



UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO NORTE  
CENTRO DE BIOCÊNCIAS  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM SISTEMÁTICA E EVOLUÇÃO

Sistemática e Taxonomia de Fungos Gasteroides (Basidiomycota)  
na Amazônia Meridional, Brasil

NATHALIA MENDONÇA DE ASSIS

---

Dissertação de Mestrado  
Natal/RN, Março de 2019

**NATHALIA MENDONÇA DE ASSIS**

**Sistemática e Taxonomia de Fungos Gasteroides (Basidiomycota) na  
Amazônia Meridional, Brasil**

Dissertação apresentada ao Programa de  
Pós-Graduação em Sistemática e Evolução  
em cumprimento às exigências para  
obtenção do título de Mestre em  
Sistemática e Evolução.

Orientador: Profº. Dr. Iuri Goulart Baseia  
Coorientadora: Dra. Flavia Rodrigues  
Barbosa

Natal/RN  
2019

Universidade Federal do Rio Grande do Norte - UFRN

Sistema de Bibliotecas - SISBI

Catálogo de Publicação na Fonte. UFRN - Biblioteca Setorial Prof. Leopoldo Nelson - Centro de Biociências - CB

Assis, Nathalia Mendonça de.

Sistemática e taxonomia de fungos gasteroides (Basidiomycota) na Amazônia Meridional, Brasil / Nathalia Mendonça de Assis. - Natal, 2019.

128 f.: il.

Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal do Rio Grande do Norte. Centro de Biociências. Programa de Pós-Graduação em Sistemática e Evolução.

Orientador: Prof. Iuri Goulart Baseia.

Coorientadora: Profa. Dra. Flavia Rodrigues Barbosa.

1. Biodiversidade - Dissertação. 2. Neotrópicos - Dissertação. 3. Basidiomycota - Dissertação. 4. Arco do desmatamento - Dissertação. 5. Ecótono - Dissertação. I. Baseia, Iuri Goulart. II. Barbosa, Flavia Rodrigues. III. Título.

RN/UF/BSE-CB

CDU 574.1

**NATHALIA MENDONÇA DE ASSIS**

**Sistemática e Taxonomia de Fungos Gasteroides (Basidiomycota) na Amazônia Meridional, Brasil**

Dissertação apresentada ao Programa de Pósgraduação em Sistemática e Evolução da Universidade Federal do Rio Grande do Norte como requisito parcial para obtenção do título de Mestre em Sistemática e Evolução.

Área de concentração: Sistemática e Evolução.

Aprovado em: 07/03/2019

**BANCA EXAMINADORA:**

---

Dr. Iuri Goulart Baseia

Universidade Federal do Rio Grande do Norte  
(Orientador)

---

Dr. Paulo Sérgio Marinho Lúcio

Universidade Federal do Rio Grande do Norte

---

Dr. Thiago Accioly de Souza

Universidade Federal do Rio Grande do Norte

*Aos meus pais Francisco Quirino, Maria  
Lucinalva e a minha irmã Nara, dedico  
este trabalho.*

## AGRADECIMENTOS

Gostaria de agradecer primeiramente aos meus pais e a minha irmã pelo apoio incondicional não só na minha jornada acadêmica, mas em toda a minha vida. Por todo amor, sacrifícios e paciência que me inspiram a sempre lutar pelo melhor eu serei eternamente grata. A vocês todo o meu amor! Faço aqui uso das palavras de Carl Sagan: *“Diante da vastidão do tempo e da imensidão do universo, é um imenso prazer para mim dividir um planeta e uma época com vocês”*

Agradeço ao Dr. Iuri Goulart Baseia por todas as oportunidades, confiança, amizade e orientação concedidos durante todos estes anos. Sempre orientando e fornecendo o suporte necessário para que, não só esse trabalho, mas todo um caminho de pesquisa e conhecimento fosse trilhado. Obrigada por tudo!

Agradeço também a Dr. Flávia Rodrigues pela orientação, amizade e oportunidade de poder conhecer toda a exuberância da Amazônia. A você e sua família serei sempre grata por ter me recebido de maneira tão especial e me fazer sentir em casa mesmo estando tão longe.

Aos Professores Dr. Paulo Marinho e Dr. Thiago Accioly, sou grata por participarem da banca avaliadora e pelas contribuições concedidas.

Um agradecimento a todos os membros do Laboratório de Biologia de Fungos – LBF (UFRN) por todos os ensinamentos, conselhos e amizades concedidos ao longo destes anos. Este trabalho não seria possível sem tudo isso!

Aos amigos da graduação, pós-graduação e de vida agradeço por todo o suporte e por me fornecerem momentos de conversas, cervejas e muitas risadas com quem compartilhei os bons e maus momentos dessa jornada.

Agradeço as instituições: Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoa de Nível Superior (CAPES) por financiar minha bolsa de estudos e a Universidade Federal do Rio Grande do Norte por possibilitar minha formação; a Pós-Graduação de Sistemática e Evolução por tornar este trabalho possível através de financiamento e apoio.

*Não estamos apenas no universo, o universo está em nós. Não conheço nenhum sentimento espiritual mais profundo do que o que este me traz.*

***Neil de Grasse Tyson***

## RESUMO

A Floresta Amazônica é caracterizada como a maior floresta tropical úmida do mundo com alta biodiversidade de organismos. O domínio Amazônico no Estado do Mato Grosso está inserido em uma região conhecida como “arco do desmatamento”, onde a fronteira agrícola avança em direção as florestas e os índices de desmatamento são os mais altos em todo o bioma Amazônico. Em relação aos fungos, principalmente os gasteroides, esta biodiversidade ainda é pouco conhecida. Situados dentro do filo Basidiomycota, os fungos gasteroides são reconhecidos pela maturação dos basidiósporos dentro do basidioma e pela liberação passiva dos esporos. O objetivo deste trabalho é investigar as espécies de fungos gasteroides em áreas florestais no estado do Mato Grosso, através de estudos taxonômicos de espécimes coletados e de revisão bibliográfica. Durante parte do período chuvoso de 2017 e 2018 (fevereiro e março, respectivamente) foram realizadas incursões a campo para coleta dos basidiomas nas áreas de estudo. Os basidiomas foram fotografados e posteriormente descritos e ilustrados macro- e microscopicamente. Os dados obtidos são 14 espécies dos gêneros *Geastrum*, *Cyathus*, *Lycoperdon*, *Phallus* e *Xylophallus*. Das espécies identificadas, duas espécies do gênero *Geastrum* são novas para a ciência e *Geastrum pusillipilosum*, *G. albonigrum*, *G. entomophilum*, *G. javanicum*, *G. schweinitzii*, *G. rusticum*, *G. javanicum*, *G. triplex*, *Lycoperdon fuligineum*, *Phallus indusiatus*, *Cyathus amazonicus* e *Xylophallus xylogenus* constituem novos registros para o Estado do Mato Grosso e, no caso de *G. pusillipilosum* e *G. rusticum*, novos registros para o domínio Amazônico.

**Palavras-chave:** Neotrópicos – Ecótono – Biodiversidade – Arco do desmatamento



## ABSTRACT

The Amazon Rainforest is the largest tropical rainforest in the world, with high biodiversity of organisms. In relation to fungi, mainly the gasteroids, this biodiversity is little known. Gasteroid fungi belong to the phylum Basidiomycota. They are recognized by the maturation of basidiospores inside the basidioma and by the passive release of spores. The Amazonian domain in the State of Mato Grosso, Brazil, is located in a region known as "deforestation arc", where the agricultural frontier advances towards the forests. This region encompasses the highest rates of deforestation along the entire Amazonian domain. This corroborates the urgency of research establishment in the region, both to exploit this little-known biodiversity and to delineate effective conservation strategies. This work aims to investigate gastrophobic fungi species in forest areas in the state of Mato Grosso, through taxonomic studies of collected specimens and bibliographic review. During the rainy season of 2017 and 2018 (February and March, respectively), field trips were made to collect the basidiomas at the study areas. The basidiomas were photographed, described and illustrated macro- and microscopically. The data obtained are 14 species of the genus *Geastrum*, *Cyathus*, *Lycoperdon*, *Phallus* and *Xylophallus*. From the species identified, two *Geastrum* species are a new species and *Geastrum pusillipilosum*, *G.albonigrum*, *G.entomophilum*, *G.javanicum*, *G.schweinitzii*, *G. rusticum*, *G.javanicum*, *G.triplex*, *Lycoperdon fuligineum*, *Phallus indusiatus*, *Cyathus amazonicus* and *Xylophallus xylogenus* constitute new records for the State of Mato Grosso. *G. pusillipilosum* and *G. rusticum* are new records for the Amazonian domain.

**Keywords:** Neotropics – Ecotone – Biodiversity – Arc of deforestation

## LISTA DE FIGURAS

|                                                                                                                                       |            |
|---------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|------------|
| <b>FIGURA 1</b> – Filogenia dos fungos gasteroides.....                                                                               | <b>18</b>  |
| <b>FIGURA 2</b> – Processo de gasteromicetização.....                                                                                 | <b>19</b>  |
| <b>FIGURA 3</b> – Características macroscópicas dos fungos gasteroides.....                                                           | <b>21</b>  |
| <b>FIGURA 4</b> – Tipos de desenvolvimento da gleba nos fungos gasteroides.....                                                       | <b>23</b>  |
| <b>FIGURA 5</b> – Características microscópicas dos fungos gasteroides.....                                                           | <b>26</b>  |
| <b>FIGURA 6</b> – Cráton Amazônico.....                                                                                               | <b>28</b>  |
| <b>FIGURA 7</b> – Regionalização biogeográfica com base nas áreas de endemismo para animais e plantas.....                            | <b>29</b>  |
| <b>FIGURA 8</b> – Limites do domínio Amazônico.....                                                                                   | <b>32</b>  |
| <b>FIGURA 9</b> – Mapa de ocorrência de espécimes de fungos gasteroides encontrados na Amazônia.....                                  | <b>35</b>  |
| <b>FIGURA 10</b> – Mapa das áreas de coletas.....                                                                                     | <b>45</b>  |
| <b>FIGURA 11</b> – Áreas de coletas.....                                                                                              | <b>48</b>  |
| <b>FIGURA 12</b> – Procedimentos realizados durante a coleta dos basidiomas e equimamentos utilizados nas análises dos espécimes..... | <b>51</b>  |
| <b>FIGURA 13</b> – Mapa de ocorrência das espécies identificadas na Amazônia.....                                                     | <b>55</b>  |
| <b>FIGURA 14</b> – Mapa de pontos de ocorrência e riqueza de espécies de fungos gasteroides na Amazônia.....                          | <b>57</b>  |
| <b>FIGURA 15</b> – <i>Cyathus amazonicus</i> .....                                                                                    | <b>65</b>  |
| <b>FIGURA 16</b> – <i>Geastrum albonigrum</i> .....                                                                                   | <b>68</b>  |
| <b>FIGURA 17</b> – <i>Geastrum entomophilum</i> .....                                                                                 | <b>71</b>  |
| <b>FIGURA 18</b> – <i>Geastrum fimbriatum</i> .....                                                                                   | <b>75</b>  |
| <b>FIGURA 19</b> – <i>Geastrum javanicum</i> .....                                                                                    | <b>78</b>  |
| <b>FIGURA 20</b> – <i>Geastrum pusillipilosum</i> .....                                                                               | <b>80</b>  |
| <b>FIGURA 21</b> – <i>Geastrum rusticum</i> .....                                                                                     | <b>83</b>  |
| <b>FIGURA 22</b> – <i>Geastrum schweinitzii</i> .....                                                                                 | <b>86</b>  |
| <b>FIGURA 23</b> – <i>Geastrum aff. triplex</i> .....                                                                                 | <b>90</b>  |
| <b>FIGURA 24</b> – <i>Lycoperdon fuligineum</i> .....                                                                                 | <b>93</b>  |
| <b>FIGURA 25</b> – <i>Phallus indusiatus</i> .....                                                                                    | <b>96</b>  |
| <b>FIGURA 26</b> – <i>Xylophallus xylogenus</i> .....                                                                                 | <b>99</b>  |
| <b>FIGURA 27</b> – <i>Geastrum hyalinum</i> .....                                                                                     | <b>102</b> |
| <b>FIGURA 28</b> – <i>Geastrum</i> sp nov. 2.....                                                                                     | <b>105</b> |

## **LISTA DE TABELAS**

**TABELA 1** – Espécies de fungos gasteroides registradas para o domínio Amazônico.....**37**

**TABELA 2** – Lista de espécies coletadas.....**53**

## **LISTA DE GRÁFICOS**

|                                                                                                                     |           |
|---------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|-----------|
| <b>GRÁFICO 1</b> – Registros de espécies de fungos gasteroides encontrados na Amazônia de acordo com cada país..... | <b>33</b> |
| <b>GRÁFICO 2</b> – Registros de gêneros de fungos gasteroides no domínio Amazônico.....                             | <b>34</b> |
| <b>GRÁFICO 3</b> – Registros de gêneros e espécies de fungos gasteroides por Estado.....                            | <b>36</b> |
| <b>GRÁFICO 4</b> – Registros de fungos gasteroides para a Amazônia antes e depois deste estudo.....                 | <b>58</b> |

## SUMÁRIO

|                                                                                                 |    |
|-------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| 1 INTRODUÇÃO.....                                                                               | 14 |
| 2 REFERENCIAL TEÓRICO.....                                                                      | 16 |
| 2.1 Fungos gasteroides.....                                                                     | 16 |
| 2.2 - Classificação dos fungos gasteroides.....                                                 | 17 |
| 2.3 Evolução dos fungos gasteroides.....                                                        | 19 |
| 2.4 Características morfológicas e desenvolvimento.....                                         | 21 |
| 2.4.1 - Características macroscópicas.....                                                      | 21 |
| 2.4.2 - Características microscópicas.....                                                      | 24 |
| 2.5 Amazônia.....                                                                               | 26 |
| 2.6 Fungos gasteroides na Amazônia.....                                                         | 33 |
| 3. OBJETIVOS.....                                                                               | 44 |
| 3.1 Objetivo geral.....                                                                         | 44 |
| 3.2 Objetivos específicos.....                                                                  | 44 |
| 4. MATERIAL E MÉTODOS.....                                                                      | 45 |
| 4.1 Áreas estudadas.....                                                                        | 45 |
| 4.1.1 Estação Ecológica Rio Ronuro.....                                                         | 46 |
| 4.1.2 Fazenda São Nicolau.....                                                                  | 46 |
| 4.1.3 SINOP e região metropolitana.....                                                         | 47 |
| 4.2 Coleta, processamento e herborização.....                                                   | 49 |
| 4.3 Riqueza e amostragem.....                                                                   | 50 |
| 5 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....                                                                   | 52 |
| 5.1 Taxonômia.....                                                                              | 58 |
| 5.1.1 Chave de identificação para os gêneros de fungos gasteroides encontrados na Amazônia..... | 58 |
| 5.1.2 Chave de identificação para as espécies descritas neste trabalho.....                     | 61 |
| 5.1.3 <i>Cyathus amazonicus</i> .....                                                           | 63 |
| 5.1.4 <i>Geastrum albonigrum</i> .....                                                          | 66 |
| 5.1.5 <i>Geastrum entomophilum</i> .....                                                        | 69 |
| 5.1.6 <i>Geastrum fimbriatum</i> .....                                                          | 72 |
| 5.1.7 <i>Geastrum javanicum</i> .....                                                           | 76 |
| 5.1.8 <i>Geastrum pusillipilosum</i> .....                                                      | 79 |
| 5.1.8 <i>Geastrum rusticum</i> .....                                                            | 81 |

|                                           |     |
|-------------------------------------------|-----|
| 5.1.9 <i>Geastrum schweinitzii</i> .....  | 84  |
| 5.1.10 <i>Geastrum aff. triplex</i> ..... | 88  |
| 5.1.12 <i>Lycoperdon fuligineum</i> ..... | 92  |
| 5.1.13 <i>Phallus indusiatus</i> .....    | 95  |
| 5.1.15 <i>Xylophallus xylogenus</i> ..... | 98  |
| 5.1.2 Espécies Novas.....                 | 101 |
| 5.1.2.1 <i>Geastrum hyalinum</i> .....    | 101 |
| 5.1.2.2 <i>Geastrum</i> sp. nov 2.....    | 104 |
| 6 CONCLUSÕES.....                         | 107 |
| 7 REFERÊNCIAS.....                        | 109 |

## 1. INTRODUÇÃO

Os fungos exercem um papel fundamental na natureza. Além de participarem da ciclagem de nutrientes nos ecossistemas, também são de grande importância econômica, com efeitos positivos e negativos nas atividades humanas (WEBSTER & WEBER, 2007). Na indústria, apresentam uma extensa aplicabilidade, servindo como matéria prima para diversos setores como o de fabricação de cerveja, de fermentação industrial, farmacêutico e biotecnológico. Além disso, outras espécies são cultivadas ou coletadas para uso como alimento. Por outro lado, os fungos podem causar sérios prejuízos sendo responsáveis, por exemplo, pela deterioração de alimentos, plantações e ocorrência de doenças em plantas e animais (MILLER & MILLER, 1988; ALEXOPOULOS et al., 1996).

O Reino dos fungos é altamente diversificado, são cerca de 144.000 espécies conhecidas até o momento que chegam a ser descobertas a uma taxa de 2.000 espécies novas por ano (HAWSWORK & LUKING, 2017). A última estimativa sugere que o número total de espécies de fungos na Terra está entre 2.2 e 3.8 milhões, um número que excede o número estimado de plantas em mais de 6 vezes. Apesar disso, estima-se que cerca de 90% das espécies de fungos são desconhecidas para a ciência. São inúmeros taxons que podem apresentar um vasto potencial (HAWSWORK & LUKING, 2017; WILLIS, 2017).

Apesar de a sua importância ser extensamente discutida e comprovada, sob a perspectiva da conservação os fungos são negligenciados. Uma revisão realizada nos principais periódicos de conservação ambiental observou que apenas 3% destes jornais discutiam sobre conservação dos fungos (GRIFFITH, 2011). Os dados da União Internacional de Conservação da Natureza (IUCN) sobre o número de espécies que tiveram seu status de conservação global avaliado também refletem o desequilíbrio entre os reinos: animais e plantas registram mais de 15.000 espécies cada, enquanto os fungos registram apenas 56 espécies. Estes são dados preocupantes, tendo em vista que fungos, animais e plantas enfrentam ameaças similares resultantes de mudanças climáticas, poluição, superexploração, destruição e fragmentação de habitats (DAHLBERG et al. 2010; SENN-IRLET, 2017).

A lacuna no conhecimento da microbiota global assim como o frágil status de conservação dos fungos pode ter origem na carência de pesquisas sobre estes organismos, especialmente nos trópicos, onde se encontram os maiores índices de diversidade global. Esta carência de estudos gera lacunas no conhecimento sobre dados de distribuição, genéticos e ecológicos dos fungos,

inviabilizando o manejo correto destes organismos. (BLACKWELL, 2011; HAWKSWORTH & LÜCKING, 2017).

O Brasil, país considerado megadiverso, abriga um terço de todas as florestas tropicais do planeta e o maior sistema fluvial do mundo. A Amazônia, que tem grande parte do seu território localizado no país, contribui significativamente para essa megadiversidade (MMA, 2007). O que conhecemos sobre os fungos na Amazônia, principalmente os gasteroides, ainda é relativamente escasso. Na Amazônia brasileira são registradas 57 espécies de gasteroides e até o ano de 2010 esse número era de apenas 15 espécies. Nos últimos anos houve um aumento exponencial no número de publicações, mas a maioria se restringe a Amazônia Central, outras regiões do domínio carecem de pesquisas (MAIA et al. 2015; TRIERVEILER-PEREIRA & BASEIA, 2009a).

Estudos sobre a degradação da Amazônia mostram que o desmatamento é maior nas bordas do que na região central do bioma, essa degradação ocorre de forma granular, onde pequenos focos de desmatamento, que acompanham a expansão agropecuária, estão espalhados nestas regiões (PRODES, 2018). Como consequência deste processo, a porção meridional da Amazônia brasileira apresenta uma região conhecida como “arco do desmatamento”, onde as taxas de desmatamento são as maiores de todo o bioma (OLIVEIRA-FILHO & METZGER, 2006).

Diante disso, temos a formação de um cenário preocupante: a Amazônia, assim como outros locais da região neotropical, detém uma grande riqueza de espécies fúngicas ainda por serem descobertas (HAWSWORK & ROSSMAN, 1997; HAWSWORK & LUKING, 2017), está perdendo sua biodiversidade em taxas altíssimas (VIEIRA et al. 2008; GIAM, 2017). Muitas espécies estão sendo extintas antes mesmo de serem descobertas (BASEIA et al 2016). Por outro lado, temos um precário sistema de conservação das espécies conhecidas.

Estudos sobre a biodiversidade destes organismos é fundamental no planejamento e construção da conservação ambiental. Pesquisas na região são importantes, tanto para explorar essa biodiversidade ainda pouco estudada, quanto para delimitar estratégias de conservação efetiva. Dessa forma, este trabalho busca realizar um inventário taxonômico de fungos gasteroides na Amazônia Meridional Brasileira, contribuindo para o conhecimento dessa biodiversidade.



## 2. REFERENCIAL TEÓRICO

### 2.1 – Fungos gasteroides

O termo “gasteroide” é relacionado ao processo de desenvolvimento e maturação dos basidiósporos que sempre ocorre de maneira endógena no basidioma, é formado pelas combinações de “*gaster*” = estômago e “*mycetes*” = fungo. A característica principal dos fungos gasteroides é o basidiósporo liberado passivamente – estatimósporo (REIJNDERS, 2000).

Estes esporos são formados dentro de um corpo de frutificação fechado (angiocárpico) e quando o processo de formação dos basidiósporos está completo este basidioma se expande. Os fungos gasteroides não possuem o apêndice hilar (estrutura que atua na liberação dos basidiósporos ligados ao basídio) o que condicionou o desenvolvimento de estratégias para liberação passiva dos basidiósporos, uma vez que este não pode ser liberado ativamente. Essas características separam esses fungos de outros fungos dentro do filo basidiomycota, que são aqueles cujo himênio é exposto e os esporos possuem liberação ativa (balistosporos) (CALONGE, 1998; MILLER & MILLER, 1988).

Geralmente, os fungos gasteroides atuam como saprófitos, estando presentes em solo, madeira morta e esterco, ou como ectomicorrízicos (MILLER & MILLER, 1988; CUNNINGHAM, 1944). Diversos estudos de ontogenia, bioquímica e moleculares, comprovaram o polifiletismo do grupo (HIBBETT, 1997; HOSAKA et al., 2006). Algumas espécies são comumente utilizadas na medicina tradicional chinesa como tratamento para doenças como gota, epilepsia, reumatismo e câncer (LIU, 1984). Outras produzem moléculas com potencial para desenvolver fármacos (DORE et al. 2008) e compostos anticancerígenos como é o caso da calvacina, uma substância extraída a partir de espécies do gênero *Calvatia* Fr. (BENEKE, 1963) e, posteriormente, de *Bovistella radicata*, *B. sinensis*, *Pisolithus arhizus* e *Scleroderma cepa* (YING et al., 1987).

Basidiomas imaturos de Phallales são consumidos como iguaria na América do Norte, Japão e Nova Zelândia, bem como algumas espécies de *Calvatia* e *Lycoperdon* P. Micheli são consumidas também em estado imaturo. Além disso, existem registros de espécie de *Vascelum* F. Šmarda e *Scleroderma* Pers. com propriedades alucinógenas (LÆSSØE & SPOONER, 1994; CALONGE 1998).

## 2.2 Classificação dos fungos gasteroides

O ponto de partida para a classificação dos fungos gasteroides foi a obra de Persoon (1801), “*Synopsis Methodica Fungorum*”, que propôs as classes *Gymnocarpi*, reunindo fungos com o himênio exposto e *Angiocarpi*, que agrupava os fungos de himênio fechado com esporos produzidos internamente. Esta última classe apresentava três ordens: *Sclerocarpi*, *Sarcocarpi* e *Dermatocarpi*, estando os gasteromicetos inseridos nesta última. Baseada apenas em critérios morfológicos, esta classificação acabou reunindo no mesmo grupo táxons que não são relacionados entre si como, por exemplo, *Tuber* e *Sphaerobolus* agrupados na ordem “*Sarcocarpi*” (CUNNINGHAM, 1944; REINJENDERS, 2000).

Fries (1821), em “*Systema Mycologicum*”, seguiu os critérios de Persoon e criou a classe *Gasteromycetes*, mas foi apenas em 1862 que Anton de Bary incluiu os *Gasteromycetes* dentro dos *Basidiomycetes*, que até então ainda era considerado classe. Os trabalhos de Persoon e Fries são considerados pioneiros na classificação dos fungos gasteroides e, durante muitos anos, essa classificação permaneceu inalterada. Entretanto, alguns pesquisadores já indicavam as inconsistências desta classificação, demonstrando que o grupo representava um grande desafio para a taxonomia (CUNNINGHAM, 1944; BONORDEN, 1851; DE BARY, 1884).

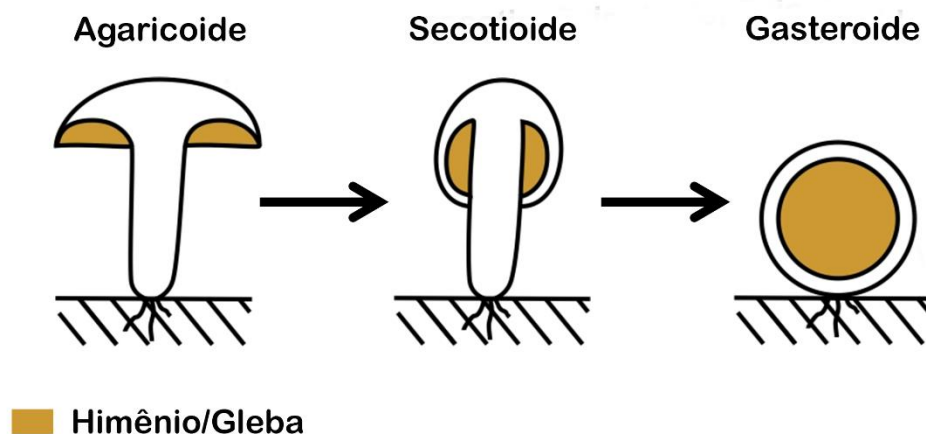
O posicionamento dos *Gasteromycetes* como uma classe bem definida dentro dos basidiomicetos, feitos com base na liberação passiva dos esporos (estatimosporia) e no desenvolvimento desses esporos dentro de um corpo de frutificação fechado (angiocárpico), foi bem aceita por grande parte dos micologistas (ALEXOPOULOS et al., 1996; REINJENDERS, 2000). Muitos trabalhos foram publicados considerando a classe *Gasteromycetes* como um grupo taxonômico válido (BOTTOMLEY, 1948; COKER & COUCH, 1928; CALONGE, 1998; DEMOULAN, 1969; DEMOULAN & DRING, 1975; LLOYD, 1902; MILLER & MILLER, 1988; PEGLER et al., 1995), permanecendo nessa situação até o início do século XX onde a validade dessa classificação começou a ser contestada: Fisher (1900) mostrou que nem todos os gêneros colocados em *Gasteromycetes* eram angiocárpicos e estudos de Malençon (1931), Fischer (1933) e Reijnders (1963), mostraram que muitos gêneros de *Gasteromycetes* pertenciam a Agaricales.

