, 1978.
- KRAMER, L. A. **The online auction color chart**. Stanford: Online Auction Color Chart Company, 2004.
- LARGENT, D. L. **How to identify Mushrooms to Genus I: Macroscopic Features**. Eureka: Mad River Press, 1986.
- LARGENT, D. L.; JOHSON, D.; WATLIG, R. **How to identify Mushrooms to Genus III: Microscopic Features**. Eureka: Mad River Press, 1977.
- LARKIN, M. A. et al. Clustal W and Clustal X version 2.0. **Bioinformatics**, v. 23, n. 21, p. 2947–2948, 2007.
- LODGE, D. J. Three new *Mycena* species (Basidiomycota: Tricholomataceae) from Puerto Rico. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 91, n. 1, p. 109–116, 1988.
- MAAS GEESTERANUS, R. A.; DE MEIJER, A. A. R. **Mycenae paranaenses**. Amsterdam: Royal Netherlands Academy of Arts and Sciences, 1997, 164 p.
- MATHENY, P. B. et al. Major clades of Agaricales : a multilocus phylogenetic overview. **Mycologia**, v. 98, n. 6, p. 982–995, 2006.
- MIHAIL, J. D.; BILYEU, L.; LALK, S. R. Bioluminescence expression during the transition from mycelium to mushroom in three North American *Armillaria* and *Desarmillaria* species. **Fungal Biology**, v. 122, n. 11, p. 1064–1068, 2018.
- MILLER, M. A.; PFEIFFER, W.; SCHWARTZ, T. **Creating the CIPRES Science Gateway for inference of large phylogenetic trees**. Gateway Computing Environments Workshop. **Anais...**2010
- OBA, Y. et al. Identification of hispidin as a bioluminescent active compound and its recycling biosynthesis in the luminous fungal fruiting body. **Photochemical and Photobiological Sciences**, v. 16, n. 9, p. 1435–1440, 2017.
- OLIVEIRA, A. G. et al. Evidence that a single bioluminescent system is shared by all known bioluminescent fungal lineages. **Photochemical & Photobiological Sciences**, v. 11, n. 5, p. 848, 2012.

- OLIVEIRA, A. G. et al. Bioluminescência de fungos: distribuição, função e mecanismo de emissão de luz. **Química Nova**, v. 36, n. 2, p. 314–319, 2013.
- OLIVEIRA, A. G. et al. Circadian Control Sheds Light on Fungal Bioluminescence. **Current Biology**, v. 25, n. 7, p. 964–968, mar. 2015.
- OLIVEIRA, A. G.; STEVANI, C. V. The enzymatic nature of fungal bioluminescence. **Photochem Photobiol Sci**, v. 8, n. 10, p. 1416–1421, 2009.
- PERRY, B. A. **A taxonomic investigation of Mycena in California**. Thesis (Master of Arts in Biology: Ecology and Systematic Biology) - San Francisco State University, 2002.
- POSADA, D. jModelTest: Phylogenetic model averaging. **Molecular Biology and Evolution**, v. 25, n. 7, p. 1253–1256, 2008.
- RONQUIST, F.; HUELSENBECK, J. P. MrBayes 3: Bayesian phylogenetic inference under mixed models. **Bioinformatics**, v. 19, n. 12, p. 1572–1574, 2003.
- SHIH, ..Y. S. et al. *Mycena kentingensis*, a new species of luminous mushroom in Taiwan, with reference to its culture method. **Mycological Progress**, v. 13, n. 2, p. 429–435, 2014.
- SIVINSKI, J. Arthropods attracted to luminous fungi. **Psyche**, v. 88, p. 383–391, 1981.
- STAMATAKIS, A. RAxML version 8: A tool for phylogenetic analysis and post-analysis of large phylogenies. **Bioinformatics**, v. 30, n. 9, p. 1312–1313, 2014.
- SULZBACHER, M. A. **Fungos ectomicorrizicos do Sul do Brasil, com ênfase no hábito hipógeo**. Dissertação (Mestrado em Ciência do Solo) - Universidade Federal de Santa Maria, 2010.
- THIERS, B. **Index Herbariorum: a global directory of public herbaria and associated staff**. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium, continuamente atualizado. Disponível em: <<https://sweetgum.nybg.org/science/ih>> Acesso em: 10 fev 2020.
- WALDENMAIER, H. E.; OLIVEIRA, A. G.; STEVANI, C. V. Thoughts on the diversity of convergent evolution of bioluminescence on earth. **International Journal of Astrobiology**, n. 2, p. 1–9, 2012.
- WATLING, R.; RAYNER, R. W.; TURNBULL, E. **Flora of British Fungi: Colour Identification Chart**. Edinburgh: Her Majesty's Stationery Office, 1969.
- WEINSTEIN, P. et al. Bioluminescence in the ghost fungus *Omphalotus nidiformis* does not attract potential spore dispersing insects. **IMA Fungus**, v. 7, n. 2, p. 229–234, 2016.

**APÊNDICE A – Árvore de Inferência Bayesiana do clados “*hydropoid*” e Mycenaceae baseada na região ITS. As sequências dos táxons bioluminescentes brasileiros estão marcadas com ★. Os valores de *bootstrap* e probabilidade posterior encontram se sobre os ramos e separados por /. Os códigos dos países estão de acordo com ISO 3166-1.**



Continuação APÊNDICE A – Árvore de Inferência Bayesiana do clados “*hydropoid*” e Mycenaceae baseada na região ITS. As sequências dos táxons bioluminescentes brasileiros estão marcadas com ★. Os valores de *bootstrap* e probabilidade posterior encontram se sobre os ramos e separados por /. Os códigos dos países estão de acordo com ISO 3166-1.





Continuação APÊNDICE B – Árvore de Máximo Verossimilhança do clado Mycenaceae baseada na região ITS. As sequências dos táxons bioluminescentes brasileiros estão marcadas com ★. Os valores de *bootstrap* e probabilidade posterior encontram se sobre os ramos e separados por /. Os códigos dos países estão de acordo com ISO 3166-1.