Estudos iniciados no final do século XX, realizados com base em análises morfológicas, ontogenéticas, filogenéticas e moleculares, mostraram que os fungos gasteroides formam um grupo polifilético que engloba fungos de diversas ordens e, portanto, a classe *Gasteromycetes* é artificial (HIBBET et al., 1997; HIBBETT et al., 2007; HIBBETT et al., 2014; HOSAKA et



### 2.3 Evolução dos fungos gasteroides

A evolução dos homobasidiomycetes tem sido marcada pela ampla convergência e paralelismo no que diz respeito a morfologia do corpo de frutificação. No caso dos fungos gasteroides, o processo conhecido como gasteromicetização (FIG.4) deu origem a uma ampla variedade de formas dos basidiomas e métodos de dispersão dos esporos. A gasteromicetização ocorreu diversas vezes de forma independente dentro de Agaricomycetes (SINGER 1986; MATHENY et al. 2006). Esse processo, que resulta na maturação dos esporos dentro de um corpo de frutificação fechado e liberação passiva dos esporos, apesar de ser comum a todos os gasteroides, não é exclusivo deste grupo (HIBBETT et al., 1997; WEBSTER & WEBER, 2007).



Fonte: Adaptado de M. Piepenbring.

**FIGURA 2** – Processo de gasteromicetização: a forma agaricoide seria o estágio inicial, passando pela forma secotioide até chegar na forma gasteroide.

Os fungos secotioides, que são uma forma intermediária entre os himenocarpícos e os angiocárpícos também apresentam o desenvolvimento angiocárpico e a estatimospória. De acordo com Hibbett et al. (1994), em *Lentinus tigrinus* (Bull.) Fr. (= *Lentodium*) há um mutante de ocorrência natural no qual um alelo recessivo em um único locus confere um himenóforo enclausurado semelhante ao dos fungos gasteroides. Apesar da base genética do processo de gasteromicetização ainda ser desconhecida, o que ocorre em *L. tigrinus* sugere que tais

transformações poderiam ser mediadas por um pequeno número de mutações em genes que têm grandes efeitos fenotípicos. As semelhanças de formas gasteroides secotioides com os cogumelos sugere que à evolução da forma gasteroide ocorreu a partir de um ancestral himenocárpico pelo processo de pedomorfose (FRITSCH & VON SENGBUS 1968; THIERS, 1984; HIBBETT et al., 1997; REIJNDERS 2000).

A aridez do ambiente pode ter funcionado como uma pressão ambiental para o desenvolvimento da forma gasteroide a partir da forma secotioide, já que esporos com mecanismo ativo de descarga tem baixa funcionalidade nestes ambientes. Além disso, alguns fungos secotioides são mais comuns em regiões áridas (THIERS, 1984). Nos gasteroides, o processo de perda do mecanismo de dispersão ativa dos esporos (balistosporia) ocorre por que a ruptura para liberação dos balistosporos é feita em um septo entre o topo do esterigma e o apêndice hilar, enquanto nos estastimiosporos este septo está localizado mais abaixo, de modo que uma parte maior do esterigma adere ao esporo quando este desprende do basídio e não há formação do apêndice hilar (PERREAU, 1977).

A reversão de uma forma gasteroide para uma forma com himênio exposto parece improvável, pois exigiria o reaparecimento do conjunto de caracteres envolvidos na balistosporia (HIBBETT et al., 1997; THIERS, 1984). Esta hipótese de irreversibilidade foi testada por Hibbett (2004) por meio de análises filogenéticas e seus resultados mostram que modelos de evolução do corpo de frutificação, nos quais a evolução das formas gasteróides é irreversível, não podem ser rejeitados. Dados publicados por Giachini et al. (2010) corroboram esta afirmação: na ordem *Gomphales* Jülich (Phallomycetidae) o gênero *Gautieria* Vittad. é considerado um táxon coraloide/ramarioide que apresenta o himênio organizado em câmaras mas com esporos balistospóricos. Na ausência da balistosporia, diversos mecanismos de dispersão de esporos evoluíram entre os fungos gasteroides, como o mecanismo de fole nos *puffballs*, ou o mecanismo *splash cup* em Nidulariales (INGOLD, 1971).

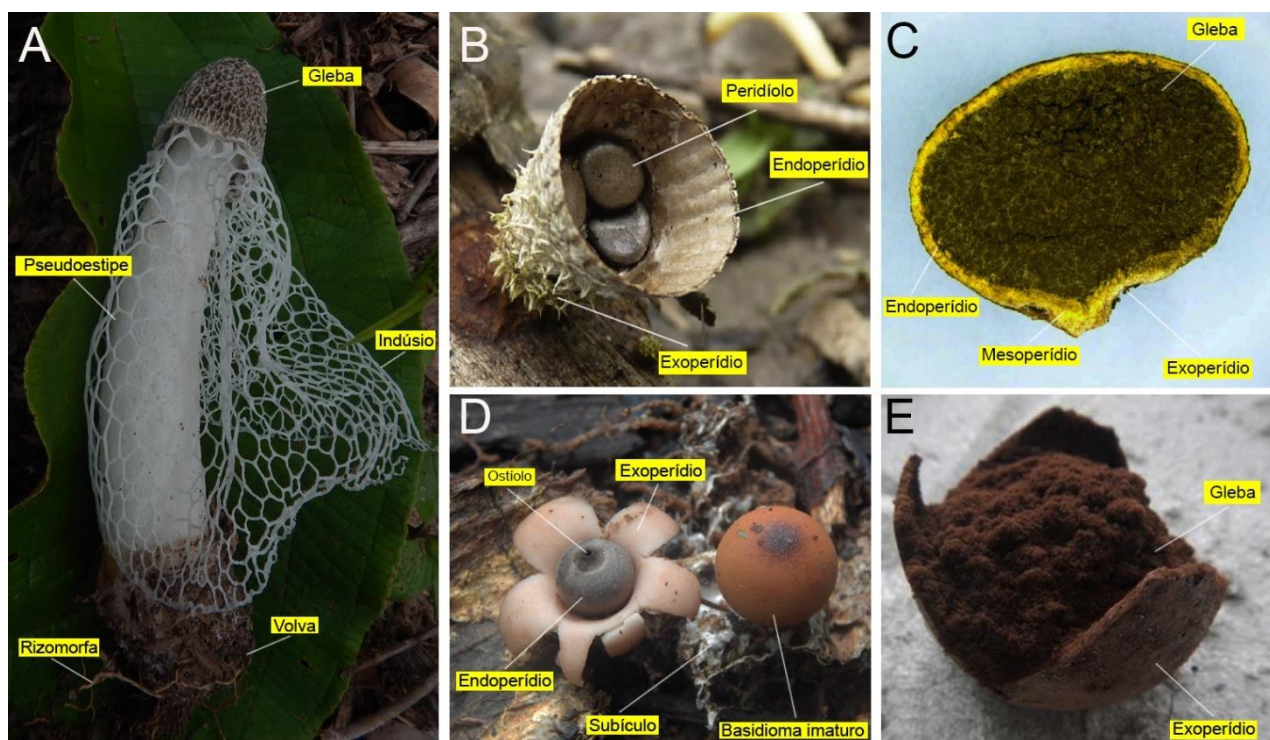
Segundo Reijnders (2000), é seguro afirmar que a forma gasteroide ocorreu durante o desenvolvimento de Homobasidiomycetes primitivos e, a partir destas formas primárias, fungos gasteroides recentes com adaptações especializadas podem ter se desenvolvido (Phallaceae, Clathraceae, Nidulariaceae, Geastraceae e Sphaerobolaceae). A inferência de que a forma gasteroide ocorreu a partir de um ancestral Hymenomycete é bem discutida (HIBBETT et al., 1997; REIJNDERS, 2000; WEBSTER & WEBER, 2007). Em contraste, não há modelo, nem existe qualquer evidência empírica, para modificações que possam resultar na transformação direta de um himenomiceto para fungos como os “*bird’s nest fungi*”, “*stinkhorns*” ou “*cannon*

ball”. Estes gasteroides são considerados formas derivadas e estão entre as estruturas mais complexas entre os fungos (HIBBETT et al., 1997).

## 2.4 - CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS E DESENVOLVIMENTO

### 2.4.1 - Características Macroscópicas

A estrutura básica de todos os fungos gasteroides é formada por perídio, gleba e, em alguns grupos, uma base estéril, estipe, columela e rizomorfas. Esse conjunto de características pode desenvolver diferentes tipos de basidiomas, com inúmeras variações de tamanho, cor, forma e consistência (FIG.3). Estes corpos de frutificação podem ser hipógeos, epígeos, sésseis ou estipitados (CALONGE 1998; MILLER & MILLER, 1988).



**FIGURA 3** – Características macroscópicas dos fungos gasteroides: A. *Phallus indusiatus* (autoria própria); B. *Cyathus albinus* (ACCIOLY et al., 2018); C. *Scleroderma camassuense* (Baseia et al. 2016); D. *Geastrum javanicum* (autoria própria); E. *Mycenastrum catimbauense* (GURGEL et al. 2017). Adaptado de LIMA (2017).

Dotados de uma grande diversidade, este grupo de organismos apresenta as mais variadas formas. No gênero *Geastrum* Pers., conhecido popularmente como “estrelas da terra” ou

“*earthstars*”, o basidioma tem um aspecto estreliforme e os esporos estão contidos em uma massa pulverulenta.

Nas espécies de *Cyathus* Haller ex Pers. o corpo de frutificação tem em geral a forma de taça ou sino invertido e os esporos estão contidos em estruturas lenticulares denominadas peridíolos. Estas estruturas lembram um ninho de pássaro com ovos, o que inspirou o nome do grupo: “Fungos Ninho-de-Pássaro” ou “*Bird’s Nest Fungi*”. Em representantes de *Phallus* Junius ex L. o basidioma tem um formato faloide e os esporos se encontram em uma porção mucilaginosa no ápice do basidioma (BRODIE, 1975; PEGLER et al. 1995; SUNHEDE, 1974).

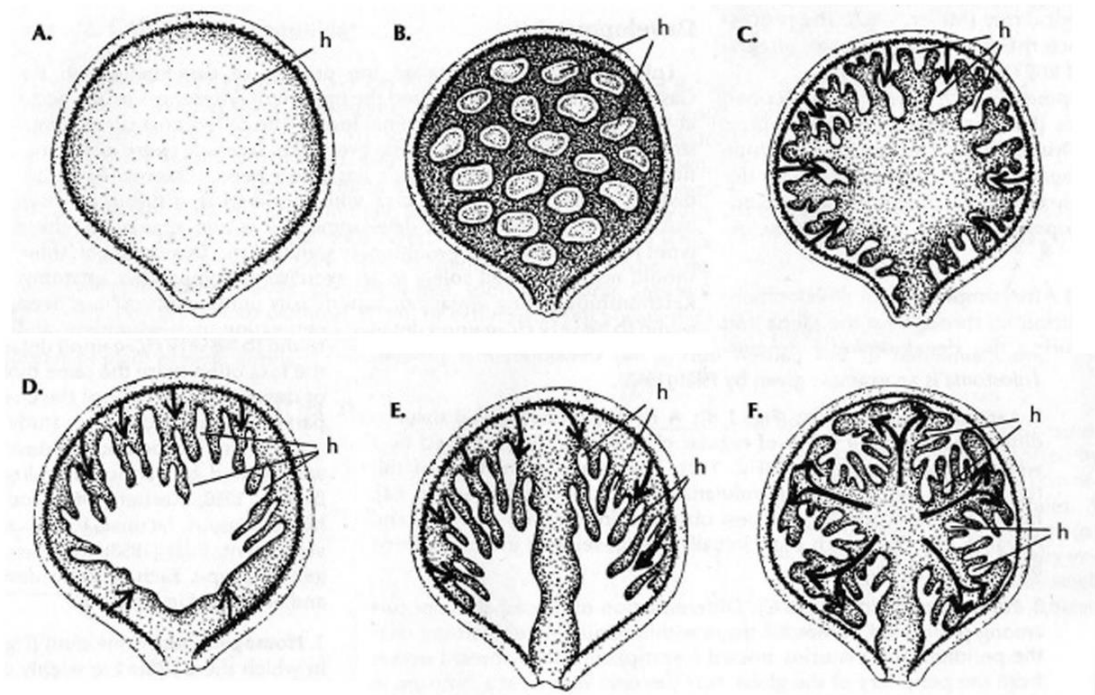
O **PERÍDIO** é a camada externa de hifas estéreis que delimita o basidioma, apresenta aspecto variável podendo ter uma superfície lisa ou com ornamentações escamosas, verrucosas, hirsutas, entre outras. A porção mais externa é denominada exoperídio e a interna endoperídio, em alguns casos pode ocorrer a formação de uma terceira camada intermediária chamada de mesoperídio em Phallales. A forma de abertura do perídio é um importante critério taxonômico. Este processo é chamado de deiscência e pode ocorrer por meio da formação de um poro onde os esporos são liberados (ex. *Geastrum* Pers.) (FIG. 3D), vários poros (ex. *Myriostoma* Desv.) ou, em alguns casos, pode se dar através do rompimento irregular do perídio (ex. *Mycenastrum* Desv. Fr.) (FIG.3E) entre outras formas. No caso de muitos Phallales o perídio rompe na maturidade e o basidioma maduro se desenvolve sob a volva (CALONGE 1998; MILLER & MILLER, 1988) (FIG. 3A).

A **GLEBA** é a porção do basidioma que abriga os elementos férteis. É constituída por uma massa de basídios e basidiósporos que, em alguns gêneros, pode estar permeada por hifas inférteis tais como capilício ou paracapilício. Quando imatura, a gleba é compacta podendo ser branca ou amarelada. Na maturidade, pode ter consistência mucilaginosa, fétida e capaz de atrair insetos que atuam como agentes dispersores (ex. *Phallales*, *Mutinus* Fr.) (FIG. 3A), pulverulenta sendo os esporos jogados no ambiente e dispersos pelo vento (ex. *Geastrum*) (FIG.3D) ou de uma massa cerosa compacta (ex. *Cyathus*) (CALONGE, 1998; DOMINGUEZ, 1989) (FIG. 3B).

Diferentes processos de ontogenia da gleba são observados em níveis de gênero, família e ordem. Esta diferenciação está relacionada com a facilitação da disseminação dos esporos, sendo o mesmo resultado obtido de diferentes maneiras entre os táxons. Diversos micologistas desenvolveram a classificação de seis modos de desenvolvimento da gleba entre os fungos gasteroides (BESSEY, 1950; DRING, 1973; GAUMANN, 1926; KREISEL, 1969 e



LOHWAG, 1926): desenvolvimento homogêneo, lacunar, coraloide, aculeato, pileado e multipileado (FIG.4).



**FIGURA 4** – Tipos de desenvolvimento da gleba nos fungos gasteroides. A. Homogêneo; B. Lacunar; C. Coraloide; D. Aculeato; E. Pileado; F. Multipileado. (h)himênio. As setas indicam a direção de desenvolvimento da gleba. Adaptado de: MILLER & MILLER (1988).

Em alguns grupos existe uma estrutura chamada **SUBGLEBA**, que se encontra por baixo da gleba. É um tecido estéril que dá suporte a gleba podendo ser compacta ou celular, no caso de uma subgleba compacta, as hifas estão distribuídas de maneira homogênea, sem a formação de cavidades. Na subgleba celular, as hifas formam câmaras (DOMINGUEZ, 1989). Geralmente não há separação exata entre a gleba e a subgleba, apenas uma zona de transição, entretanto, no caso do gênero *Vascelum* F. Šmarda, uma membrana chamada de diafragma é formada entre estas duas regiões (CALONGE, 1998).

Em relação ao **ESTIPE**, existem dois tipos: o pseudoestipe e o estipe verdadeiro. O psdeuoestipe é formado por uma massa de tecido esponjoso em que as hifas não estão dispostas paralelamente ao eixo do pseudoestipe (ex. *Phallales*). O estipe verdadeiro consiste em hifas dispostas mais ou menos de forma paralela (ex. *Tulostoma*) (CALONGE, 1998). A **COLUMELA** é uma estrutura infértil, geralmente cilíndrica ou clavada, encontrada na porção



central da gleba. Com o tempo, a columela pode se reduzir ou mesmo desintegrar-se completamente. Nas espécies de *Geastrum* há uma grande variação no tamanho, forma e persistência da columela. Em Lycorpedaceae ocorre a formação da **PSEUDOCOLUMELA**, um pedúnculo pequeno e estéril na base da gleba (BATES, 2004).

As **RIZOMORFAS** estão aderidas na porção basal do basidioma penetrando no substrato (FIG.3A). Outras estruturas de fixação ao substrato tais como o subículo (conjunto de hifas que formam uma camada esbranquiçada que decompõe a matéria orgânica (CALONGE et al., 2005), apresentam importância taxonômica variável de acordo com o grupo estudado (MILLER & MILLER, 1988) (FIG.3D).

#### 2.4.2 - Características Microscópicas

Os **BASÍDIOS** são do tipo holobasídio e podem ser ovóides, globosos, cilíndricos ou clavados (FIG.5A). No caso dos fungos gasteróides, ao contrário dos himenocárpicos, os basídios não possuem o apêndice hilar, que é um aparato para lançamento dos basidiósporos. Estes são dispersos passivamente e, durante o processo, uma porção do esterigma pode permanecer ligado ao basidiospоро. Os **BASIDIÓSPOROS** são unileculares, geralmente simétricos e podem apresentar uma gama variável de tamanhos, formas e ornamentações. Se configuram como uma característica muito importante na taxonomia de todos os fungos gasteróides (FIG.5B-E). O padrão de ornamentação, diâmetro da parede, tamanho, formato, reações químicas e presença de apêndices devem ser observados (CALONGE, 1998).

São observadas duas categorias de esporos nos gasteróides: esporos com superfície lisa e esporos com superfície ornamentada.

Esporos lisos são comuns em Phallales e Nidulariales. Em Clatraceae e Phallaceae os esporos costumam ser hialinos, lisos e elípticos sendo relativamente similares entre as espécies. Em Nidulariales os esporos são lisos, hialinos (com exceção de *Mycocalia sphagnetii* J.T. Palmer que apresenta uma cor marrom amarelada) e, em forma, podem ser globosos, ovóides a elipsoides. Espécies de outras ordens também apresentam esporos lisos como *Podaxis pistillaris* Speg., *Rhizopogon reticulatus* Hawker., *Montagnea arenaria* (DC.) Zeller., *Hymenogastier zuteus* Vitt. entre outras (BRODIE, 1975; BURK et al., 1982; BURK et al., 1983).

Esporos ornamentados são maioria nos fungos gasteróides, podendo ter estruturas como verrugas, reticulações, espinhos, pregas, concavidades ou cristas. Podemos encontrar: cumes

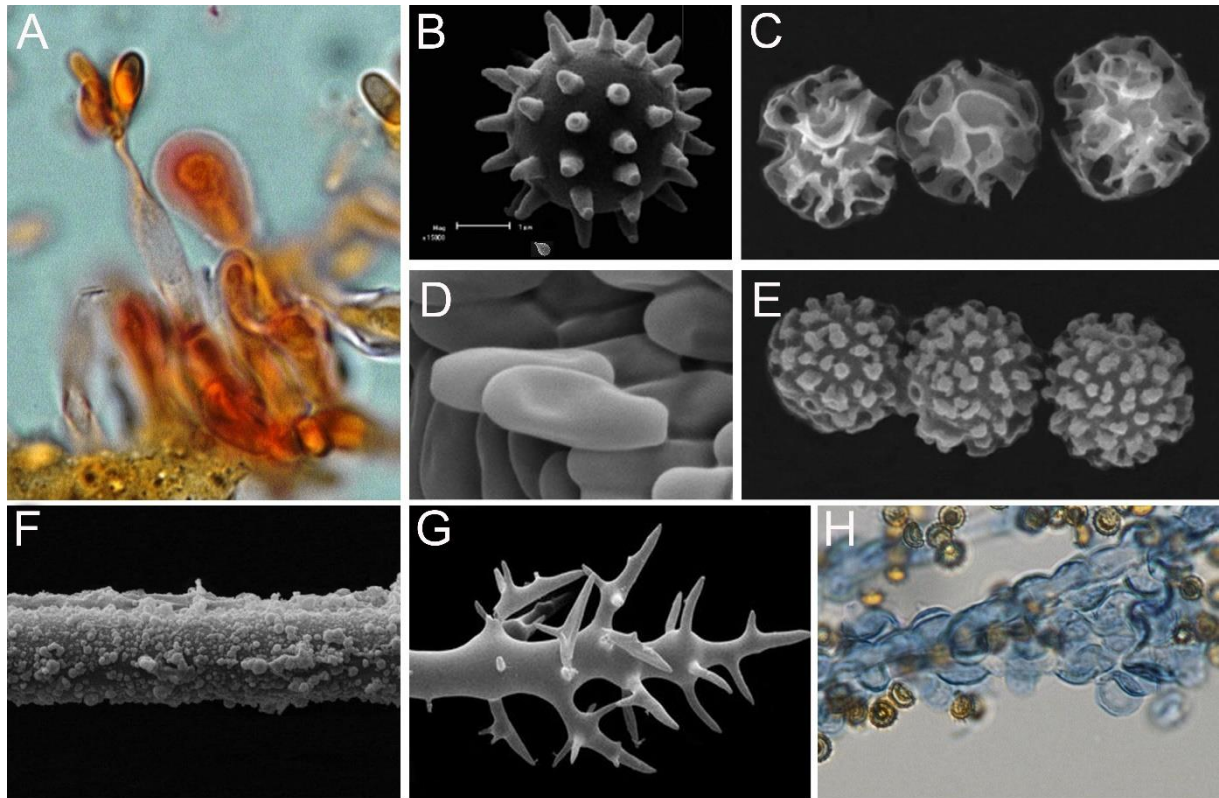
ou espinhos em *Tulostoma* Pers., verrugas altas ou espinhos truncados em *Geastrum*, uma rede reticulada em *Mycenastrum* Desv. entre outros (BURK et al., 1983).

Quanto a dispersão, a ausência de ejeção ativa do esporo permitiu o desenvolvimento de diversos mecanismos para liberação dos basidiosporos. Domingues (1993) lista quatro mecanismos de descarga: o mecanismo de fole, percussão, adesivo e de descarga em grandes massas.

O **CAPILÍCIO** é um tipo de hifa que delimita estruturalmente a gleba (FIG3F-G). Existem dois tipos encontrados comumente nos membros de *Geastraceae* e *Lycoperdaceae*:

O **EUCAPILÍCIO** que apresenta paredes espessas, lúmen de espessura variável, sendo ocasionalmente septado, pigmentado ou ornamentado. Estas hifas possuem um padrão de ramificação mutável e são cianófilas, ou seja, permanecem coradas perante o reagente azul de algodão. E o **PARACAPILÍCIO** que são hifas de parede finas, hialinas, frequentemente septadas e não apresentam reação cianófilas - suas hifas são inicialmente coradas em azul de algodão, mas, depois de um tempo, voltam a ser transparentes. Em alguns táxons estão frequentemente envoltos por uma estrutura denominada membrana glebal (FIG.5H) (KREISEL & DRING, 1967; MILLER & MILLER, 1988).

Kreisel (1967) classifica os eucapilícios em três tipos: o “*Bovista*” que não apresenta septos, possui poucos poros e tem uma haste central do qual partem numerosas ramificações; o “*Lycoperdon*” que é raramente septado, tem poros e é composto de longas cadeias capilares com ramos dicotômicos; o tipo “intermediário” que é uma transição entre os tipos “*Bovista*” e “*Lycoperdon*”, apresenta poucos poros e várias hastes principais espessas que são conectadas por ramos. Outros tipos de capilícios foram propostos por Krüger et al (2001) tais como o tipo “*Mycenastrum*”, o tipo “*Calvatia*” e o tipo “*Handkea*” e por Bates (2004), como o tipo “*Geastrum*” e o tipo “*Myriostoma*”.



**FIGURA 5** – Características microscópicas dos fungos gasteroides: A. Basídio; B,C,D,E. Esporos; F,G. Capilícios; H. Paracapilícios envoltos com membrana glebal. Fonte: A,H (autoria própria); B (CORTEZ, 2013); C,E (SOUSA, 2015); D (RODRIGUES E BASEIA, 2013); G (GURGEL et al., 2017).

## 2.5 Amazônia

A Amazônia é a maior e mais diversificada área de floresta tropical do mundo, se destacando por suas enormes dimensões, elevada biodiversidade e valioso patrimônio sociocultural (MMA, 2007). Abrangendo mais de 6 milhões de km<sup>2</sup> em nove países da América do Sul (Bolívia, Brasil, Colômbia, Equador, Guiana, Peru, Suriname Venezuela e Guiana Francesa) forma a chamada “*Panamazônia*”. As florestas e rios amazônicos, além de abrigar uma enorme diversidade de organismos, são importantes na regulação dos regimes hidrológicos regionais e no armazenamento de carbono climático e terrestre (MMA, 2007; INPE, 2017).

Segundo Coutinho (2006) o domínio amazônico não é um bioma único. Ele é um mosaico de biomas. Existe uma variedade de biomas entre os quais se destacam: floresta ombrófila densa, floresta ombrófila aberta, a floresta estacional decidual e semidecidual, as savanas, as formações pioneiras, os ecótonos, entre outros. Essa diversidade está associada ao regime das

chuvas e das cheias dos rios, que influenciam toda a dinâmica dos ecossistemas da região (CONTI & FURLAN, 1998; AB'SABER, 2002; MMA, 2007).

Walter (1986) classificou a Amazônia em Zonobioma I, que se caracteriza por um clima equatorial úmido com variações térmicas maiores ocorrendo dentro de períodos diários e vegetação de florestas pluviais tropicais sempre verdes. Na classificação de Koppen-Geiger (1936), os climas predominantes são tropicais úmido (Af) e tropical monônico (Am). A região apresenta uniformidade quanto à temperatura, as médias se situam entre 24° C e 26° C com pequenas variações. Em relação a chuva, as precipitações médias anuais variam de 1.500 até 3.800 mm (FISH et al. 1996).

Em relação aos recursos hídricos, a bacia hidrográfica amazônica é composta por todos os afluentes e rios formadores do rio Amazonas, ocupando uma área total de 6.925.674 km<sup>2</sup> desde as nascentes do rio Amazonas nos Andes Peruanos até sua foz no Oceano Atlântico (CONTI & FURLAN, 1998). Apresenta uma grande disponibilidade hídrica que se dá por uma densa rede de rios, lagos e igarapés. Ela engloba sete países e corresponde a quase 40% da América do Sul. No Brasil, a bacia ocupa cerca de 3.8 milhões de km<sup>2</sup> do território nacional. É o maior compartimento de água doce superficial do planeta, com cerca de 15% do total disponível desse recurso. A Região Hidrográfica Amazônica é ainda dividida num total de dez sub-regiões hidrográficas (CONTI & FURLAN, 1998; FILIZOLA et al., 2002).

A Amazônia pode também ser dividida em províncias geocronológicas que fazem parte do chamado “*Cráton Amazônico*” — uma região geologicamente estável que geralmente tem raízes profundas no manto da terra e são formadas nas eras pré-cambrianas (BRITO NEVES, 1995). O cráton amazônico é um dos maiores do mundo, sendo composto pelos escudos pré-cambrianos Guaporé e Guiana. Cada província possui uma grande variação em sua história geológica e composição metamórfica (BRITO NEVES, 1995; SANTOS et al. 2008) (FIG.5).



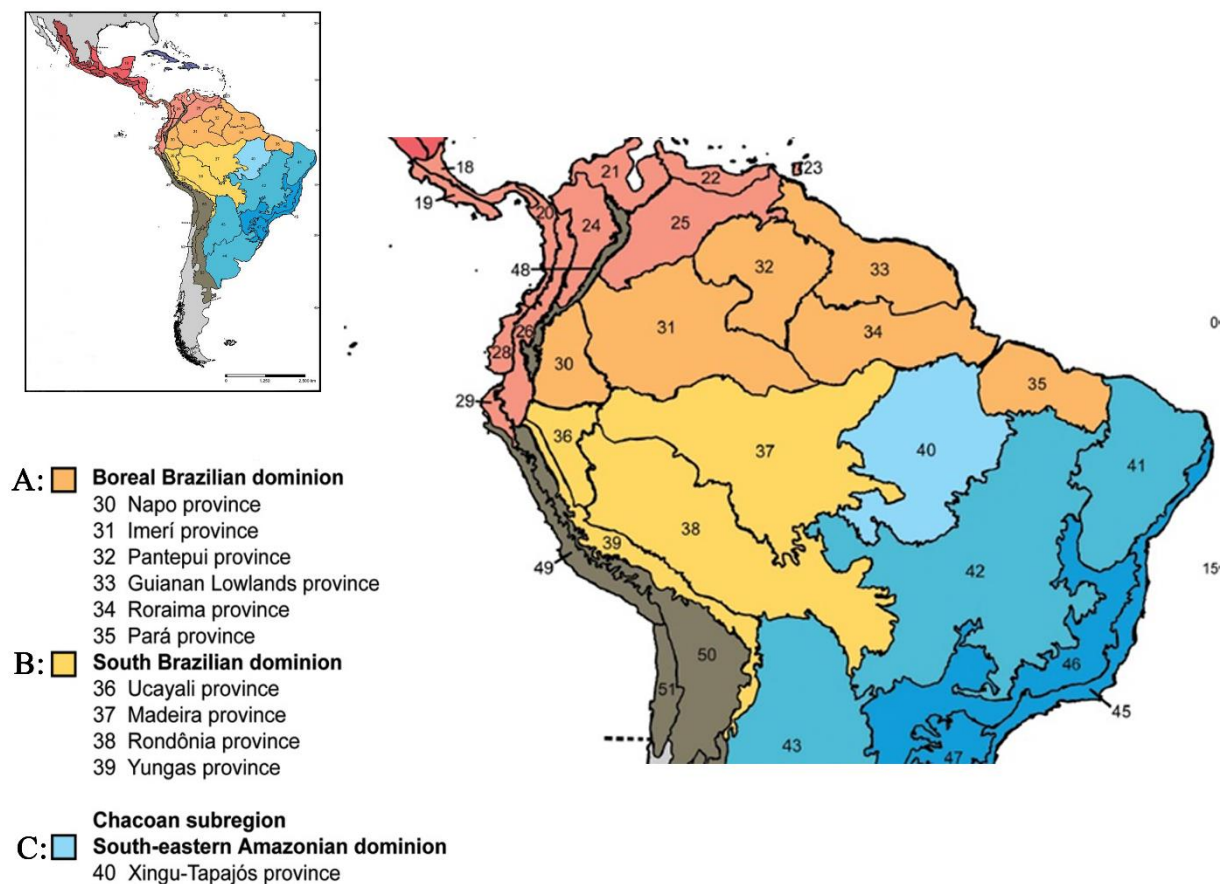
**FIGURA 6** – Cráton Amazônico.

Existem ainda classificações que abordam aspectos das comunidades de animais e plantas no domínio Amazônico. Hoje, sabe-se que estas comunidades não são homogêneas, os principais rios, cada uma com suas próprias biotas e relações evolutivas, formam na região um mosaico de distintas áreas de endemismo (SILVA et al. 2005). Morrone et al (2014) apresenta uma classificação com domínios e províncias criados com base nas áreas de endemismo de plantas e animais. A Amazônia está inserida no “domínio boreal brasileiro”, “domínio sul brasileiro” e “sub-região do Chacoana” (FIG.6). Atualmente, não existe uma classificação baseada nas áreas de endemismo para fungos na Amazônia.

O Domínio Biogeográfico Boreal Brasileiro está localizado ao norte do Rio Amazonas e é formado pelas províncias de Napo, Imerí, Pantepui, Terras Baixas da Guiana, Roraima e Pará. Alguns táxons do domínio taxonômico *Magnoliophyta* Cronquist, Takht. & W. Zimm. ex Reveal como *Gymnosiphon capitatus* (Benth.) Urb. e *Cecropia granvilleana* C.C. Berg, bem como do filo Arthropoda como *Microtityus vanzolinii* Lourenço & Eickstedt e *Selenidera reinwardtii* (Wagler, 1827), são endêmicos dessas regiões.

O Domínio Sul Brasileiro está situado ao sudoeste do Rio Amazonas, suas províncias são Ucayali, Madeira, Rondônia e Yungas. Para essas províncias há uma proporção maior de artrópodes e vertebrados endêmicos como, por exemplo, *Chlorus bolivianus* Bruner & L., *Gracilinanus aceramarcae* Tate, *Melanopareia maranonica* Chapman entre outros. As plantas endêmicas da região pertencem ao taxon *Coniferophyta* B. Hansen e *Magnoliophyta*.

A sub-região do Chacoana localiza-se ao sudoeste do Rio Amazonas e é formada pelo domínio sudeste da Amazônia que possui apenas a província Xingu-Tapajós. Os táxons endêmicos pertencem ao filo Arthropoda: *Broteochactas goujei* Vellard e *Hemiphileurus brasiliensis* Endrödi; bem como ao subfilo Vertebrata como *Pionopsitta vulturina* Kuhl e *Pteroglossus reichenowi* Vigors.



Fonte: Adaptado de MORRONE et al. 2014.

**FIGURA 7** – Regionalização biogeográfica com base nas áreas de endemismo para animais e plantas. Áreas correspondentes à Amazônia: A. Domínio Boreal Brasileiro, províncias Napo

(30), Imerí (31), Pantepui (32), Terras Baixas da Guiana (33), Roraima (34), Pará (35); B. Domínio Sul Brasileiro, províncias Ucayali (36), Madeira (37), Rondônia (38), Yungas (39); C. Subregião Chacoana, domínio Sudeste Amazônico, província Xingu-Tapajós (40).

Toda essa riqueza de rios e florestas também abriga uma enorme diversidade sociocultural. São 33 milhões de habitantes, sendo 1.6 milhões de indígenas de 370 povos diferentes. Estes povos detêm e protegem um inestimável conhecimento tradicional associado a Amazônia. Estima-se que, só em relação as plantas medicinais, os indígenas manipulam cerca de 1,6 mil espécies. Além dos povos indígenas, existem várias outras comunidades que fazem uso dos recursos da floresta como os seringueiros, castanheiros, ribeirinhos entre outros (PNUMA, 2008; PINTO, 2007).

Em critério político-administrativo, a região amazônica ocupa uma superfície de 7.413.827 km<sup>2</sup>, que representa 54% do território dos nove países-membros da Organização do Tratado de Cooperação Amazônica (OTCA) (OTCA, 2018). No Brasil, decorrente da Lei no. 1.806 de 06/01/1953, foi criada a Amazônia Legal (FIG.8A), com uma área total de 5.217.423 km<sup>2</sup>. A região abrange, em sua totalidade, os Estados do Acre, Amapá, Amazonas, Mato Grosso, Pará, Roraima, Rondônia, Tocantins e, parcialmente, o Estado do Maranhão (MMA, 2007). Esta delimitação leva em conta critérios de divisão política, não biológicos, e foi criada para otimizar a conservação da Amazônia e promover o desenvolvimento da região.

A porção sul da Amazônia em território brasileiro, também conhecida como Amazônia Meridional, engloba os estados do Amazonas, Mato Grosso, Rondônia e sul do Pará (ICMBIO, 2017). Em termos de vegetação, apresenta uma mistura entre as fitofisionomias da Amazônia e do Cerrado. Nestas áreas é possível encontrar tanto a floresta tropical úmida quanto as formações savânicas características do Cerrado (OLIVEIRA-FILHO & METZGER, 2006).

São áreas de encontro entre dois biomas diferentes que recebem o nome de ecótono ou zona de transição ecológica. Os ecótonos ocorrem frequentemente ao longo de gradientes ecológicos, é a zona em que se dá a passagem de um fitofisionomia a outra, ocorrendo ali uma confluência entre essas duas regiões (MILAN & MORO, 2016). Vários estudos mostram que a riqueza e abundância de espécies tendem a atingir o pico em áreas ecotonais, embora ocorram exceções a esses padrões (KARK, 2013; ARAÚJO, 2002).

As zonas de transição ecológica são “laboratórios naturais” para estudar uma série de processos evolutivos e tendem a abrigar *hotspots* de biodiversidade (KARK, 2013; ARAÚJO, 2002). Os *hotspots* de biodiversidade são áreas geográficas que apresentam um alto índice de

espécies endêmicas e que estão sujeitas a uma destruição eminente. Estas áreas são consideradas prioritárias para conservação (ARAÚJO, 2002). Alguns pesquisadores defendem que os ecótonos merecem elevados investimentos em conservação, servindo potencialmente como centros de especiação e biodiversidade. Eles argumentam que uma estratégia para conservar a quantidade máxima de variação adaptativa presente em diferentes organismos, é preservar populações que ocorrem ao longo de gradientes ambientais, protegendo assim toda uma gama de populações através dos habitats, bem como traços únicos dessas populações (ARAÚJO, 2002; SMITH, 1997; SMITH, 2001).

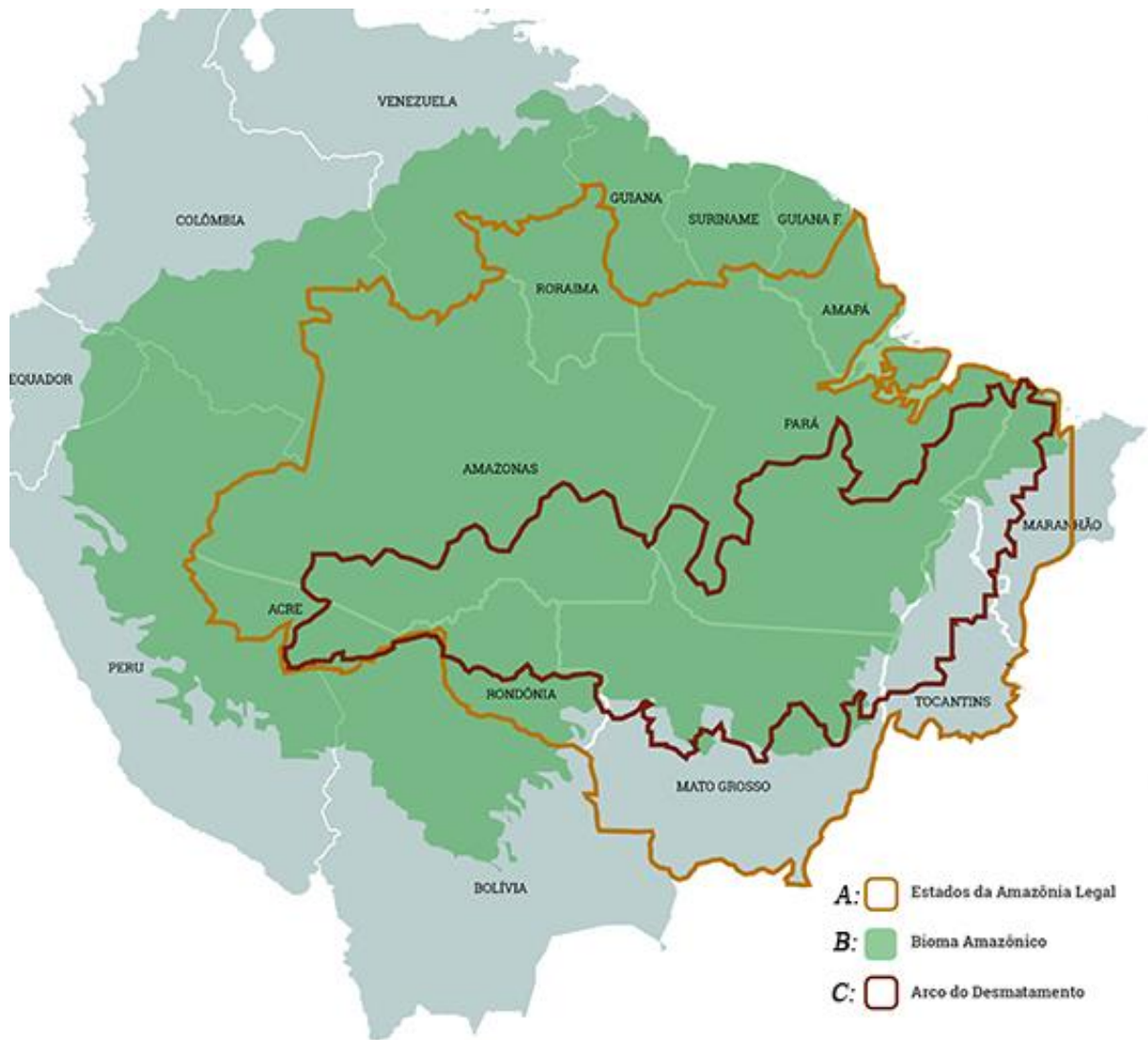
No ecótono Amazônia-Cerrado presente no estado do Mato Grosso os tipos de vegetação presente são: Floresta ombrófila (densa e aberta), Floresta estacional (decidual e semidecidual) e Savana (floresta e arborizada). Na floresta ombrófila densa ocorre a formação de uma floresta exuberante e sempre verde (perenifólia), com abundância em espécies de lenhosas, lianas e epífitas. A floresta ombrófila aberta é semelhante à ombrófila densa, diferenciando-se pelo período de seca maior e espaços maiores entre as árvores (BORGES & NOGUEIRA, 2014).

Na Floresta estacional decidual predominam as espécies caducífolas, com mais de 50% dos indivíduos perdendo sua folhagem. Já na floresta estacional semidecidual as formações são em ambientes menos úmidos do que aqueles onde se encontra a floresta ombrófila densa. Essa vegetação também é conhecida como “mata seca” e tem uma perda de folhas no período seco.

Entrento, esta perda é menor do que na floresta estacional semidecidual. A Savana do tipo floresta apresenta vegetação arbustiva lenhosa, provida também de árvores perenes ou semidecídua. Na Savana do tipo arborizada a vegetação está sujeita ao fogo anual, esta vegetação se caracteriza por apresentar uma fisionomia rala definida por árvores baixas, ora formando fisionomias mais abertas (Campo Cerrado), ora com a presença de cerrado propriamente dito (BORGES & NOGUEIRA, 2014).

A Amazônia Meridional também está inserida em uma região chamada de “Arco do Desmatamento”, cujos limites incorporam o sul do Amazonas e Pará, sudeste do Acre e norte do Mato Grosso, Rondônia e Tocantins (FIG.8C). Nesta área, a fronteira agrícola avança em direção as florestas e os índices de desmatamento são os mais altos em todo o domínio Amazônico (OLIVEIRA-FILHO & METZGER 2006).





Fonte: Adaptado de [midiaeamazonia.andi.org.br](http://midiaeamazonia.andi.org.br).

**FIGURA 8** – Limites do domínio Amazônico, Amazônia legal e arco do desmatamento.

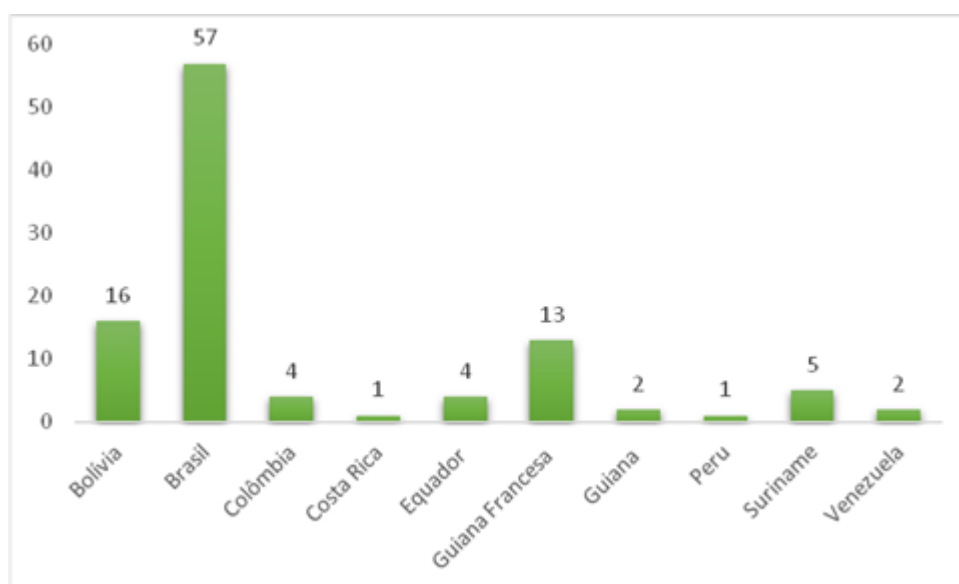
Dados sobre o desmatamento da Amazônia mostram que a degradação ocorre em taxas elevadas nos estados que fazem parte do arco do desmatamento e também resguardam os limites do bioma no Brasil: os estados do Mato Grosso, Pará e Roraima possuem, respectivamente, taxas de desmatamento anual de 33.3%, 34% e 13.8% (PRODES, 2017). Nesses estados, a fragmentação florestal é intensa, onde diversas “ilhas de vegetação” são circundadas por quilômetros de plantação agrícola e pastagens (OLIVEIRA-FILHO & METZGER 2006).

## 2.6 Fungos gasteroides na Amazônia

Os primeiros registros de fungos gasteroides citados para Amazônia foram feitos por Montagne (1839), que registrou *Geastrum ambigum* Mont. e *Phallus indusiatus* Vent.: Pers. para a Amazônia boliviana. Alguns anos depois, Berkeley & Cooke (1876) citam *Cyathus limbatus* Tul. & C. Tul. e *Scleroderma stelatum* Berk. como os primeiros registros de fungos gasteroides para a Amazônia brasileira. Em 1904, Hennings registra 7 espécies para o estado do Amazonas: *Geastrum englerianum* Henn., *Geastrum juruense* Henn., *Geastrum saccatum* Fr., *Geastrum scleroderma* Mont., *Lycoperdon epixylon* Berk. & M.A. Curtis, *Lycoperdon juruense* Henn. e *Sclerangium brasiliense* Henn..

Durante todo o século XX, as publicações sobre a micobiota gasteroide na Amazônia são escassas e estão dispersas entre os países que fazem parte do domínio. Entretanto, a partir do século XXI, a Amazônia brasileira começa a concentrar grande parte destas publicações, sendo atualmente a porção do domínio com o maior número de espécies conhecidas (57 espécies), seguidas da Bolívia (16 espécies) e Guiana Francesa (13 espécies) (Tabela 1).

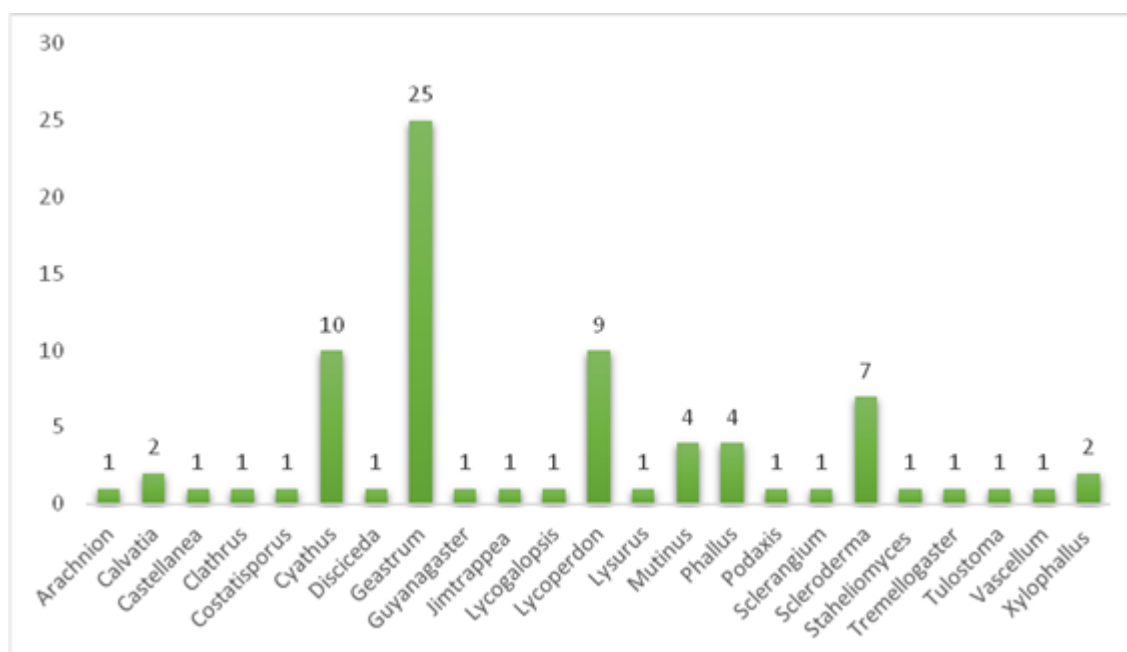
**GRÁFICO 1** – Registros de espécies de fungos gasteroides encontrados na Amazônia de acordo com cada país. Números acima de cada coluna representam a quantidade de espécies para cada país.



Fonte: Elaborado pelo autor.

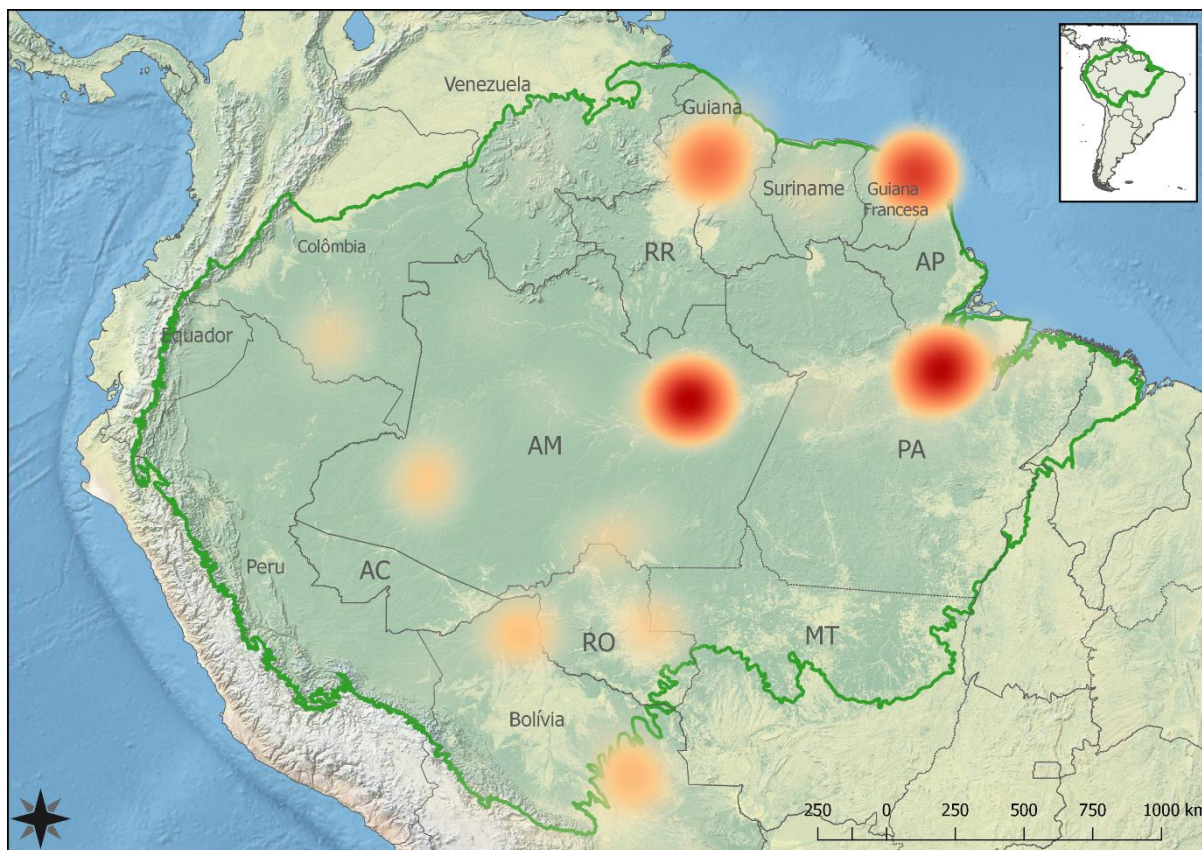
Até o momento, por meio de levantamento bibliográfico realizado neste estudo, são registradas 80 espécies de fungos gasteroides para o domínio Amazônico (Tabela 1). Estas espécies estão distribuídas em 23 gêneros, sendo os mais representativos: *Geastrum*, *Cyathus*, *Lycoperdon* e *Scleroderma* (Gráfico 2). Estes gêneros estão distribuídos em 08 famílias (*Agaricaceae*, *Boletaceae*, *Diplocystaceae*, *Geastraceae*, *Nidulariaceae*, *Phallaceae*, *Physalacriaceae*, *Sclerodermataceae*) e 04 ordens (*Agaricales*, *Phallales*, *Geastrales* e *Boletales*).

**GRÁFICO 2** – Registros de gêneros de fungos gasteroides no domínio Amazônico. Números acima de cada coluna representam o número de espécies para cada gênero.



Fonte: Elaborado pelo autor.

O gênero *Staheliomyces* é o que apresenta maior distribuição entre os países sendo encontrado no Brasil, Bolívia, Guiana Francesa, Equador, Costa Rica e Suriname. Entretanto, nenhum dos gêneros reportados apresenta distribuição ampla em todo o domínio, gêneros como *Arachnion*, *Castellanea*, *Costatisporus*, *Clathrus*, *Disciseda*, *Guyanagaster*, *Jimtrappea*, *Lysurus*, *Sclerangium*, *Tulostoma* e *Vascellum* possuem apenas um registro para toda a Amazônia. O mapa da figura 9 mostra a distribuição das espécies dentro do domínio.



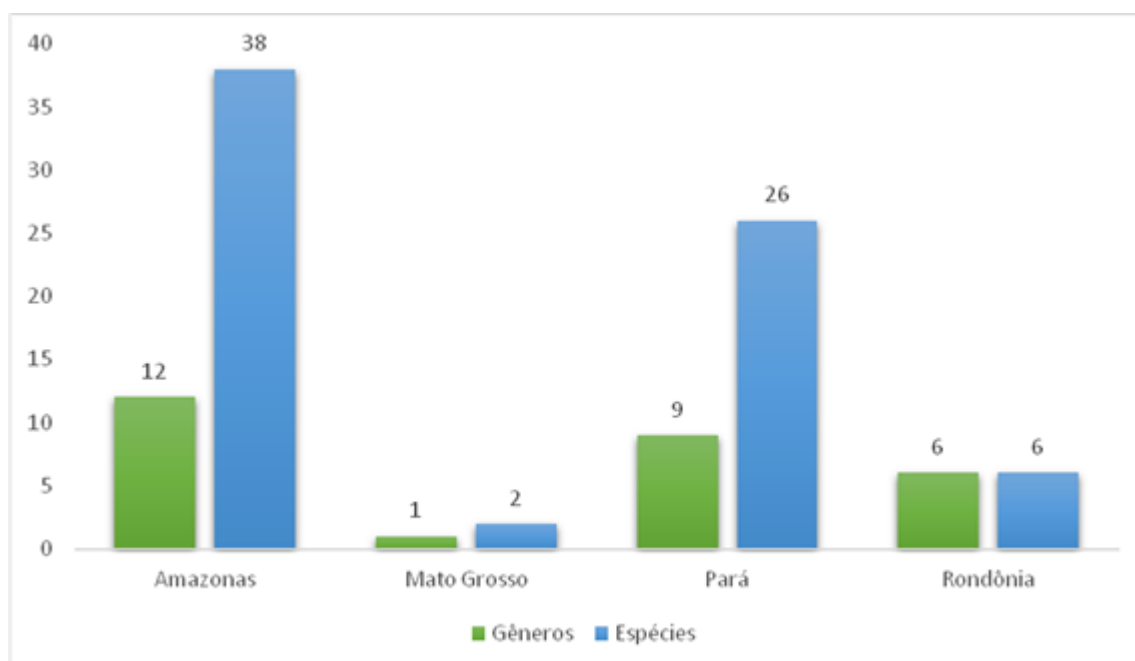
**FIGURA 9** – Mapa de ocorrência de espécimes de fungos gasteroides encontrados na Amazônia. Os círculos representam áreas de ocorrência dos espécimes. Nas áreas com maior ocorrência a coloração é mais acentuada.

Na Amazônia Brasileira, as 58 espécies reportadas estão distribuídas em 13 gêneros, o que representa 22% dos gêneros de fungos gasteroides encontrados no país. Em relação às espécies, esta representatividade é de 17%. Os estados do Amazonas e do Pará apresentam o maior número de gêneros e espécies registradas, seguidas de Rondônia e Mato Grosso (GRÁFICO 3), já os Estados do Acre, Amapá, Roraima, Tocantins e Maranhão não apresentam registros. Entretanto, nos Estados com o maior número de espécies estes registros estão concentrados em uma única região ou em locais próximos: no Amazonas a grande maioria é para a região central, próximo a Manaus; no Pará todas as espécies são de apenas duas localidades, a Floresta Nacional de Caxiuanã e a Reserva Extrativista Tapajós-Arapiuns.

Entre as 80 espécies presentes na Amazônia, 18 são novas espécies identificadas (Trierveiller-Pereira et al. 2009; Henkel et al. 2010; Silva et al. 2013; Alfredo et al. 2012a; Alfredo et al. 2012b; Cabral et al. 2014; Smith et al. 2015; Baseia et al. 2016; Crous et al. 2016b;

Cabral et al 2017; Crous et al 2017; Accioly et al. 2018; Crous et al. 2018) sendo todas, até o momento, encontrados apenas na Floresta Amazônica.

**GRÁFICO 3** – Registros de gêneros e espécies de fungos gasteroides por Estado.



Fonte: Elaborado pelo autor.

Nos últimos 10 anos houve um aumento considerável de espécies de fungos gasteroides registradas para a Amazônia e, como foi discutido, grande parte desses registros estão concentrados no Brasil. Essa predominância nacional pode ser explicada pelo aumento nos últimos 15 anos em investimentos governamentais, tanto no que diz respeito a projetos que buscam estudar a nossa biodiversidade, como no aumento de financiamentos e subsídios para as universidades e institutos federais de pesquisa, onde estão concentrados os grandes polos de pesquisa. São inúmeros institutos, programas de graduação e pós-graduação que se dedicam à pesquisa sobre a biodiversidade brasileira.

Um outro padrão a ser observado é a concentração dos registros em capitais e regiões próximas, como é o caso de Manaus (AM), que detém grande parte das espécies conhecidas para a Amazônia brasileira. Essa tendência, que ocorre em todos os biomas do país, é explicada pela proximidade destas regiões aos grandes centros acadêmicos e institutos de pesquisas. No caso da região Amazônica este padrão é ainda mais reforçado pela dificuldade de acesso aos

locais de coleta. Muitas regiões sofrem inundações periódicas e em algumas localidades o acesso só é feito por meio dos rios, sendo necessárias horas ou até mesmo dias de barco.

**TABELA 1** – Espécies de fungos gasteroides registradas para o domínio Amazônico.

| <b>Espécie</b>                                                  | <b>Distribuição</b> | <b>Referência</b>                 |
|-----------------------------------------------------------------|---------------------|-----------------------------------|
| <i>Arachnion album</i> Schwein.                                 | Bolívia             | Calonge et al. 2000               |
| <i>Castellanea pakaraimophila</i> T.W. Henkel & M.E. Sm.        | Guiana**            | Smith et al 2015                  |
| <i>Calvatia oblongispora</i> V.L. Suárez, J.E. Wright & Calonge | Brasil (AM)         | Suárez et al. 2009                |
| <i>Calvatia cyathiformis</i> (Bose) Morgan                      | Brasil (PA)         | Sotão et al. 2009                 |
| <i>Costatisporus cyanescens</i> T.W. Henkel & M.E. Sm.          | Guiana**            | Smith et al. 2015                 |
| <i>Clathrus crispus</i> Turpin                                  | Guiana Francesa     | Cheyne 2010                       |
| <i>Cyathus amazonicus</i> Trierv.-Per. & Baseia                 | Brasil (RO)*        | Trierveiller-Pereira et al. 2009b |
|                                                                 | Brasil (AM)         | Accioly et al. 2018               |
| <i>Cyathus albinus</i> Accioly, R. Cruz & Baseia                | Brasil (AM)*        | Accioly et al. 2018               |
| <i>Cyathus berkeleyanus</i> (Tul. & C. Tul.) lloyd              | Brasil (PA)         | Sotão et al. 2009                 |
| <i>Cyathus earlei</i> Lloyd                                     | Brasil (AM)         | Accioly et al. 2018               |
| <i>Cyathus helenae</i> H.J. Brodie                              | Brasil (PA)         | Sotão et al. 2009                 |
| <i>Cyathus limbatus</i> Tul. & C. Tul.                          | Brasil (AM)         | Berkeley & Cooke. 1876            |
|                                                                 | Brasil (AM)         | Accioly et al. 2018               |
|                                                                 | Guiana Inglesa      | Brodie & Dennis 1954              |
| <i>Cyathus morelensis</i> C.L. Gómez & Pérez-Silva              | Brasil (AM)         | Cruz et al. 2012                  |
| <i>Cyathus stercoreus</i> (Schwein.) De Toni                    | Brasil (PA)         | Sotão et al. 2009                 |

|                                                                  |                |                                   |
|------------------------------------------------------------------|----------------|-----------------------------------|
| <i>Cyathus striatus</i> (Huds.) Wild                             | Brasil (PA)    | Sotão et al. 2009                 |
|                                                                  | Colômbia       | Vasco-Palacios et al. 2005        |
| <i>Cyathus triplex</i> Lloyd                                     | Brasil (AM)    | Accioly et al. 2018               |
|                                                                  | Brasil (PA)    | Sotão et al. 2009                 |
|                                                                  | Guiana Inglesa | Brodie & Dennis 1954              |
| <i>Disciseda verrucosa</i> G. Cunn.                              | Bolívia        | Calonge et al. 2000               |
| <i>Geastrum albonigrum</i> Calonge & M. Mata                     | Brasil (MT)    | Trierveiler-Pereira et al. 2011b  |
|                                                                  | Brasil (AM)    | Accioly 2014                      |
| <i>Geastrum ambiguum</i> Mont.                                   | Bolívia        | Montagne 1839                     |
| <i>Geastrum drummondii</i> Berk.                                 | Bolívia        | Perkins 1912                      |
| <i>Geastrum echinulatum</i> B.D.B. Silva & Baseia                | Brasil (AM)*   | Silva et al. 2013                 |
| <i>Geastrum englerianum</i> Henn.                                | Brasil (AM)    | Hennings 1904                     |
| <i>Geastrum entomophilum</i> Fazolino, Calonge & Baseia          | Brasil (PA)    | Fazolino et al. 2008              |
|                                                                  | Brasil (PA)    | Leite et al. 2011                 |
|                                                                  | Brasil (RO)    | Trierveiller-Pereira et al. 2009b |
|                                                                  | Brasil (AM)    | Accioly, T. 2014                  |
| <i>Geastrum fimbriatum</i> Fr.                                   | Bolívia        | Calonge et al. 2000               |
|                                                                  | Brasil (PA)    | Sotão et al. 2009                 |
| <i>Geastrum hariatii</i> Lloyd                                   | Suriname       | Coker & Couch 1928                |
|                                                                  | Brasil (AM)    | Cabral et al 2014a                |
| <i>Geastrum inpaense</i> T.S. Cabral, B.D.B. Silva & I.G. Baseia | Brasil (AM)*   | Cabral et al 2014                 |

|                                                                      |                 |                                  |
|----------------------------------------------------------------------|-----------------|----------------------------------|
| <i>Geastrum ishiikawae</i> Accioly, J.O. Sousa, Baseia & M.P. Martín | Brasil (AM)*    | Crous et al. 2016                |
| <i>Geastrum hirsutum</i> Baseia & Calonge                            | Brasil (PA)     | Sotão et al. 2009                |
| <i>Geastrum javanicum</i> Lév.                                       | Brasil (PA)     | Leite et al. 2011                |
| <i>Geastrum juruense</i> Henn.                                       | Brasil (AM)     | Hennings 1904                    |
| <i>Geastrum lageniforme</i> Vittad.                                  | Brasil (AM)     | Cabral et al. 2014a              |
|                                                                      | Brasil (PA)     | Leite et al. 2011                |
|                                                                      | Brasil (MT)     | Trierveiler-Pereira et al. 2011b |
|                                                                      | Bolívia         | Calonge et al. 2000              |
| <i>Geastrum liloi</i> L.S. Domínguez                                 | Brasil (PA)     | Leite et al. 2011                |
| <i>Geastrum mirabile</i> Mont.                                       | Guiana Inglesa  | Dennis 1953                      |
| <i>Geastrum ovalisporum</i> Calonge & Mor.-Arr.                      | Bolívia         | Calonge et al. 2000              |
| <i>Geastrum saccatum</i> Fr.                                         | Brasil (AM)     | Cabral et al. 2014               |
|                                                                      | Brasil (AM)     | Hennings 1904                    |
|                                                                      | Brasil (PA)     | Leite et al. 2011                |
|                                                                      | Colômbia        | Vasco-Palacios et al. 2005       |
|                                                                      | Bolívia         | Calonge et al. 2000              |
| <i>Geastrum schweinitzii</i> (Berk. & M.A. Curtis) Zeller            | Brasil (AM)     | Cabral et al. 2014               |
|                                                                      | Brasil (PA)     | Sotão et al. 2009                |
|                                                                      | Guiana Francesa | Zeller S.M. 1948                 |
| <i>Geastrum scleroderma</i> Mont.                                    | Brasil (AM)     | Hennings 1904                    |



|                                                                              |                    |                                      |
|------------------------------------------------------------------------------|--------------------|--------------------------------------|
| <i>Geastrum triplex</i> Jungh.                                               | Brasil (AM)        | Cabral et al. 2014; Accioly, T. 2014 |
|                                                                              | Equador            | Kasuya et al. 2012                   |
|                                                                              | Venezuela          | Coker & Couch 1928                   |
| <i>Geastrum trichifer</i> Rick                                               | Guiana Inglesa     | Dennis 1953                          |
| <i>Geastrum velutinum</i> Morgan                                             | Brasil (PA)        | Sotão et al. 2009                    |
| <i>Geastrum verrucoramulosum</i> T.S.<br>Cabral, J. O Sousa & Baseia         | Brasil (AM)*       | Cabral et al. 2017                   |
| <i>Guyanagaster necrorhiza</i> , M.E. Sm & Aime                              | Guiana Francesa**  | Henkel et al. 2010                   |
| <i>Jimtrappea guyanensis</i> T.W. Henkel,<br>M.E. Sm. & Aime                 | Guiana Francesa ** | Smith et al 2015                     |
| <i>Lycogalopsis solmsii</i> E. Fisch.                                        | Brasil (AM)        | Dennis 1953                          |
|                                                                              | Brasil (AM)        | Alfredo et al. 2012a                 |
|                                                                              | Brasil (PA)        | Sotão et al. 2009                    |
| <i>Lycoperdon allostipitatum</i> Baseia & Alfredo                            | Brasil (AM)*       | Alfredo et al. 2012a                 |
| <i>Lycoperdon arenicola</i> (Alfredo & Baseia) Baseia, Alfredo & M.P. Martín | Brasil (AM)*       | Alfredo et al. 2014                  |
| <i>Lycoperdon costaricensis</i> M.I. Morales                                 | Bolívia            | Suarez & Wright 1996                 |
| <i>Lycoperdon juruense</i> Henn.                                             | Brasil (AM)        | Hennings 1904                        |
| <i>Lycoperdon fuligineum</i> Berk. & M.A. Curtis                             | Brasil (AM)        | Cabral et al. 2014a                  |
|                                                                              | Brasil (PA)        | Sotão et al. 2009                    |
|                                                                              | Brasil (RO)        | Capelari & Maziero 1988              |
|                                                                              | Bolívia            | Suarez & Wright 1996                 |
|                                                                              | Venezuela          | Dennis 1953                          |

|                                                                                      |                 |                                  |
|--------------------------------------------------------------------------------------|-----------------|----------------------------------|
| <i>Lycoperdon oblongatum</i> Accioly, Baseia & M.P. Martín                           | Brasil (AM)     | Alfredo et al. 2017              |
| <i>Lycoperdon pyriformis</i> (Schaeff.) Kreisel & D. Krüger                          | Bolívia         | Rocabado et al. 2007             |
| <i>Lycoperdon epixylon</i> Berk. & M.A. Curtis                                       | Brasil (AM)     | Hennings 1904                    |
| <i>Lycoperdon juruense</i> Henn.                                                     | Brasil (AM)     | Dennis 1953                      |
| <i>Lysurus arachnoideus</i> (E. Fisch.) Trierv.-Per. & Hosaka                        | Brasil (AM)     | Cabral et al. 2015               |
| <i>Mutinus bambusinus</i> (Zoll.) E. Fisch.                                          | Bolívia         | Wright 1960                      |
| <i>Mutinus fleischeri</i> Penz.                                                      | Brasil (AM)     | Cabral et al. 2014a              |
| <i>Mutinus verrucosus</i> T.S. Cabral, B.D.B. Silva, K. Hosaka, M.P. Martín & Baseia | Brasil (PA)*    | Crous et al. 2017                |
| <i>Mutinus caninus</i> (Huds.) Fr.                                                   | Brasil (RO)     | Trierveiler-Pereira et al. 2011a |
| <i>Phallus aff. multicolor</i> (Berk. & Broome) Cooke                                | Guiana Francesa | Cheype 2010                      |
| <i>Phallus atrovalvatus</i> Kreisel & Calonge                                        | Guiana Francesa | Cheype 2010                      |
|                                                                                      | Brasil (AM)     | Cabral et al. 2014a              |
|                                                                                      | Brasil (PA)     | Cabral et al. 2015               |
| <i>Phallus cinnabarinus</i> (W.S. Lee) Kreisel, Czech Mycol                          | Brasil (AM)     | Cabral et al. 2014a              |
|                                                                                      | Brasil (PA)     | Sotão et al. 2009                |
|                                                                                      | Brasil (RO)     | Trierveiller-Pereira et al. 2009 |
|                                                                                      | Bolívia         | Montagne 1839                    |
|                                                                                      |                 | Wright 1960                      |
| <i>Phallus indusiatus</i> Vent.: Pers.                                               | Colômbia        | Vasco-Palacios et al. 2005       |
|                                                                                      | Guiana Francesa | Cheype 2010                      |
|                                                                                      | Brasil (AM)     | Cabral et al. 2014a              |

|                                                                     |                 |                           |
|---------------------------------------------------------------------|-----------------|---------------------------|
|                                                                     | Guiana Francesa | Cheyne 2010               |
| <i>Podaxis pistillaris</i> (L.) Fr.                                 | Bolivia         | Rocabado et al. 2007      |
| <i>Sclerangium brasiliense</i> Henn.                                | Brasil (AM)*    | Hennings 1904             |
| <i>Scleroderma anomalosporum</i> Baseia, B.D.B. Silva & M.P. Martín | Brasil (PA)*    | Baseia et al. 2016        |
| <i>Scleroderma cepa</i> Pers.                                       | Bolivia         | Stevenson & Cárdenas 1949 |
| <i>Scleroderma camassuense</i> M.P. Martín, Baseia & B.D.B. Silva   | Brasil (PA)*    | Baseia et al. 2016        |
| <i>Scleroderma duckei</i> B.D.B. Silva, M.P. Martín & Baseia        | Brasil (AM)*    | Baseia et al. 2016        |
| <i>Scleroderma minutisporum</i> Baseia, Alfredo & Cortez            | Brasil (AM)*    | Alfredo et al. 2012b      |
| <i>Scleroderma sinnamariense</i> Mont.                              | Brasil (AM)     | Singer & Araújo 1979      |
|                                                                     | Guiana Francesa | Henkel et al. 2012        |
| <i>Scleroderma stelatum</i> Berk.                                   | Brasil (AM)     | Berkeley & Cooke 1876     |
|                                                                     | Brasil (PA)     | Sotão et al. 2009         |
| <i>Staheliomyces cinctus</i> E. Fisch., Mitt.                       | Brasil (AM)     | Cabral et al. 2014a       |
|                                                                     | Guiana Francesa | Cheyne 2010               |
|                                                                     | Bolivia         | Wright 1960               |
|                                                                     | Equador         | Burr et al. 1996          |
|                                                                     | Costa Rica      | Saenz & Nassar 1982       |
|                                                                     | Suriname        | Dennis 1970               |
|                                                                     | Suriname*       | Linder 1930               |
| <i>Tremellogaster surinamensis</i> E. Fisch.                        |                 | Linder 1930               |
|                                                                     | Guiana Francesa | Henkel 2012               |

|                                                                                                     |                 |                                  |
|-----------------------------------------------------------------------------------------------------|-----------------|----------------------------------|
|                                                                                                     | Colômbia        | Vasco-Palacios et al. 2005       |
| <b><i>Tulostoma exasperatum</i></b> Mont.                                                           | Brasil (RO)     | Trierveiler-Pereira et al. 2011b |
| <b><i>Vascellum pampeanum</i></b> (Speg.)<br>Homrich                                                | Bolívia         | Rocabado et al. 2007             |
| <b><i>Xylophallus xylogenus</i></b> (Mont.) E.<br>Fisch                                             | Guiana Francesa | Cheyne 2010                      |
|                                                                                                     | Guiana          | Montagne 1855                    |
|                                                                                                     | Suriname        | Fischer 1933                     |
|                                                                                                     | Peru            | Gómez & Gazis 2006               |
|                                                                                                     | Brasil          | Cabral 2016                      |
| <b><i>Xylophallus clavatus</i></b> T.S. Cabral, M.P.<br>Martín, C.R. Clement, K. Hosaka &<br>Baseia | Brasil (AM)*    | Crous et al. 2018                |
|                                                                                                     | Brasil (PA)     |                                  |

\*Espécie nova \*\*Gênero novo

### **3. OBJETIVOS**

#### **3.1 Objetivo geral**

Conhecer a biodiversidade de fungos gasteroides (Basidiomycota) através de um inventário taxonômico em áreas da Amazônia Meridional, verificando e discutindo a diversidade e distribuição dos táxons estudados para a região.

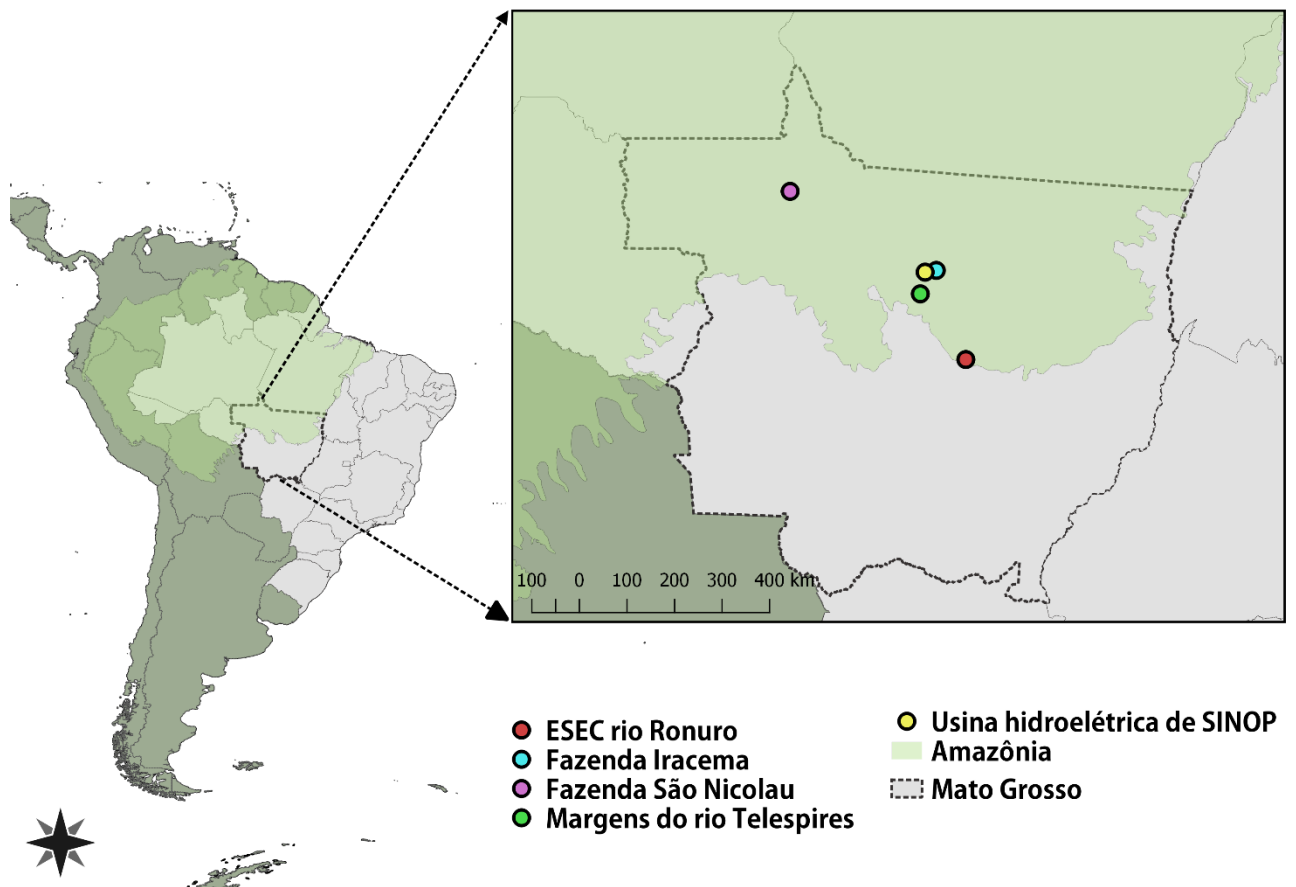
#### **3.2 Objetivos específicos**

- Realização de excursões para coleta de basidiomas;
- Análises macroscópicas, microscópicas dos espécimes coletados;
- Descrição e identificação dos espécimes estudados;
- Elaboração de pranchas de fotos para as espécies identificadas;
- Discussão dos aspectos da distribuição, taxonomia e sistemática das espécies encontradas;
- Elaboração de chaves de identificação;
- Elaboração de mapas distribucionais.

## 4. MATERIAL E MÉTODOS

### 4.1 Áreas estudadas

Foram amostradas cinco áreas no estado do Mato Grosso, situadas na porção meridional do domínio Amazônico (FIG.10). Estas áreas abrangem diferentes fitofisionomias onde foi explorado um gradiente de vegetação que vai desde zonas de transição ecológicas, com uma miscelânea da Amazônia e do Cerrado, a vegetações de floresta densa e fechada, característica da Amazônia. Para o município de Cotriguaçu e Nova Ubitatã as coletas tiveram o mesmo tempo cada (7 dias), já para os municípios de SINOP e Claudia as coletas foram de um e dois dias, respectivamente.



**FIGURA 10** - Mapa das áreas de coleta.

#### 4.1.1 Estação Ecológica Rio Ronuro

A Estação Ecológica (ESEC) Rio Ronuro (12°58'08"S 54°29'24"W) está localizada na região central do estado do Mato Grosso, no município de Nova Ubiratã (FIG.11A-B). Abrange uma área de 102.000 ha e pertence à bacia amazônica, sendo drenada pelos rios Santo Cristo, Hinterman, Von Den Steinen e Ronuro. Ao nordeste da unidade de conservação encontra-se o Parque Índigena do Xingu. A região é um importante divisor de águas das bacias hidrográficas do Paraguai-Paraná e Amazônica, onde também estão localizados os principais afluentes do rio Ronuro (CEPEMAR, 1998; SILVA, 2009).

Situada em localidade onde predomina o clima equatorial classificado como Aw no sistema de Köppen/Geiger, apresenta uma reduzida estação seca durante o inverno; temperaturas médias superiores a 25° C e pluviosidade média em torno de 2.000 mm anuais. É uma área de transição entre a Amazônia e o Cerrado, onde predominam a floresta estacional semidecidual e área de contato de savana com floresta, detendo parte de uma tipologia de formações pioneiras e de floresta ombrófila aberta submontana. O caráter climático é determinante para a criação de uma faixa de transição que separa a parte setentrional da região Amazônica, da parte meridional, que compreende áreas de Cerrado. Em toda a porção sul, o cerrado é predominante. A Unidade de Conservação está numa zona de transição ecológica, o que condiciona uma alta riqueza de espécies e habitats. (CEPEMAR, 1998; SILVA, 2009).

#### 4.1.2 Fazenda São Nicolau

A Fazenda São Nicolau (9° 51' 16.9" S; 58° 14' 57.7" W) está situada no município de Cotriguaçu, no norte do estado do Mato Grosso. A área total da fazenda é de 10.000 há e está localizada na margem esquerda do Rio Juruena, afluente do Rio Tapajós (FIG.10C). A Fazenda é propriedade do grupo Peugeot/ONF (*Office National des Forêts*) e é utilizada no reflorestamento e sequestro de carbono, abrigando também o módulo IV do Programa de Pesquisa em Biodiversidade (PPBio), que foi criado por meio de uma parceria entre a ONF/Brasil e a Universidade Federal do Mato Grosso (UFMT) (RODRIGUES et al. 2011; PPBIO, 2018a).

O clima predominante é o equatorial quente e úmido, classificado como Aw de acordo com a Köppen/Geiger e temperatura média de 24.9 °C. A precipitação anual é de 2.750 mm, com intensidade máxima nos meses de janeiro, fevereiro e março. A paisagem é antropizada, composta por fitofisionomias distintas como: matas secundárias, conhecidas por capoeiras, nas mais diferentes fases de recuperação; áreas de antigas pastagens onde foram realizados diversos reflorestamentos; e áreas de floresta nativa ombrófila aberta densa, características do bioma Amazônico, em bom estado de preservação (ONF, 2018).

#### **4.1.3 SINOP e região metropolitana**

Foram realizadas coletas em três pontos distintos de SINOP e região metropolitana: Fazenda Iracema, margens do Rio Teles Pires e no local onde está sendo construída a usina hidrelétrica de SINOP. A região é banhada pelo Rio Teles Pires, um dos maiores da Amazônia, afluente do Rio Tapajós, que deságua no Rio Amazonas. O clima local é quente-úmido, classificado como Aw no sistema de Köppen/Geiger, com temperatura máxima anual de 33° C e mínima de 27° C. A precipitação anual é de 2.000 mm, com período chuvoso indo de janeiro a março e o período de seca de junho a agosto. A vegetação consiste em espécies arbóreas e características da floresta de transição Amazônia-Cerrado (IBGE, 2018; INMEP, 2018).

A Fazenda Iracema (11°39'09.4''S e 55°04'54.6'' W) está localizada no município de Cláudia e abriga o módulo III do projeto PPBio (FIG.11D). O módulo está inserido em um pequeno fragmento de floresta com cerca de dois quilômetros de largura, ligando duas grandes áreas de vegetação nativa, representando um corredor de vegetação. O fragmento é cercado na parte oeste e leste por plantações de soja e milho. (PPBIO, 2018b).

Outro sítio de coleta foi o local onde, atualmente, está sendo construída a barragem da usina hidrelétrica de SINOP (FIG.11E), o local está inserido entre os municípios de Cláudia (margem direita) e Itaúba (margem esquerda) (11°27'48.6"S 55°33'39.6"W). Também foram realizadas coletas nas margens do rio Teles Pires, situado em SINOP (FIG.6F), mais especificamente próximo à ponte para o rio Teles Pires (11°53'42.2"S 55°39'23.1"W) que liga SINOP ao município de Juruena.





Fonte: Fotos do autor.

**FIGURA 11** – Áreas de coletas: A, B: ESEC Rio Ronuro (Nova Ubitatã); C: Fazenda São Nicolau (Cotriguaçu); D: Fazenda Iracema (Cláudia); E: Área de construção da Usina Hidroelétrica (SINOP); F: Margens do Rio Telespires (SINOP).



#### 4.2 Coleta, processamento e herborização

As coletas foram realizadas nos meses de fevereiro de 2017 e março de 2018, o tempo da expedição em cada localidade variou de uma semana (ESEC Rio Ronuro e Fazenda São Nicolau) a três dias (região metropolitana de SINOP). Em cada localidade foram percorridas trilhas existentes no local, adentrando na mata sempre que possível. Durante o percurso substratos passíveis para o desenvolvimento de basidiomas de fungos gasteroides (folhiço, troncos úmidos caídos, esterco de animais silvestres, solo) foram observados.

No ato da coleta os espécimes foram fotografados antes de serem removidos do substrato, utilizando uma régua ou objeto que possa servir como parâmetro de medida (FIG.12A). Os basidiomas foram retirados do substrato, guardados em sacos de papel ou caixas compartimentalizadas e informações pertinentes (substrato, habitat, coordenadas geográficas, número de coletor etc) foram anotadas (FIG.12B). No alojamento, os basidiomas foram desidratados a temperatura de 35-40° C, por um período de 24 a 48 horas em um desidratador elétrico (FIG.12C). O material seco foi acondicionado em sacos plásticos do tipo *ziploc* e alocados com identificação individual e informações referentes ao espécime. Metodologia para coleta seguiu FIDALGO & BONONI (1984) e BASEIA et al. (2014).

Os espécimes coletados foram encaminhados para o Laboratório de Biologia de Fungos (Centro de Biociências - Universidade Federal do Rio Grande do Norte), para análise e identificação em nível de espécie. Para o estudo morfológico, características macroscópicas e microscópicas foram observadas seguindo a orientação das literaturas indicada para cada táxon encontrado (ACCIOLY et al. 2018; BATES, 2004; CABRAL et al., 2014; CRUZ 2017; FAZOLINO et al., 2008; PEGLER et al. 1995; PONCE DE LÉON, 1968; SOUSA, 2015; SUNHEDE, 1989; TRIERVEILER-PEREIRA et al. 2009b) As características macroscópicas foram analisadas com auxílio dos microscópios estereoscópico Leica EZ4 (FIG.12D) e estereomicroscópio Nikon SMZ 1500 (FIG.12E). Para determinação da coloração dos basidiomas, utilizou-se a carta de cores de Kornerup & Wanscher (1978).

Nas análises de microscopia realizou-se montagens de lâminas com hidróxido de potássio (KOH) para observação de esporos, hifas e qualquer outra característica que seja relevante para taxonomia do espécime estudado. Quando necessário, os reagentes azul de algodão, vermelho congo e reagente de Melzer, foram utilizados seguindo Miller & Miller (1988). Todas as microestruturas foram processadas com o auxílio de microscópio

estereoscópico e observadas no microscópio óptico Nikon Eclipse NiR1 (FIG.12F). A captura de imagens foi feita por meio da câmera fotográfica Nikon DS-Ri1 acoplada ao computador utilizando o programa de suporte para a captura das imagens NIS-Elements versão 4.13.

Para a obtenção das medidas microscópicas foram realizadas 30 medidas para os esporos e 20 para capilícios, paracapilícios e outras estruturas. Os valores extremos, média, desvio padrão e Qm (média da razão entre o comprimento e a largura dos basidiósporos) foram calculados por meio do programa Excel. Para novas espécies foram realizadas microscopia eletrônica de varredura (MEV) no Laboratório do Centro de Tecnologia do Gás (CTGás) – Natal/RN, o procedimento de análise seguiu a metodologia proposta por Cortez (2009).

A identificação dos espécimes foi feita com base nas literaturas indicadas e comumente utilizada para cada táxon nestes tipos de estudo: Baseia et al. (2014), Brodie (1975), Cabral et al. (2012; 2014), Calonge (1998), Coker & Couch (1928), Dring (1963), Demoulin (1969), Guzmán (1970), Miller & Miller (1988), Pegler et al. (1995) e Sunhede (1989), Wright (1987). Os dados de distribuição geográfica de cada espécie foram obtidos em literaturas já publicadas para os gêneros estudados, com pesquisas em bancos de dados disponíveis na internet para atualizar novos registros.

A terminologia micológica especializada seguiu a nomenclatura proposta por Kirk et al. (2008). As excicatas estudadas foram tombadas e incorporadas ao acervo do Herbário UFRN, as siglas de Herbários foram abreviadas por acrônimos segundo o Index Herbariorum.

### **4.3 Riqueza e amostragem**

A riqueza de espécies e o esforço de coletas foram analisados com o software DIVA-GIS 7.5 (HIJMANS 2017). Um mapa de riqueza de espécies foi gerado usando a ferramenta “Riqueza - número de classes diferentes” que conta o número de espécies diferentes em cada célula de uma grade. A intensidade de amostragem foi calculada usando “Riqueza - número de observações”, que calcula o número de ocorrências de cada espécie em cada célula de uma grade. O tamanho da célula foi definido como 1° x 1°. Ambas as grades no formato shapefile foram posteriormente importadas para o software QGIS para produção de mapas.



Fonte: Foto do autor.

**FIGURA 12** – Procedimentos realizados durante a coleta dos basidiomas e equipamentos utilizados nas análises dos espécimes: A. Fotografando os espécimes em campo; B. Basidiomas guardados em uma caixa compartimentalizada; C. Desidratador elétrico; D. Estereomicroscópio Leica EZ4; E. Estereomicroscópio Nikon SMZ 1500; F. Microscópio óptico Nikon Eclipse R1.

## 5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Foram analisados 59 espécimes provenientes de coletas realizadas no período de 2018-2019 resultando em 14 espécies distribuídas nos gêneros *Geastrum* Pers, *Cyathus* Haller, *Lycoperdon* Pers., *Phallus* Junius e *Xylophallus* (Schltdl.) E. Fisch. (TAB. 2).

Das espécies identificadas, duas são novas para a ciência (*Geastrum* sp. nov 1 e *G.* sp. nov. 2), e *Geastrum fimbriatum*, *G. pusillipilosum*, *G. albonigrum*, *G. entomophilum*, *G. javanicum*, *G. schweinitzii*, *G. rusticum*, *G. triplex*, *Lycoperdon fuligineum*, *Phallus indusiatus*, *Cyathus amazonicus* e *Xylophallus xylogenus* constituem novos registros para o Estado do Mato Grosso e, no caso de *G. pusillipilosum* e *G. rusticum*, novos registros para o domínio Amazônico (Tabela 2). São fornecidas duas chaves taxonômicas: uma para os gêneros de fungos gasteroides encontrados na Amazônia e outra para as espécies descritas neste trabalho.

O gênero *Geastrum* foi o mais representativo com 10 espécies (*G. pusillipilosum*, *G. albonigrum*, *G. entomophilum*, *G. javanicum*, *G. schweinitzii*, *G. rusticum*, *G. javanicum*, *G. triplex*, *G. hialinum* e *G.sp.nov*) e os outros gêneros tiveram 1 espécie cada. Este resultado seguiu o padrão observado para a Amazônia no geral, o gênero tem o maior número de espécies registradas dentro da Amazônia (29) e apresenta uma distribuição cosmopolita, adaptado a diferentes tipos de habitats (CALONGE & MATA, 1968).

Duas espécies foram caracterizadas como novas para o mundo: : *Geastrum* sp. nov 1 que foi encontrada na ESEC Rio Ronuro no município de Nova Uiratã e tem como característica principal todas as estruturas microscópicas hialinas e *Geastrum* sp. nov. 2 que foi encontrada na Fazenda São Nicolau no município de Cotriguaçu, sendo caracterizada pela camada micelial hirsuta, peristômio fibriloso não delimitado e camada pseudoparenquimatosa com ranhuras.

**TABELA 2** – Lista de espécies coletadas e registro de ocorrência.

| <b>Espécie</b>                                                                                             | <b>Local de Coleta</b> | <b>Registro de ocorrência</b>                 |
|------------------------------------------------------------------------------------------------------------|------------------------|-----------------------------------------------|
| <i>Cyathus amazonicus</i><br>Trierv.-Per. &<br>Baseia                                                      | 1                      | 1º registro para o MT                         |
| <i>Geastrum</i><br><i>albonigrum</i> Calonge<br>e M. Mata                                                  | 1                      | 2º registro para o MT e<br>Amazônia           |
| <i>Geastrum</i><br><i>entomophilum</i><br>Fazolino, Calonge<br>& Baseia                                    | 1, 2 e 4               | 1º registro para o MT e<br>2º para a Amazônia |
| <i>Geastrum</i><br><i>fimbriatum</i> Fr.                                                                   | 1,2                    | 1º para o MT                                  |
| <i>Geastrum</i><br><i>javanicum</i> Lév.                                                                   | 1,2                    | 1º para o MT                                  |
| <i>Geastrum</i><br><i>pusillipilosum</i> J.O.<br>Sousa, Alfredo, R.J.<br>Ferreira, M.P.<br>Martín & Baseia | 1                      | 1º para o MT e para a<br>Amazônia             |
| <i>Geastrum rusticum</i><br>Baseia, I.G., B.D.B.<br>Silva e T.S. Cabral                                    | 1,4                    | 1º para o MT e para a<br>Amazônia             |
| <i>Geastrum</i><br><i>schweinitzii</i> (Berk. e<br>M.A. Curtis) Zeller                                     | 1,2,3, 4 e 5           | 1º para o MT                                  |
| <i>Geastrum</i> sp nov. 1                                                                                  | 1                      | -                                             |
| <i>Geastrum</i> sp nov. 2                                                                                  | 2                      | -                                             |
| <i>Geastrum triplex</i><br>Jungh.                                                                          | 1,2 e 5                | 1º para o MT                                  |
| <i>Lycoperdon</i><br><i>fuligineum</i> Berk. &<br>M.A. Curtis                                              | 1,2, 3 e 5             | 1º para o MT                                  |
| <i>Phallus indusiatus</i><br>Vent.: Pers.                                                                  | 1                      | 1º para o MT                                  |
| <i>Xylophalus</i><br><i>xylogenus</i> (Mont.)<br>E. Fish                                                   | 1                      | 1º para o MT                                  |

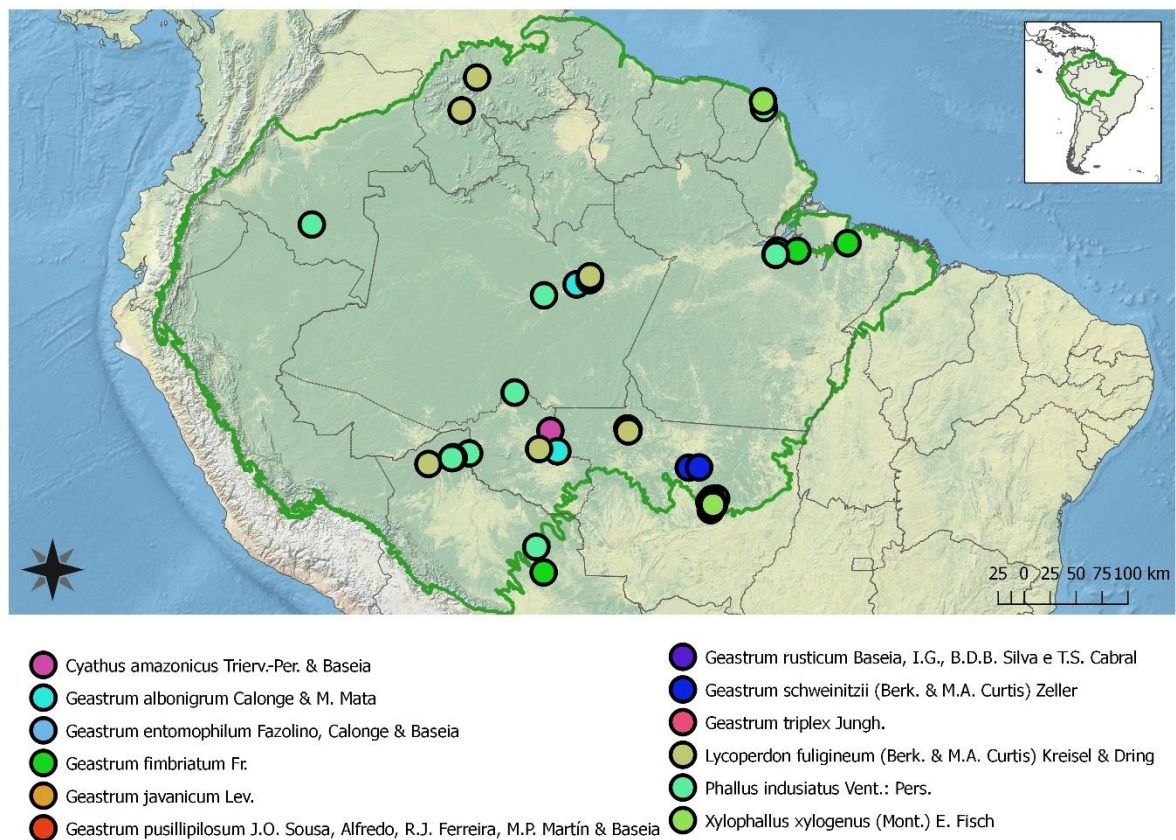
**Legenda:** 1 - ESEC Rio Ronuro (Nova Ubiratã); 2 - Fazenda São Nicolau (Cotriguaçu); 3 – Fazenda Iracema (SINOP); 4 - Região da Usina (Cláudia); 5 - Margens do Rio Telespíres (SINOP).

A ESEC Rio Ronuro foi a área com maior riqueza de espécies (13) e gêneros (5) seguida da Fazenda São Nicolau (7 espécies e 2 gêneros). As áreas da Fazenda Iracema, região da usina e margens do Rio Telespires tiveram 2 espécies cada. Entretanto, este resultado não é uma constatação precisa de que estas regiões são mais ricas do que as outras áreas amostradas. Se compararmos em relação ao tempo de coleta a ESEC Rio Ronuro e a Fazenda São Nicolau tiveram um maior tempo de coleta (7 dias cada), já as outras regiões não tiveram mais que três dias cada. A diferença no tempo de coleta pode interferir na quantidade de espécies coletadas e, conseqüentemente, na riqueza de espécies amostrada.

Comparando as áreas com o mesmo tempo de coleta (ESEC Rio Ronuro e Fazenda São Nicolau) a riqueza maior de gêneros e espécies na ESEC Rio Ronuro pode ser explicada pelo fato de a ESEC estar inserida em uma zona de transição ecológica. Pesquisadores defendem que as zonas de transição ecológica são áreas propensas a uma maior riqueza e abundância de espécies pelo fato de estarem em uma área de integração entre dois biomas diferentes (ARAÚJO, 2002). Os dados aqui apresentados fomentam essa hipótese. Entretanto, mais estudos são necessários para um melhor entendimento da dinâmica de distribuição das espécies na região.

Apenas uma espécie, *Geastrum schweinitzii*, foi encontrada em todos os locais de coleta. As outras espécies com maior distribuição nas áreas coletadas foram *G. entomophilum* e *Lycoperdon fuligineum*. As espécies *C. amazonicus*, *G. albonigrum*, *G. pusillipilosum*, *P. indusiatus* e *X. xilogenus* foram encontradas apenas na ESEC Rio Ronuro. Para as áreas com o mesmo tempo de amostragem (ESEC Rio Ronuro e Fazenda São Nicolau) 8 espécies ocorreram nos dois locais: *G. entomophilum*, *G. fimbriatum*, *G. javanicum*, *G. schweinitzii*, *G. triplex* e *L. fuligineum* (Tabela 2).

Todas as espécies aqui descritas tiveram sua distribuição geográfica ampliada e, em relação a distribuição geográfica dessas espécies em todo o domínio Amazônico, as espécies *C. amazonicus*, *G. albonigrum*, *G. fimbriatum*, *G. schweinitzii*, *G. triplex*, *L. fuligineum* e *P. indusiatus* e *X. xilogenus* apresentam uma distribuição mais ampla, ocorrendo em diversas áreas dentro do domínio. Em constraste, algumas espécies ocorrem apenas na parte leste e sudeste da Amazônia como é o caso de *G. entomophilum* e *G. javanicum*. Outras espécies como *G. pusillipilosum* e *G. rusticum* ocorrem apenas na região sudeste (FIG. 13).



**FIGURA 13** – Mapa de ocorrência das espécies identificadas na Amazônia (contorno verde).

A maioria das espécies encontradas (*Geastrum fimbriatum*, *G. albonigrum*, *G. entomophilum*, *G. javanicum*, *G. schweinitzii*, *G. triplex*, *Lycoperdon fuligineum*, *Phallus indusiatus*, *Cyathus amazonicus* e *Xylophallus xylogenus*) já são registradas para a Amazônia, ampliando a distribuição dessas espécies em diferentes pontos no domínio. *Geastrum pusillipilosum* e *G. rusticum* eram espécies conhecidas apenas para a Mata Atlântica ou áreas de “Brejos de Altitude”, os espécimes aqui apresentados foram encontrados em uma área de transição ecológica entre os domínios morfoclimáticos da Amazônia e do Cerrado.

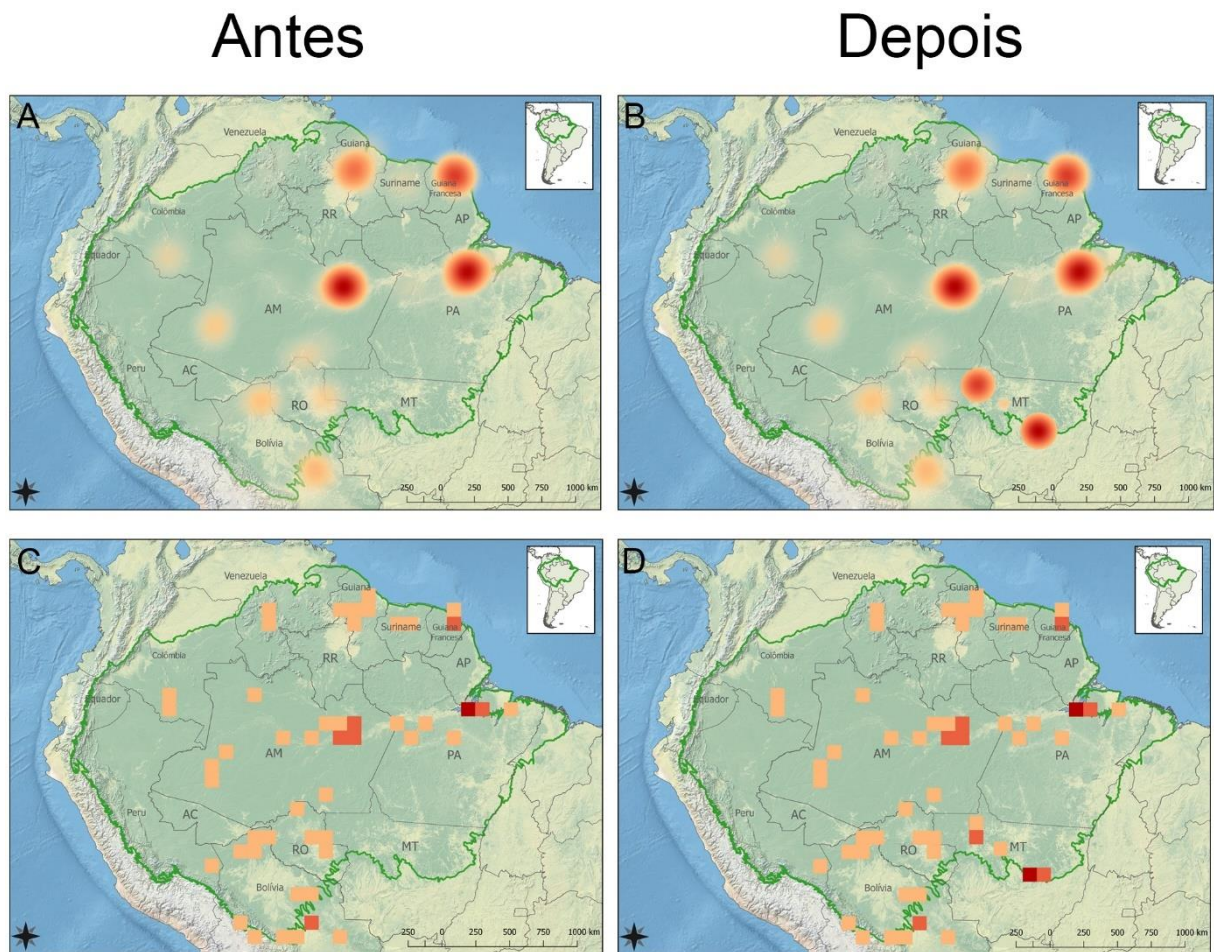
Analizando a distribuição das espécies de fungos gasteroides até então consideradas endêmicas da Amazônia, de acordo com os centros de endemismo para plantas e animais propostos por Morrone et al. (2014), é possível observar que algumas espécies estão dentro dessas áreas de alto endemismo:

No Domínio Boreal Brasileiro, na província das Terras Baixas da Guiana estão as espécies *Castellanea pakaraimophila*, *Costatisporus cyanescens*, *Guyanagaster necrorhiza*, *Jimtrappea guyanensis* e *Tremellogaster surinamensis*; no domínio Sul Brasileiro, mais



especificamente na província Madeira, estão reunidas as espécies *Cyathus amazonicus*, *Cyathus albinus*, *Geastrum inpaense*, *Geastrum ishikawae*, *Lycoperdon allostipitata*, *Sclerangium brasiliense*, *Scleroderma camassuense*, *Scleroderma duckei* e *Scleroderma minutisporum*. Na sub-região de Chacoana, na província Xingu-Tapajos ocorrem as espécies *Scleroderma anomalosporum*, *Geastrum* sp. nov. 1, *Geastrum* sp. nov. 2, e novamente a espécie *Cyathus amazonicus*. Esta última espécie é a única encontrada em mais de dois centros de endemismo, o que pode sugerir que alguns centros de endemismo para plantas e animais sejam distintos para fungos.

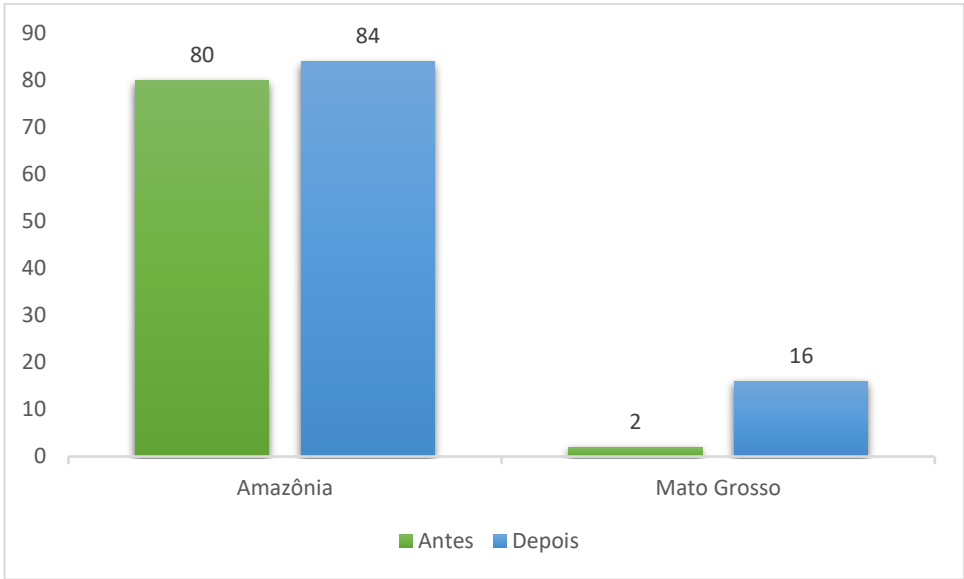
As áreas geopolíticas com maior riqueza de fungos gasteroides na Amazônia são Guiana, Guiana Francesa e Brasil (AM e PA). Com os dados obtidos neste trabalho o Estado do Mato Grosso passa a ser a segunda região de maior riqueza de espécies na Amazônia brasileira. Além disso, se configura como uma região com grande concentração de registros (FIG 14). Vale ressaltar que estes dados são baseados nas espécies atualmente registradas para o domínio e muitas áreas são subamostradas ou até mesmo desconhecidas. Os resultados atuais são um indicativo da biodiversidade local e mostra o enorme potencial das áreas estudadas, o que demonstra a importância de investimentos em mais pesquisas na região.



**FIGURA 14** – Mapa de pontos de ocorrência e riqueza de espécies de fungos gasteroides na Amazônia. A-B: Pontos de maior ocorrência antes (A) e depois dos dados obtidos neste trabalho (B); C-D: Os quadrados indicam a região com maior riqueza. Quanto mais claro, menor a riqueza e quanto mais escuro maior a riqueza.

De acordo com o levantamento realizado neste trabalho 80 espécies de fungos gasteroides são registradas para a Amazônia, os resultados aqui apresentados aumentam esse número para 84 espécies o que representa um aumento de 5% para o domínio. Para o Estado do Mato Grosso, que possui apenas 2 espécies registradas, esse valor aumenta para 16 espécies representando um aumento de 700% para os fungos gasteroides conhecidos no Estado.

**GRÁFICO 4** – Registros de fungos gasteroides para a Amazônia antes e depois deste estudo.



Fonte: elaborado pelo autor.

**5.1 Taxonomia**

**5.1.1 Chave de identificação para os gêneros de fungos gasteroides encontrados na Amazônia**

1-Presença de estipe ou pseudoestipe.....2

1’-Ausencia de estipe.....3

2- Gleba pulverulenta.....4

2’-Gleba muscilaginosa.....5

3- Gleba compartimentada em peridíolos.....*Cyathus*

3’- Gleba pulverulenta, esponjosa ou gelatinosa e nunca compartimentada em peridíolos.....10

4- Deiscência do perídio por meio da formação um poro apical.....*Tulostoma*

4’-Deiscência irregular do perídio.....21

5- Pseudoestipe com braços, gleba ou vários glebíferos.....6

|                                                                                                                                                                                       |                      |
|---------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----------------------|
| 5'- Pseudoestipe sem braços, nunca apresentando vários glebíferos.....                                                                                                                | 7                    |
| 6- Basidioma ereto; Braços triangulares livres nas extremidades.....                                                                                                                  | <b>Lysurus</b>       |
| 6'- Basidioma clatrado formando uma rede poligonal.....                                                                                                                               | <b>Clathrus</b>      |
| 7- Receptáculo campanulado, cônico, localizado na porção apical do pseudoestipe; pseudoestipe reticulado.....                                                                         | 8                    |
| 7'- Pseudoestipe oco; Gleba localizada no ápice do basidioma diretamente sobre o pseudoestipe ou formando um colar/constricção acima do centro e abaixo do ápice no pseudoestipe..... | 9                    |
| 8- Gleba sobre um receptáculo fixo na porção apical do pseudoestipe; Pseudoestipe cilíndrico e reticulado.....                                                                        | <b>Phallus</b>       |
| 8'-Basidiomas pequenos (até 15 mm); Receptáculo liso com ápice umbilicado e unido ao pseudoestipe.....                                                                                | <b>Xylophallus</b>   |
| 9- Gleba localizada no ápice do basidioma diretamente sobre o pseudoestipe.....                                                                                                       | <b>Mutinus</b>       |
| 9'-Gleba formando um colar/constricção acima do centro e abaixo do ápice no pseudoestipe.....                                                                                         | <b>Staheliomyces</b> |
| 10-Gleba pulverulenta.....                                                                                                                                                            | 11                   |
| 10'-Gleba esponjosa ou gelatinosa.....                                                                                                                                                | 12                   |
| 11- Deiscência por meio da formação um poro.....                                                                                                                                      | 16                   |
| 11'- Deiscência através do rompimento irregular do perídio.....                                                                                                                       | 19                   |
| 12-Hábito epígeo; Basidiomas subglobosos.....                                                                                                                                         | 13                   |
| 12'- Hábito hipógeo ou semi-hipógeo; Basidiomas subglobosos a ovoides.....                                                                                                            | 14                   |
| 13-Exoperídio preto e verrucoso; Gleba laranja avermelhado; Esporo ornamentado.....                                                                                                   | <b>Guyanagaster</b>  |
| 13'- Exoperídio branco e com ornamentação sutil; Esporos lisos.....                                                                                                                   | <b>Lycogalopsis</b>  |

- 14- Perídio glabro a subtomentoso; Columela ausente.....***Costatisporus***
- 14'- Perídio glabro a subglabro; Columela presente.....15
- 15- Gleba marrom; Basidiósporos subfusiformes, castanho amarelado, frequentemente dextrinóides; Basídios subclavados e cistídios ausentes..... ***Castellanea***
- 15'- Gleba rosa; Basidiósporos subfusiformes, rosa a marrom avermelhado e inamilóides; Basídios clavados e cistídios presentes.....***Jimtrappea***
- 16- Deiscência por meio do exoperídio rompendo em raios dando ao basidioma um aspecto estreliforme; Subgleba ausente.....***Geastrum***
- 16'- Deiscência não resulta em um aspecto estreliforme do basidioma; Subgleba presente ou ausente.....17
- 17- Subgleba ausente.....***Disciceda***
- 17'- Subgleba presente.....18
- 18- Presença de uma membrana separando a gleba da subgleba (diafragma).....***Vascelum***
- 18'-Ausência de uma membrana separando a gleba da subgleba.....***Lycoperdon***
- 19- Capilício ausente.....20
- 19'-Capilício presente.....***Calvatia***
- 20- Perídio com 3 camadas.....***Tremellogaster***
- 20'-Perídio com apenas uma camada.....***Arachnion***
- 21- Hábito hipógeo ou semi-hipógeo; Ausência de pedicelo bem desenvolvido.....22
- 21'- Hábito epígeo; Pedicelo bem desenvolvido.....***Podaxis***
- 22-; Basidiósporos com ornamentação reticulada ou espinhosa.....***Scleroderma***
- 22'-Basidióspors com ornamentação subreticulado.....***Sclerangium***

### 5.1.2 Chave de identificação para as espécies descritas neste trabalho

|                                                                                                                                        |                                       |
|----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|---------------------------------------|
| 1-Presença de estipe ou pseudoestipe.....                                                                                              | 2                                     |
| 1'-Ausência de estipe.....                                                                                                             | 3                                     |
| 2- Receptáculo reticulado com ápice campanulado; Pseudoestipe cilíndrico e reticulado; Presença de indúcio.....                        | <b><i>Phallus indusiatus</i></b>      |
| 2'- Basidiomas pequenos (até 15 mm) e fusiformes; Receptáculo liso com ápice umbilicado; Ausência de indúcio.....                      | <b><i>Xylophallus xylogenus</i></b>   |
| 3- Gleba compartimentada em peridíolos.....                                                                                            | <b><i>Cyathus amazonicus</i></b>      |
| 3'- Gleba pulverulenta.....                                                                                                            | 4                                     |
| 4- Exoperídio rompendo em raios dando ao basidioma um aspecto estreliforme; Subgleba ausente.....                                      | 5                                     |
| 4'- Deiscência por meio da formação um poro no exoperídio; Subgleba presente.....                                                      | <b><i>Lycoperdum fuligineum</i></b>   |
| 5- Peristômio delimitado.....                                                                                                          | 6                                     |
| 5'- Peristômio não delimitado.....                                                                                                     | 7                                     |
| 6- Camada micelial incrustada.....                                                                                                     | 10                                    |
| 6'- Camada micelial sem incrustações.....                                                                                              | 8                                     |
| 7- Endoperídio com hifas protuberantes.....                                                                                            | 9                                     |
| 7'-Endoperídio sem hifas protuberantes.....                                                                                            | 12                                    |
| 8- Ausência de subículo; Basidiósporos globosos, amarronzados ( $4,9 - 5,7 \times 5 - 6 \mu\text{m}$ ).....                            | <b><i>Geastrum pusillipilosum</i></b> |
| 8'- Crescimento sobre subículo; Basidiósporos amarronzados, globosos a subglobosos ( $3,3 - 4,4 \times 3,14 - 4,49 \mu\text{m}$ )..... | <b><i>G. schweinitzii</i></b>         |
| 9- Camada pseudoparenquimatosa formando um colar ao redor do endoperídio (em todos ou em alguns basidiomas) .....                      | 11                                    |
| 9'- Camada pseudoparenquimatosa não forma colar.....                                                                                   | 12                                    |
| 10-Camada micelial cotonosa; Gleba branca; Estruturas microscópicas hialinas.....                                                      | <b><i>G. sp. nov 1</i></b>            |

- 10'-Camada micelial papirácea; Gleba marrom; Estruturas microscópicas hialinas e amarronzadas.....***G. javanicum***
- 11- Basidioma arqueado; Gleba enegrecida.....***G. entomphilum***
- 11'- Basidioma saculiforme; Gleba marrom .....***G.fimbriatum***
- 12- Raios hicroscópicos ou não hicroscópicos; Camada micelial cotonosa ou papirácea.....13
- 12'- Raios não hicroscópicos; Camada micelial hirsuta.....***G.sp.nov. 2***
- 13- Raios hicroscópicos; Camada micelial papirácea; Basidiosporos amarronzados ( $5.8 - 6.1 \times 4.6 - 4.8 \mu\text{m}$ ) .....***G. rusticum***
- 13'- Raios não hicroscópicos; Camada micelial cotonosa e pouco persistente; Basidiosporos amarronzados ( $3.2 - 5.8 \mu\text{m} \times 4.1 - 3.0 \mu\text{m}$ ) .....***G.albonigrum***

### 5.1.3 *Cyathus amazonicus* Trierv. -Per. & Baseia, Mycotaxon 110: 74 (2009). **FIG. 15**

**Descrição:** Basidioma infundibuliforme, expandido ao nível da boca e afilando-se na base, 7 – 9 mm de altura, 6 – 8 mm de diâmetro na boca, preso ao substrato por um embasamento inconspícuo, 4 – 5 mm de diâmetro, concolor ao exoperídio. Perídio marrom a chocolate (6E4 a 6F4), hirsuto, arranjados em tufos, de 0,3 – 0,4 mm de comprimento, irregulares, flexíveis, conspicuamente plicado, com 0,5 mm de espaçamento entre as marcações, margem da boca finamente fimbriada, com tomentos de 0,3 – 0,6 mm de comprimento. Superfície interna marrom acinzentada (7E3) a marrom (6F4) conspicuamente plicada com 0,4 – 0,7 mm de espaçamento entre as marcações, brilho perceptível contrastando com o exterior. Estipe de 1,4 mm de altura, negro (6F3). Epifragma branco. Peridíolos cinza amarronzado (6F2), irregulares a circulares, 1,5 – 2,1 × 1,4 – 1,6 mm. Túnica presente, delgada e hialina. Córtex duplo. Basidiósporos lisos, hialinos globosos a elípticos 14,7 – 20 × 12,3 – 17,6 µm com parede de 2 – 5 µm (L=16,41; W=14,13; Qm=1,17).

**Hábito:** madeira em decomposição

**Habitat:** gregário

**Material Examinado:** BRASIL. Mato Grosso: Nova Ubiratã, Estação Ecológica Rio Ronuro (-13.099992, -54.432023) 24/02/2017, Assis, N.M.; Magnago, A.C.; NMA\_M44 (UFRN Fungos - 3111).

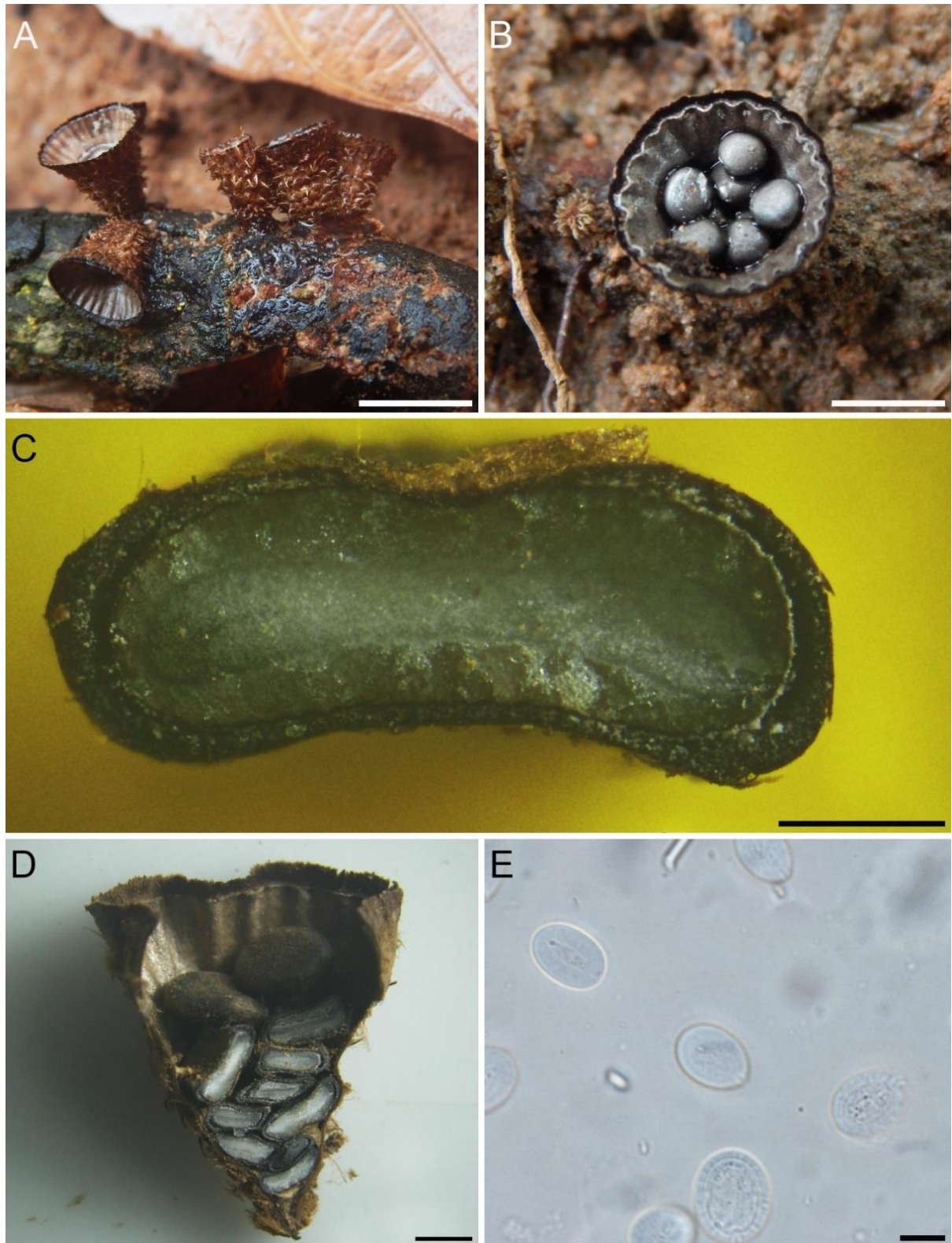
**Distribuição:** América do sul: BRASIL, estado do Mato Grosso (TRIERVEILER-PEREIRA et al. 2009), Amazonas (ACCIOLY et al. 2018).

**Comentários:** *Cyathus amazonicus* assemelha-se a *C.helenae* H.J. Brodie e *C.lijiangensis* T.X. Zhou & R.L. Zhao no tamanho e no formato dos basidiósporos, mas estas espécies diferem da primeira por apresentar pêlos no exoperídio (agregado em nódulos em *C.helenae* e agregado em tufos em *C.lijiangensis*). Outras espécies próximas são *C. albinus* Accioly, R. Cruz & Baseia e *C. limbatus* Tul. & C. Tul., mas se diferenciam, pois *C. albinus* produz basidiomas menores (6–8,5 alt. × 5–6,5 diâm.) que não se expandem na boca e paredes



menos espessas (0,8–1,3  $\mu\text{m}$ ), já *C. limbatus* possui basidiósporos mais arredondados e com paredes mais espessas (1,22–3,92  $\mu\text{m}$ ).

Apesar da descrição original (TRIERVEILER-PEREIRA et al. 2009b) indicar que esta espécie apresenta camada cortical simples no peridíolo, estudos no material tipo (CRUZ 2017; ACCIOLY et al. 2018) revelaram a presença de um córtex duplo. A espécie já havia sido encontrada na Amazônia Brasileira (ACCIOLY et al. 2018) sendo este o primeiro registro da espécie para o Mato Grosso.



Fonte: Elaborado pelo autor.

**FIGURA 15** – *Cyathus amazonicus*: A. Basidioma expandido; B. Peridiólos; C. Peridiolo seccionado mostrando cortéx duplo; D. Basidioma seccionado; E. Esporos. Barras: A-B= 5 mm, C=0,5 mm, D=1 mm, E=10  $\mu$ m.

**5.1.4 *Geastrum albonigrum*** Calonge e M. Mata, Boln Soc. Micol. Madrid 28: 332 (2004).

**FIG 16**

**Descrição:** Basidioma imaturo ausente. Basidioma expandido saculiforme, 1,4 – 7mm de altura (incluindo peristômio) × 2,7 mm de largura. Exoperídio com raios revolutos, não higroscópicos. Camada micelial amarelada a marrom (5D4 – 6D4 KW), incrustada, cotonosa e pouco resistente. Camada fibrosa laranja amarronzado (5C3 KW) com superfície coriácea. Camada pseudoparenquimatosa bege amarronzado a café com leite (6E3 – 6F3 KW) e persistente; Endoperídio globoso marrom escuro (8F3), medindo 1.5 mm de altura (incluindo peristômio) × 1 mm de largura, superfície glabra. Peristômio fibriloso, levemente mais escuro que o endoperídio, não delimitado e mamiforme. Gleba marrom (6E4 KW).

Camada micelial composta de hifas hialinas, 3,1 – 4,7 µm de diâmetro paredes finas (<1 µm). Camada fibrosa formada por hifas amareladas, retas, 2,6 – 4,9 µm diâm., paredes finas (<1), lúmen evidente. Camada pseudoparenquimatosa com hifas amarronzadas, globosas a elipsoides, 19,1 – 81,3 µm × 16,0 – 43,4 µm, paredes grossas (>1). Eucapilícios amarronzados, sinuosos, 2,4 – 4,4 µm de diâm., superfície encrustada, ramificações e lúmen evidente. Basidiósporos amarronzados, 3,2– 5,8 µm × 4,1 – 3,0 µm ( $x = 4,5 \pm 0,3 \times 4,9 \pm 0,2$ ,  $Q_m = 1,01$ ;  $n = 30$ ), ornamentação evidente em MOP.

**Habitat:** folhiço em decomposição.

**Hábito:** gregários.

**Material Examinado:** BRASIL. Mato Grosso: **Nova Ubiratã**, Estação Ecológica Rio Ronuro (-13.105390, -54.459247) 22/02/2017, Assis, N.M.; Magnago, A.C.; Drechsler-Santos, E.R; NMA\_M31 (UFRN Fungos - 3097);

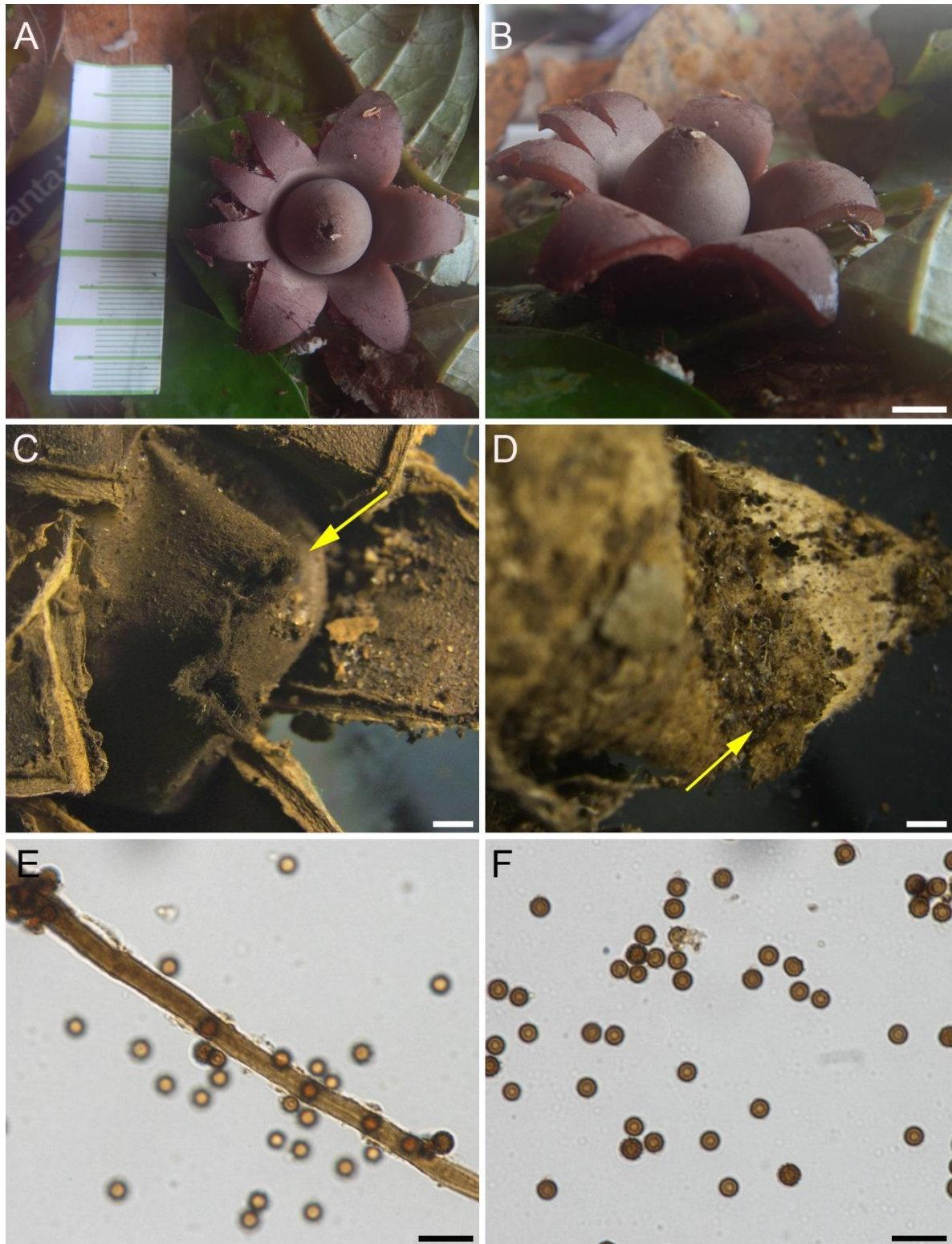
**Distribuição:** **AMÉRICA CENTRAL:** COSTA RICA (CALONGE E MATA, 2004, 2006). **AMÉRICA DO NORTE – MÉXICO** (CALONGE & MATA, 2004). **AMÉRICA DO SUL – BRASIL**, estado do Mato Grosso (TREIRVEILER-PEREIRA et al., 2011b), Amazonas (ACCIOLY, T. 2014), Rio Grande do Norte (SOUSA et al. 2014d).

**Observações:** *Geastrum albonigrum* é caracterizada principalmente pelo endoperídio escuro, peristômio fibriloso não delimitado, rizomorfa persistente no basidioma expandido e superfície hirsuta do basidioma quando imaturo. *Geastrum albonigrum* é morfologicamente similar a *G. hisurtum* Baseia & Calonge, pois ambas apresentam exoperídio hirsuto em basidiomas imaturos. Contudo, diferenciam-se, pois, *G. hisurtum* possui basidiósporos menores (2,5 a 3 µm), camada micelial persistente, peristômio delimitado, endoperídio acinzentado, presença de um subículo bem desenvolvido bem como ausência de rizomorfa (BASEIA & CALONGE, 2006; CALONGE & MATA, 2006; SOUSA et al., 2014b).

As espécies *G. lloydianum* (Rick) P. Ponce e *G. entomophilum* Fazolino, Calonge & Baseia também possuem o endoperídio enegrecido mas diferenciam-se de *G. albonigrum*, respectivamente, pelo basidioma arqueado, endoperídio pedicelado e peristômio delimitado fortemente sulcado e, endoperídio com hifas vermiformes, camada micelial incrustada glabra (PONCE DE LÉON, 1968; FAZOLINO et al., 2008). Uma outra espécie semelhante morfologicamente e filogeneticamente a *G. albonigrum* é *G. inpaense* T.S. Cabral, B.D.B. Silva & Baseia. As duas espécies apresentam endoperídio negro, rizomorfa persistente quando o basidioma está expandido e camada micelial hirsuta. Entretanto, *G. inpaense* apresenta basidiosporos menores (até 3,8 µm diam.) e peristômio delimitado (CABRAL et al., 2014; SOUSA et al., 2014d).

Esta espécie é incluída na seção *Exareolata* por Zamora et al. (2014a), que apresenta uma alta heterogeneidade morfológica, reunindo espécies com camada micelial incrustada ou não, e exoperídio de várias formas (sacado, arqueado, fornicado). O primeiro registro dessa espécie para o domínio Amazônico foi feito por Treirweiler-Pereira et al. (2011b), para o Estado do Mato Grosso.





Fonte: Elaborado pelo autor.

**FIGURA 16** - *Geastrum albonigrum*: A-B. Basidioma expandido; C. Peristômio; D. Camada micelial (seta amarela); E. Capilício; F. Esporos. Barras: B= 1 cm, C= 0,75 mm, D=0,75 mm, E-F= 10 $\mu$ m.

**5.1.5 *Geastrum entomophilum*** Fazolino, Calonge & Baseia, Mycotaxon 104: 450 (2008).

# FIG 17

**Descrição:** Basidioma imaturo ausente. Basidioma expandido arqueado 28 mm de altura (incluindo peristômio) × 30 mm de largura. Exoperídio formado por raios arqueados a revolutos, não higroscópicos. Camada micelial marrom (6E3), superfície incrustada, cottonosa e não persistente. Camada fibrosa amarelo pálido (4A3), superfície coriácea. Camada pseudoparenquimatosa marrom (6E3), persistente. Endoperídio globoso a subgloboso, 13 mm de altura (incluindo peristômio) × 8 mm de largura, marrom acinzentada (5F3). Peristômio fibriloso, marrom (6E4), não delimitado, cônico-lacerado, 3 mm de altura. Gleba marrom escuro (6F4).

Camada micelial composta por hifas hialinas, de paredes finas ( $<1 \mu\text{m}$ ), com  $2,1 - 3,2 \mu\text{m}$  de diam., superfície não incrustada, lúmen não visível, sem ramificações. Camada fibrosa formada por hifas hialinas, de paredes espessa ( $> 1 \mu\text{m}$ ),  $3 - 7,1 \mu\text{m}$  de diam. superfície não encrustada, lúmen visível, ramificações ausentes. Camada pseudoparenquimatosa consiste de hifas hialinas, de parede espessa ( $> 1 \mu\text{m}$ ) subglobosas, piriformes a ovaliformes,  $19,9 - 55,7 \times 15,1 - 42,3 \mu\text{m}$ . Eucapílios amarronzados, de paredes fina ( $<1 \mu\text{m}$ ), com  $2,6 - 6 \mu\text{m}$  de diâmetro, superfície incrustada, lúmen visível, ramificações presentes. Basidiósporos amarronzados, globosos a subglobosos,  $3,6 - 4,4 \times 3,6 - 4,3 \mu\text{m}$  ( $x = 4,9 \pm 0,3 \times 4,2 \pm 0,3$ ,  $Q_m = 1,02$ ,  $n = 30$ ), ornamentação evidente em MOP.

**Habitat:** folhíço em decomposição.

**Hábito:** solitários.

**Material Examinado:** BRASIL. Mato Grosso: **Nova Ubiratã**, Estação Ecológica Rio Ronuro (-12.853056, -54.479815) 22/02/2017, Assis, N.M.; Magnago, A.C.; Drechsler-Santos, E.R.; NMA\_M26 (UFRN Fungos - 3090). Mato Grosso: **Nova Ubiratã**, Estação Ecológica Rio Ronuro (-12.870146, -54.540155) 22/02/2017, Assis, N.M.; Magnago, A.C.; Drechsler-Santos, E.R.; NMA\_M23 (UFRN Fungos - 3108). Mato Grosso: **Nova Ubiratã**, Estação Ecológica Rio Ronuro (-12.831231, -54.341714) 22/02/2017, Assis, N.M.; Magnago, A.C.; Drechsler-Santos, E.R.; NMA\_M11 (UFRN Fungos - 3084). BRASIL. Mato Grosso: **Cotriguaçu**, Fazenda São Nicolau (-9.823722, -58.259194), 10/03/2018 Assis, N.M.; NMA\_M69 (UFRN Fungos - 3101);

Mato Grosso: **Cotriguaçu**, Fazenda São Nicolau (-9.823722, -58.259194) 10/03/2018 Assis, N.M; NMA\_M74 (UFRN – Fungos 3098).

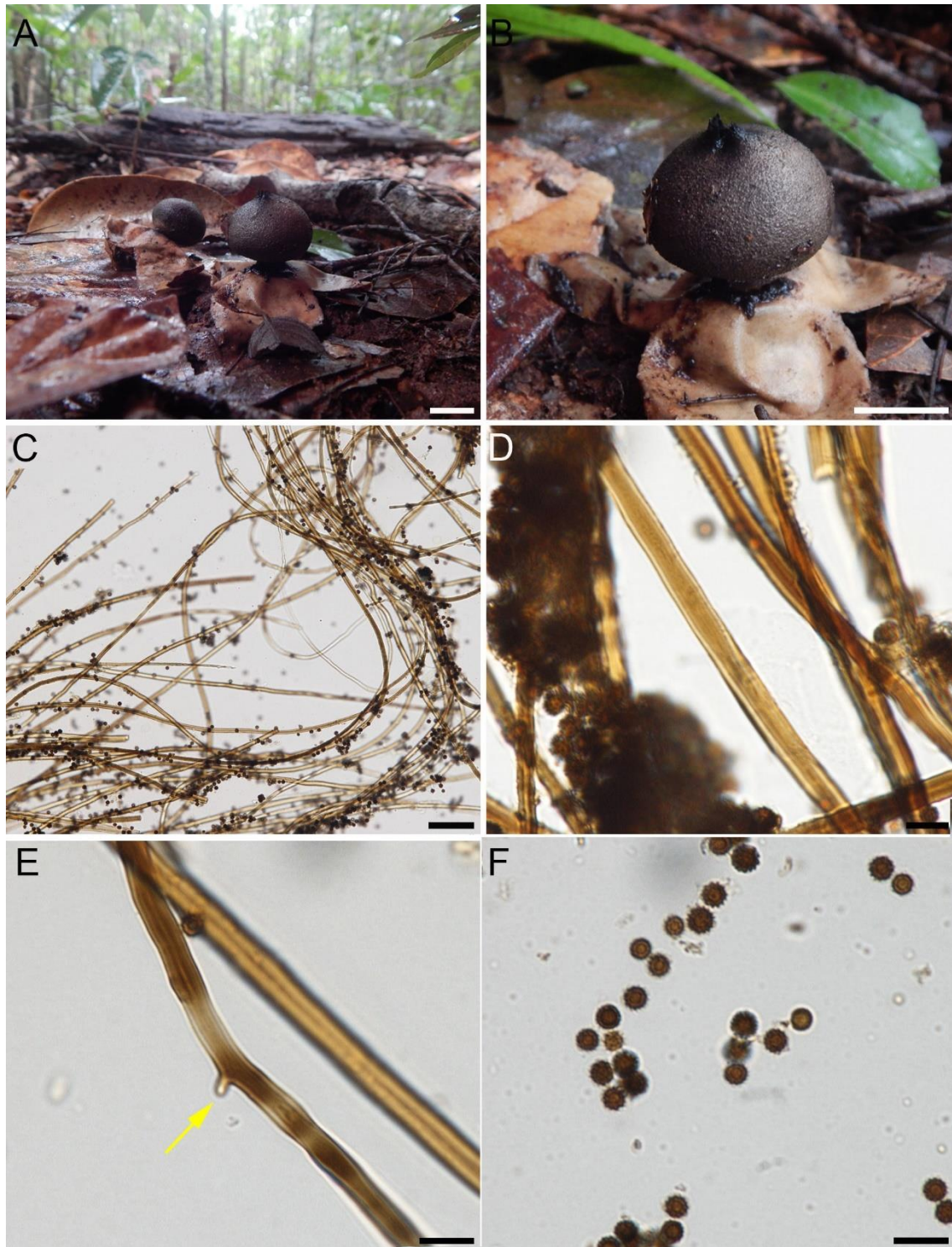
**Distribuição:** BRASIL. Estado do Pará (LEITE et al. 2011), Rio Grande do Norte (FAZOLINO et al., 2008), Pernambuco (TRIERVEILER-PEREIRA e BASEIA, 2010; TRIERVEILER-PEREIRA et al., 2011a) e Paraíba (TRIERVEILER-PEREIRA et al., 2011a).

**Observações:** *Gesastrum entomophilum* é caracterizado por apresentar endoperídio com hifas protuberantes vermiformes, peristômio fibriloso não delimitado, gleba enegrecida e basidioma arqueado (FAZOLINO et al., 2008). Hifas protuberantes também podem ser encontradas em, *G.fimbriatum* Tul. & C. Tul., *G.campestre* Morgan e *G. setiferum* Baseia Pers. Entretanto, *G. setiferum* possui hifas cimbiformes e não vermiformes em seu endoperídio, além de pedicelo e peristômio fibriloso a sulcado.

Em *G. fimbriatum* as hifas protuberantes não apresentam formato vermiforme e a gleba não é enegrecida. Já em *G. campestre* as hifas protuberantes também não são vermiformes, apresentando apenas uma superfície granulosa. Além disso os esporos são maiores (até 8 µm diam.). Em *G. rufescens*, as hifas do endoperídio também não apresentam formato vermiformes, além de ter um endoperídio de coloração mais clara e presença de pedicelo (PONCE DE LÉON, 1968; SUNHEDE, 1989; BASEIA e MILANEZ, 2002; BATES, 2004).

Zamora et al. (2014a) mostram que *G. entomophilum* apresenta proximidade filogenética, através de análises de máxima parcimônia, com *G.hieronymi* Henn., entretanto, topologias contraditórias foram encontradas nas análises máxima verosimilhança e bayesiana. Atualmente, *G. entomophilum* não está incluída em nenhuma das categorias propostas por Zamora et al. (2014a). Este é o primeiro registro da espécie para o Estado do Mato Grosso.





Fonte: Elaborado pelo autor.

**FIGURA 17** – *Geastrum entomophilum*: A-B. Basidioma expandido; C. Esporos e capilícios; D. Capilício; E. Grampo de conexão (seta amarela); F. Esporo (10 µm). Barras: A-B=1 cm, C= 50 µm, D-E= 10 µm.



**5.1.6 *Geastrum fimbriatum*** Fr., Syst. Mycol. (Lundae) 3(1): 16 (1829).

**FIG. 18A-F**

**Descrição:** Basidioma imaturo não observado. Basidioma expandido saculiforme 1 – 1,6 mm de altura (incluindo peristômio) × 1,3 – 3,7 mm de largura com 5 a 6 raios revolutos, enrolando sob o basidioma, não higroscópicos. Camada micelial café com leite (6D3), incrustada, papirácea e com algumas ranhuras nas pontas. Camada fibrosa amarelo pálido (4A3 KW) e papirácea. Camada pseudoparenquimatosa esbranquiçada, rígida, desprende-se em pedaços irregulares formando um colar ao redor do endoperídio. Endoperídio cinza amarronzado (9F2), 0,7 – 1,6 mm de altura (incluindo peristômio) × 1 – 1,3 mm de largura, depresso globoso à subgloboso, com hifas protuberantes. Peristômio fibriloso, não delimitado, mamiforme a aplanado, concolor com o endoperídio. Gleba marrom (6E4).

Camada micelial composta por hifas hialinas, não incrustadas, retas e algumas sinuosas medindo 2,53 – 3,82 µm com parede fina (< 1 µm). Camada fibrosa composta por hifas hialinas, não incrustadas, sinuosas com lúmen pouco evidente medindo 3,5 – 9,1 µm de diâmetro, parede espessa (>1 µm). Camada pseudoparenquimatosa composta por hifas hialinas, amarronzadas, subglobosas, irregulares medindo 20,4 – 52,9 µm × 22,5 – 34,9 µm, parede espessa (>1 µm). Eucapilícios amarronzados, incrustados, com lúmen pouco visível medindo 5,1 – 6,8 µm de diâmetro, parede espessa (>1 µm). Basidiósporos amarronzados, globosos, 5 – 6,5 µm de comp. × 4,9 – 6,1 µm de diâm. ( $x = 5,2 \pm 0,3 \times 5,3 \pm 0,3$ ,  $Q_m = 1,04$ ,  $n = 30$ ), ornamentação evidente em MOP.

**Hábito:** crescendo na liteira

**Hábitat:** gregário

**Material Examinado:** BRASIL – Mato Grosso, **Nova Ubitatã**, EESEC Rio Ronuro (-13.112306, -54.476528) 23/02/2017, col. Assis, NM; DRECHSLER, Santos; Magnago, A.; NMA\_M08 (UFRN Fungos - 3091). BRASIL – Mato Grosso, **Nova Ubitatã**, EESEC Rio Ronuro, (-13.106361, -54.428417) 22/02/2017, col. Assis, NM; Drechsler, Santos; Magnago, A.; NMA\_M01 (UFRN Fungos - 3107); Mato Grosso: **Cotriguaçu**, Fazenda São Nicolau (cord), 10/03/2018 Assis, N.M; NMA\_M83 (UFRN Fungos - 3102); Mato Grosso: **Cotriguaçu**, Fazenda São Nicolau (-9.823722, -58.259194), 10/03/2018 Assis, N.M; NMA\_M85 (UFRN

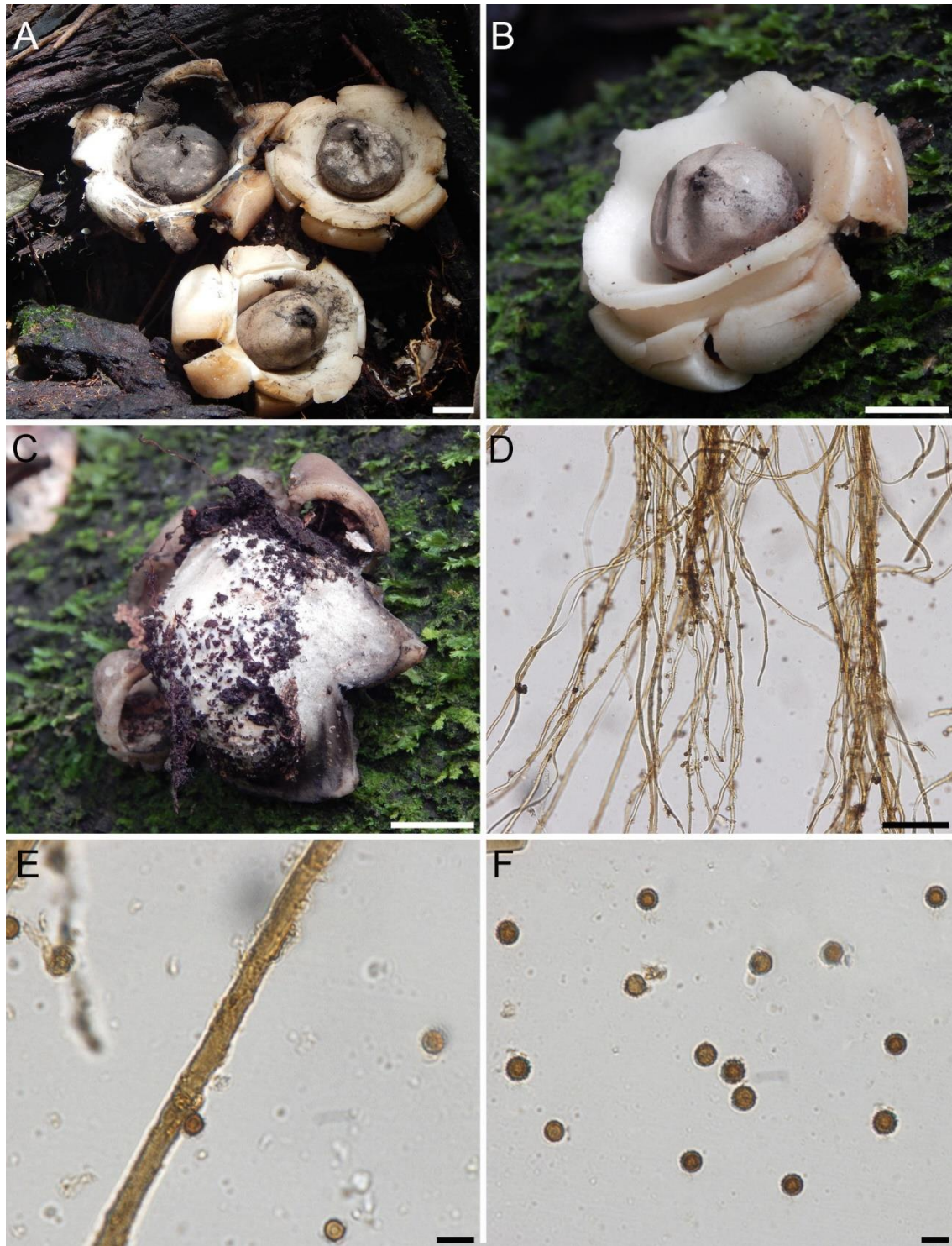
Fungos - 3106). Mato Grosso: **Cotriguaçu**, Fazenda São Nicolau (-9.823722, -58.259194), 11/03/2018 Assis, N.M; NMA\_M98 (UFRN - Fungos 3097).

**Distribuição:** **AMÉRICA CENTRAL** – COSTA RICA (CALONGE et al., 2005); BOLÍVIA (CALONGE, et al., 2000); CUBA (SACCARDO, 1988), GUATEMALA (ARZÚ et al. 2012). **AMÉRICA DO NORTE** – ESTADOS UNIDOS (BATES, 2004); MÉXICO (ESQUEDA-VALLE et al. 1999, 2000; ESQUEDA et al. 2003, 2009; HERRERA et al., 2005). **AMÉRICA DO SUL** – BOLÍVIA (CALONGE et al. 2000); ARGENTINA (SOTO e WRIGHT, 2000; WRIGHT e ALBERTÓ, 2006; KUHAR et al., 2012a; CAFFOT et al., 2013); BRASIL, Estado da Bahia (TRIERVEILER-PEREIRA et al., 2009), Amazonas (ACCIOLY, T. 2014), Paraíba (TRIERVEILER-PEREIRA et al., 2011a), Pará (LEITE et al., 2011; TRIERVEILER-PEREIRA et al., 2011a), Pernambuco (LEITE et al., 2007; TRIERVEILER-PEREIRA et al., 2011a), Rio de Janeiro (BERKLEY e COOKE, 1876; HENNINGS, 1904b; SACCARDO, 1988), Rio Grande do Norte (SOUSA et al., 2014c), Rio Grande do Sul (RICK, 1961; Lazarotto et al., 20140 ). **ÁSIA** – CHINA (LIU, 1984); **EUROPA** – ESPANHA (CALONGE, 1998), HUNGRIA, LITUÂNIA (SUNHEDE, 1989); INGLATERRA (PEGLER et al., 1995). Havaí (HEMMES e DESJARDIN, 2011). **OCEANIA** - AUSTRÁLIA (GRGURINOVIC, 1997).

**Observações:** *Geastrum fimbriatum* apresenta semelhanças, quando fresco, com *G. saccatum* Fr., mas se diferencia de *G. fimbriatum* por apresentar um peristômio distintamente delimitado. Basidiomas menores de *G. fimbriatum* podem ser confundidos com *G. elegans* Vittad., já que ambos apresentam endoperídio sésil e basidioma sacado. No entanto, *G. elegans* possui peristômio plicado (BATES, 2004). Outras espécies como *G. rusticum* Baseia, B.D.B. Silva & T.S. Cabral e *G. rufescens* Pers. também apresentam semelhanças morfológicas com *G. fimbriatum*, mas diferem, respectivamente, pela ornamentação distinta dos basidiósporos (verrugas curtas em *G. rusticum* e verrugas proeminentes em *G. fimbriatum*) camada micelial cottonosa, camada fibrosa coriácea e endoperídio glabro (CABRAL et al., 2014b; SOUSA, 2015). Em *G. rufescens*, os basidiomas são geralmente maiores (25 – 55 mm de largura), arqueados, com endoperídio pedicelado e hifas protuberantes (BATES, 2004). Ocasionalmente, basidiomas de *G. fimbriatum* podem formar um colar em volta do endoperídio, assemelhando-se a *G. triplex* Jungh., mas este diferencia-se pelo peristômio delimitado e pelos basidiomas maiores (2,3 – 15,1 cm) (SUNHEDE, 1977).

De acordo com Zamora et al. (2014a), *G. fimbriatum* é a espécie tipo da secção *Fimbriata*. Sousa (2015) observou que espécimes da Mata Atlântica apresentaram tamanhos menores de basidiósporos em relação a outros espécimes da mesma região (4-5  $\mu\text{m}$ , TRIERVEILER-PEREIRA et al. 2011a) e até mesmo de outros países (BATES, 2004; KUHAR et al. 2012; SUNHEDE, 1989).

As amostras analisadas neste trabalho apresentam tamanho dos basidiósporos semelhantes aos apresentados por Sousa (2015) para região de Mata Atlântica, mas são maiores em comparação com os estudados por Accioly (2014) para a Amazônia central (3,6 – 4,7  $\mu\text{m}$ ).



Fonte: Elaborado pelo autor.

**FIGURA 18** - *Geastrum fimbriatum*: A-B. Basidioma expandido; C. Camada micelial; D. Capilício e esporos; E. Capilício; F. Esporo. Barras: A-C= 1 cm, D=50 µm, E= 10 µm, F= 10 µm.

### 5.1.7 *Geastrum javanicum* Lév., Annls Sci. Nat., Bot. 5: 161, (1846).

**FIG 19**

**Descrição:** Basidioma imaturo epígeo, laranja amarronzado (5C3), subgloboso, 14 mm de altura × 12 mm de largura, ápice arredondado, superfície coriácea, não incrustada, presença de subículo branco amarelado (4A3) sob alguns basidiomas. Rizomorfa presente, 19 – 52 mm de comprimento, superfície incrustada. Basidioma expandido saculiforme, 11 – 22 mm de altura (incluindo peristômio) × 12 – 22 mm de largura. Exoperídio aberto formando 6 – 8 raios, involutos a revolutos, não higroscópicos. Camada micelial laranja amarronzada (6E5), incrustações presentes, superfície papirácea, persistente. Camada fibrosa, branco amarelado (2A2). Camada pseudoparenquimatosa marrom escuro (6F5), persistente. Endoperídio cinza (2C1), globoso a subgloboso, séssil, superfície com hifas protuberantes. Peristômio frimbiado, cinza (2C1), delimitado com cor mais clara que o endoperídio, mamiforme, medindo 0.1 – 0.2 mm de altura. Gleba marrom escuro (7F4).

Camada micelial hialina 6,1 – 9,8 µm diam., com hifas retas a sinuosas, lúmen evidente, presença de grampos de conexão. Camada fibrosa hialina 3,9 – 5,0 µm diam., paredes finas (<1 µm), com hifas retas e lúmen evidente. Camada pseudoparenquimatosa hialina a amarronzada, globosa, subglobosa, ovaliforme, piriforme, alguns apresentam formato quadrangular, 13,63 – 53,3 × 14,6 – 51,1 µm, parede espessa (>2 µm). Eucapílcio amarronzado, incrustado, lúmen evidente, 2,4 – 4,1 µm e paredes finas (< 1 µm). Basidiosporos amarronzados, globoso a subglobosos, 3,32 – 3,4 × 4,47 – 4,4 µm ( $x = 3.8 \pm 0,2 \times 3,9 \pm 0,2$ ,  $Q_m = 1.0$ ,  $n = 30$ ), ornamentação evidente em MOP, chegando a medir até 1,2 µm.

**Hábito:** crescendo na liteira.

**Habitat:** gregário.

**Material Examinado:** BRASIL. Mato Grosso: **Nova Ubiratã**, Estação Ecológica Rio Ronuro (-13.112306, -54.476528) 26/02/2017, Assis, N.M. NMA\_M27 (UFRN Fungos - 3088); Mato Grosso: **Cotriguaçu**, Fazenda São Nicolau (-9.823722, -58.259194), 11/03/2018 Assis, N.M; NMA\_M97 (UFRN Fungos - 3080); Mato Grosso: **Cotriguaçu**, Fazenda São Nicolau (-9.823722, -58.259194, 10/03/2018 Assis, N.M; NMA\_M81 (UFRN Fungos - 3085); Mato

Grosso: **Cotriguaçu**, Fazenda São Nicolau (-9.823722, -58.259194) 14/03/2018 Assis, N.M; NMA\_M21 (UFRN Fungos - 3105).

**Distribuição:** **AMÉRICA CENTRAL** – COSTA RICA (CALONGE et al., 2005); CUBA (GUBE e PIPEBRING, 2009), REPÚBLICA DOMINICANA (GUBE e PIPEBRING, 2009). **AMÉRICA DO NORTE** – MÉXICO (HERRERA et al., 2005). **AMÉRICA DO SUL** – BRASIL, estado do Amazonas (LEITE et al., 2011), Pará (SOTÃO et al., 2009), Ceará, Paraíba e Rio Grande do Norte (SOUSA et al., 2014c), Minas Gerais (ALFREDO et al., 2016); VENEZUELA (CALONGE e VERDE, 1996). **ÁSIA** – CHINA (LIU, 1984). HAVAI (HEMMES e DESJARDIN, 2011). **ÁFRICA** – ILHAS MASCARENHAS (KRIESEL E HAUSKNECHT, 2002).

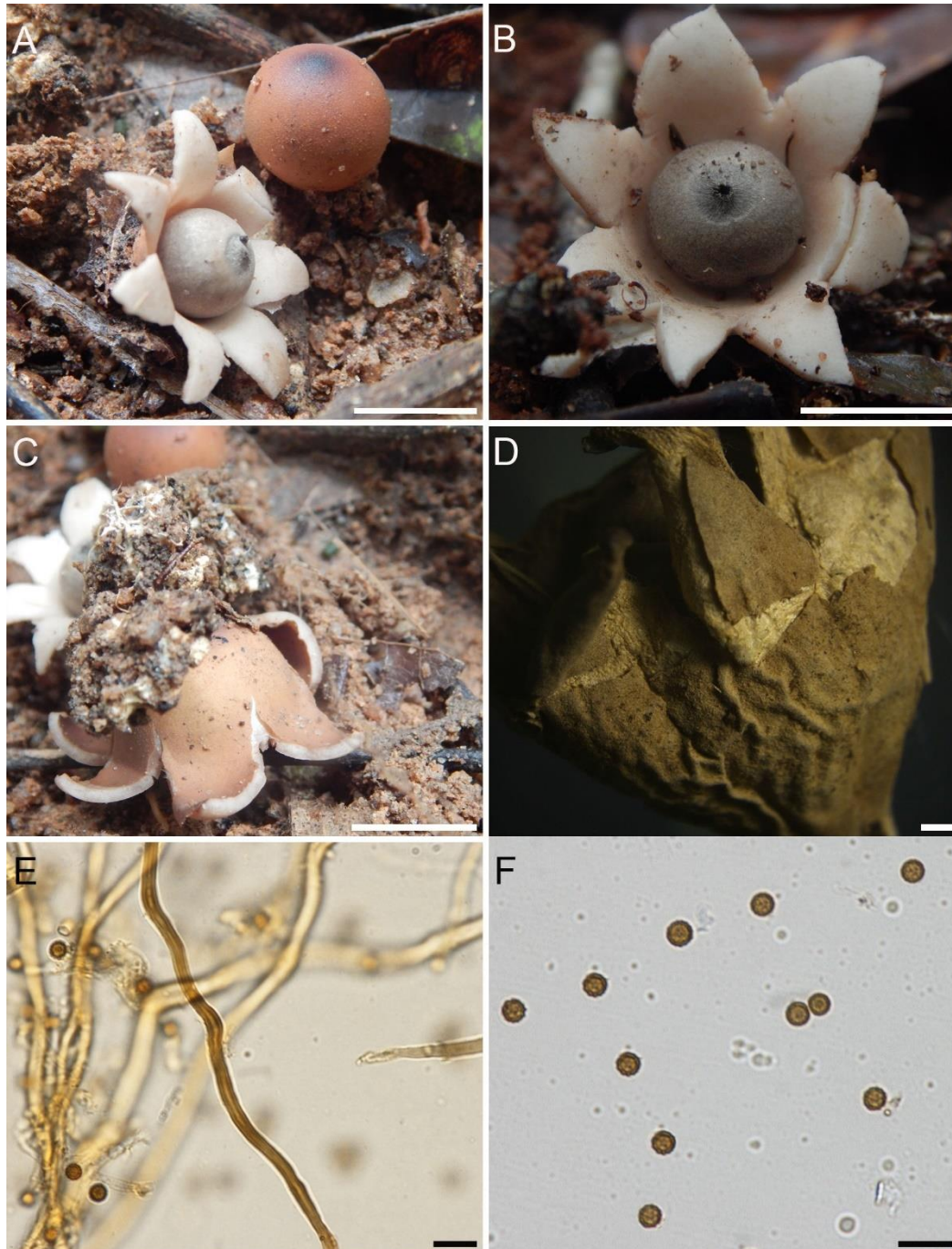
**Observações:** *Geastrum javanicum* caracteriza-se principalmente pela presença de um basidioma saculiforme, subículo crescendo sobre o substrato, peristômio fibriloso delimitado e basidiosporos pequenos. *Geastrum echinulatum* T.S. Cabral, B.D.B. Silva & Baseia se assemelha a *G. javanicum* por causa da coloração avermelhada da camada pseudoparenquimatosa e da presença de subículo, entretanto, *G. echinulatum* apresenta exoperídio equinulado e peristômio não delimitado. Outra espécie com características semelhante é *G. argentinum* Speg., se diferenciando apenas pelo peristômio não delimitado.

O trabalho de Cunningham (1944) discute que Lloyd (1907) identificou *Geaster javanicus* para a Nova Zelândia, mas que esta espécie seria na verdade uma variação tropical de *G. velutinum*. Ponce de Leon (1968) propôs a combinação *Geastrum javanicum* e considerou *G. velutinum* como sinônimo. Por ter sido descrita anteriormente, *G. javanicum* tem prioridade no nome. Nesse trabalho, o autor faz uma vaga descrição da espécie, não especificando os motivos da sinonimização. Sunhede (1989) não estudou o material tipo *G. javanicum* e, portanto, não confirmou sua sinonímia com *G. velutinum* feita por Ponce de Leon. Zamora et al (2013b), destaca que *G. javanicum* é uma espécie com diversos registros na região tropical, mas que a maioria das descrições são baseadas em características vagas como a camada micelial se desprendendo facilmente e / ou espécies onde os basidiomas originam-se de um subículo.

Os espécimes analisados neste trabalho mostraram tamanho e ornamentação dos basidiósporos maiores do que os encontrados em outras regiões da Amazônia (2,5 – 3 µm diam.com verrugas pequenas; LEITE et al. 2011) e Caatinga (2,5 – 3,8 diam.com verrugas pequenas; SILVA, 2013), mas se assemelham com os encontrados em Mata Atlântica (4,5 –



5,7 diam.; SOUSA, 2015). Este é o terceiro registro da espécie para a Amazônia e o primeiro para o Estado do Mato Grosso.



Fonte: Elaborado pelo autor.

**FIGURA 19** – *Geatrum javanicum*: A. Basidioma expandido e imaturo; B. Peristômio; C camada micelial; D. camada micelial no basidioma desidratado; E. Capilício; F. Esporos. Barras: A-C= 1 cm, D= 0,75 mm, E-F= 10 µm.

**5.1.8 *Geastrum pusillipilosum*** J.O. Sousa, Alfredo, R.J. Ferreira, M.P. Martín & Baseia, Fungal Planet 473 – 21 (2016). **FIG 20**

**Descrição:** Basidioma imaturo epígeo, subgloboso, 4 mm de largura 9,7 mm de comprimento com superfície hirsuta, pelos curtos (<1 mm de altura). Basidioma expandido sacado 5 – 9 mm de altura (incluindo peristômio) × 6 – 10 mm de largura, marrom amarelado (5D5), raios de formato irregular, não higroscópicos. Camada micelial persistente, não incrustada, amarelo pálido (4A3), hirsuta. Camada fibrosa papirácea, concolor a camada micelial. Endoperídio globoso, 9 mm de altura (incluindo peristômio) × 9 mm de largura, superfície glabra, marrom acinzentada (5F3). Peristômio distintamente fimbriado, delimitação marrom acinzentado, um pouco mais clara que o endoperídio. Gleba marrom (5D3).

Camada micelial composta por hifas hialinas, paredes finas (<1 µm), 3 – 3,5 µm de diam., superfície não incrustada, lúmen não visível, sem ramificações. Camada fibrosa formada por hifas hialinas, paredes espessa (> 1 µm), 3 – 5,1 µm de diam. superfície não encrustada, lúmen visível, ramificações ausentes. Camada pseudoparenquimatosa consiste de hifas hialinas, paredes espessas (> 1 µm), subglobosas, 32,4 – 51,9 × 16,5 – 49,3 µm. Eucapílicios amarronzados, paredes fina (<1 µm), 3,6 – 5 µm de diâmetro, superfície incrustada, lúmen visível, ramificações presentes. Basidiósporos globosos, amarronzados, 4,9 – 5,7 × 5 – 6 (x = 3,6 ± 0,2 × 4,9 ± 0,2, Qm = 1,0, n = 30), ornamentação evidente em MOP.

**Habitat:** madeira em decomposição.

**Hábito:** solitário.

**Material Examinado:** BRASIL. Mato Grosso: **Nova Ubiratã**, Estação Ecológica Rio Ronuro (-12.998002, -54.641269) 27/02/2017, Assis, N.M.; NMA\_M47 (UFRN Fungos -3083).

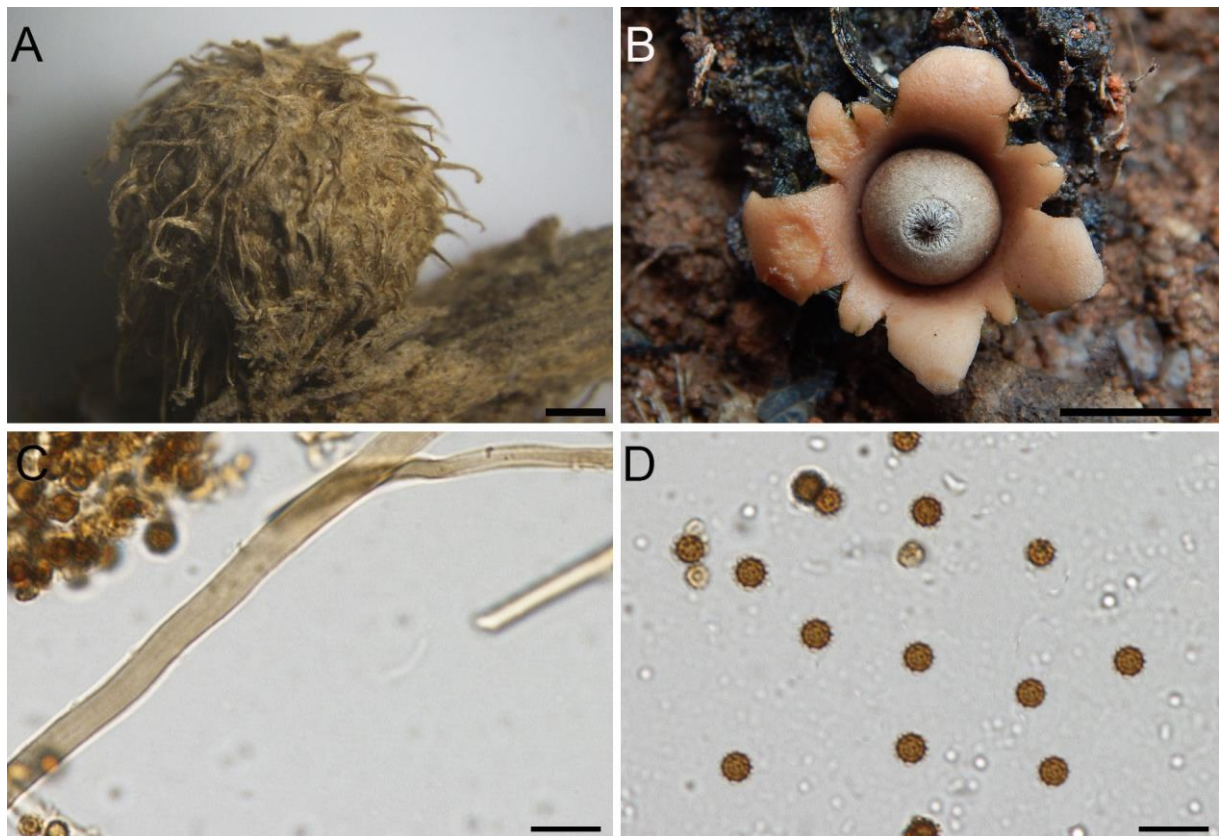
**Distribuição:** AMÉRICA DO SUL – BRASIL, Paraíba, Minas Gerais Ceará (CROUS, et al. 2016); Rio grande do Norte (LIMA, A.A. 2017)

**Observações:** Esta espécie é caracterizada pelo peristômio fibriloso delimitado, basidiomas pequenos, exoperídio hirsuto e esporos pequenos. As espécies *G. hirsutum* e *G. schweinitzii* têm uma morfologia semelhante a *G. pusillipilosum*. Entretanto, diferem-se pelos basidiomas



maiores em *G. hirsutum* (25 – 20 mm de largura), presença de subículo, pelos compridos (1,5 – 3 mm de comprimento), basidiósporos menores (2,5 – 3  $\mu\text{m}$  de diâmetro) e, no caso de *G. schweinitzii*, os basidiósporos são menores (até 5  $\mu\text{m}$ ) e não há presença de pelos no exoperídio (BASEIA & CALONGE 2006; CORTEZ et al. 2008; SOUSA et al. 2014 ).

Outras espécies como *G. inpaense* T.S. Cabral, B.D.B. Silva & Baseia e *G. albonigrum* possuem exoperídio hirsuto, mas diferem de *G. pusillipilosum* pelo peristômio não delimitado, endoperídio marrom escuro e basidiomas maiores (25 – 40 mm em *G. inpaense* e 32-40 mm de largura em *G. albonigrum*) (CALONGE & MATA 2004, CABRAL et al. 2014a). Esté é o primeiro registro da espécie para a Amazônia e para o estado do Mato Grosso.



Fonte: Elaborado pelo autor.

**FIGURA 20** - *Geastrum pusillipilosum*: A. Basidioma imaturo; B. Basidioma expandido; C. Capilício; D. Esporos. Barras: A=0.75 mm, B= 2 cm, C-D= 10  $\mu\text{m}$ .

**5.1.8 *Geastrum rusticum*** Baseia, I.G., B.D.B. Silva e T.S. Cabral, Nova Hedwigia 98 (1–2): 267(2014). **FIG 21**

**Descrição:** Basidioma imaturo não observado. Basidioma expandido sacado a arqueado 56 mm de altura (incluindo peristômio) × 53 mm de largura. Exoperídio aberto formando 6 raios, saculiformes a revolutos, higroscópicos. Camada micelial marrom caramelo (6D4), superfície papirácea, com incrustações, persistente, se desprendendo em pedaços irregulares. Camada fibrosa amarelo pálido (4A3), superfície coriácea. Camada pseudoparenquimatosa marrom caramelo (6D4), persistente. Endoperídio marrom acinzentado (6D3), globoso, 1,6 mm de altura (incluindo peristômio) × 1,5 mm de largura, sésil, superfície glabra. Peristômio fibriloso, não delimitado, mamiforme. Gleba marrom escura (6F4).

Camada micelial composta de hifas hialinas 1,2 – 3 µm diam., superfície não incrustada, lúmen não evidente, ramificações ausentes, paredes retas e finas (< 1 µm). Camada fibrosa formada por hifas hialinas, paredes retas, 3,9 – 9,1 µm de diam., superfície não incrustada, lúmen visível. Camada pseudoparenquimatosa consiste de hifas hialinas a amarronzadas, parede espessa (>1 µm), subglobosas, alongadas a piriformes, 29,7 – 78,5 × 23,6 – 61,9 µm. Eucapilícios amarronzados, 2,5 – 8,8 µm de diam., superfície incrustada, lúmen não evidente, ramificações ausentes, paredes finas (<1 µm). Basidiosporos amarronzados 5,8 – 6,1 µm × 4,6 – 4,8 µm ( $x = 5,3 \pm 0,3 \times 5,2 \pm 0,3$ ,  $Q_m = 1,03$ ,  $n = 30$ ), ornamentação evidente em MOP.

**Hábito:** crescendo na liteira.

**Hábitat:** solitário.

**Material Examinado:** BRASIL. Mato Grosso: **Nova Ubiratã**, Estação Ecológica Rio Ronuro (-12.958111, -54.594076) 27/02/2017, Assis, N.M.; NMA\_M32 (UFRN 3087).

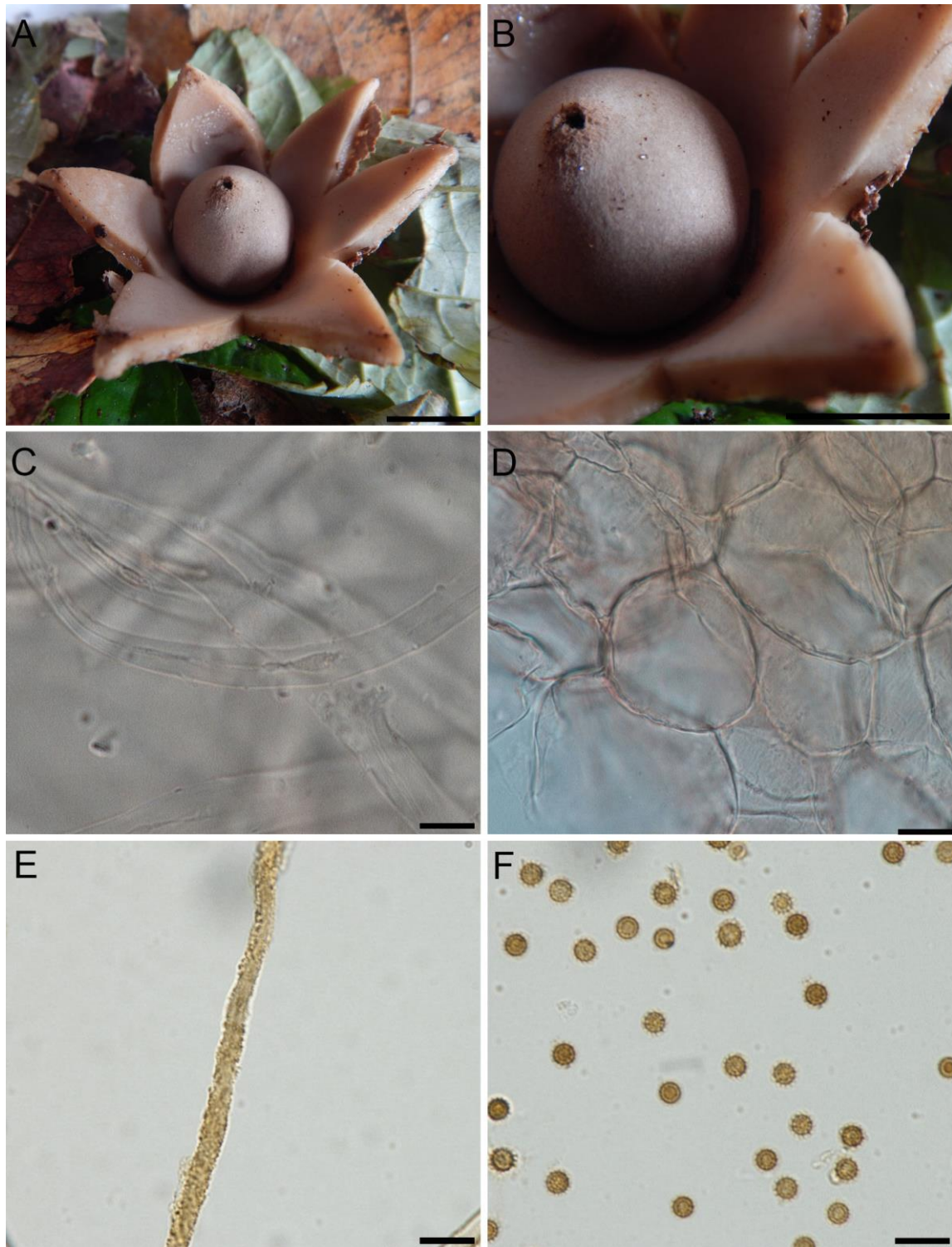
**Distribuição:** AMÉRICA DO SUL – BRASIL, Rio Grande do Norte (CABRAL et al., 2014b), Ceará e Paraíba (SOUSA et al., 2014c).

**Comentários:** *Geastrum rusticum* é caracterizado pelo aspecto irregular do basidioma, parcialmente imerso no substrato quando está imaturo, peristômio não delimitado,

basidiósporos com ornamentação curta, bem como camada micelial espessa e incrustada com fragmentos de madeira em decomposição.

Apresenta similaridades com *G. fimbriatum* (peristômio fibriloso não delimitado e camada micelial incrustada) e *G. floriforme* Vittad. (peristômio não delimitado), mas estas espécies se diferenciam por endoperídio pedicelado com hifas protuberantes, basidiosporos com verrugas maiores e camada micelial não persistente em *G. fimbriatum* e superfície do endoperídio furfuráceo e basidiósporos maiores (5 – 7  $\mu\text{m}$ ) em *G. floriforme* (SUNHEDE, 1989; CABRAL et al., 2014b).

Outra espécie semelhante é *G. recolligens* (Batsch) Hollós, mas esta se difere por ter um peristômio delimitado e camada micelial sem detritos (PEGLER et al. 1995). Este é o primeiro registro da espécie para a Amazônia e para o Mato Grosso.



Fonte: Elaborado pelo autor.

**FIGURA 21** - *Geastrum rusticum*: A-B. Basidioma expandido; C. Hifas da camada micelial; D. Hifas da camada pseudoparenquimatosa; E. Capilício; F. Esporo. Barras: A= 1cm, B= 2.8 cm, C-F= 10  $\mu$ m

**5.1.9 *Geastrum schweinitzii*** (Berk. e M.A. Curtis) Zeller, Mycologia 40(6): 649 (1948).

**FIG 22**

**Descrição:** Basidioma imaturo epígeo, amarelo pálido à amarelo acinzentado (4B3 – 4A3), depresso globoso, 7 mm de altura × 7 mm de largura, ápice umbonado com superfície não incrustada, hirsuto-tomentosa, subículo branco. Basidioma expandido sacado, 5 – 7 mm de altura (incluindo peristômio) × 13 – 14 mm de largura. Exoperídio com raios revolutos e não higroscópicos. Camada micelial amarelo pálido à amarelo acinzentado (4B3 - 4A2), não incrustada, cotonosa e persistente. Camada fibrosa amarelo esbranquiçado (2A2 KW), superfície papirácea. Camada pseudoparenquimatosa marrom (6E4), persistente. Endoperídio marrom acinzentado (6F2), depresso globoso, 5 mm de altura (incluindo peristômio) × 7 mm de largura com superfície glabra. Peristômio fibriloso, bege amarronzado (6E4 KW), delimitado, mamiforme. Gleba marrom escuro (6E4).

Camada micelial composta por hifas hialinas, 5,4 – 10,69 µm de diâmetro, paredes espessas (> 1 µm), retas, sinuosas, superfície não incrustada, lúmen pouco evidente, algumas apresentam, ápice inflado. Camada fibrosa composta por hifas hialinas, 2,68 – 5,19 µm de diâmetro, paredes espessas (<1 µm), retas (algumas poucas sinusosas), com lúmen pouco evidente. Camada pseudoparenquimatosa composta por hifas amarronzadas, piriformes, globosas a subglobosas, 39,29 – 70,97 µm de altura × 29,82 – 42,09 µm de diâmetro com parede espessa (>1 µm). Eucapilício amarronzado, 1,9 – 3,81 µm, com paredes finas (<1 µm), superfície pouco incrustada, lúmen pouco evidente. Basidiosporos amarronzados, globosos a subglobosos, 3,3 – 4,4 de altura × 3,14 – 4,49 de diâmetro µm (n=20; Qm= 1.0 µm), ornamentação pouco evidente em MOP.

**Habitat:** Madeira

**Hábito:** Gregário

**Material Examinado:** BRASIL – Mato Grosso, **Nova Ubiratã**, ESEC Rio Ronuro (-13.077472, -54.543250), 22/II/2017, col. Assis, NM; Drechsler, Santos; Magnago, A.; NMA\_M04 (UFRN Fungos - 3088). Mato Grosso, **Nova Ubiratã**, ESEC Rio Ronuro (-13.077472, -54.543250), 22/II/2017, col. Assis, NM; DRECHSLER, Santos; Magnago, A.; NMA\_M03 (UFRN Fungos - 3092). Mato Grosso, **Nova Ubiratã**, ESEC Rio Ronuro (-13.076644, -54.541989), 22/II/2017, col. Assis, NM; DRECHSLER, Santos; Magnago, A.; NMA\_M05 (UFRN - Fungos

3093). Mato Grosso, **Nova Ubiratã**, ESEC Rio Ronuro (-13.106361, -54.428417), 23/02/2017, col. Assis, NM; NMA\_M09 (UFRN Fungos - 3095); Mato Grosso, **SINOP**, Usina – Trilha E2 (-11.463500, -55.561000) 03/03/2018, col. Assis, NM; NMA\_M60 (UFRN Fungos - 3089). Mato Grosso, **Cotriguaçu**, Fazenda São Nicolau (-9.823722, -58.259194), 11/03/2018, col. Assis, NM; NMA\_M100 (UFRN Fungos - 3104). Mato Grosso, **Claudia** (-11.451947, -55.098802) 11/03/2018, col. Assis, NM; NMA\_M61 (UFRN Fungos - 3081).

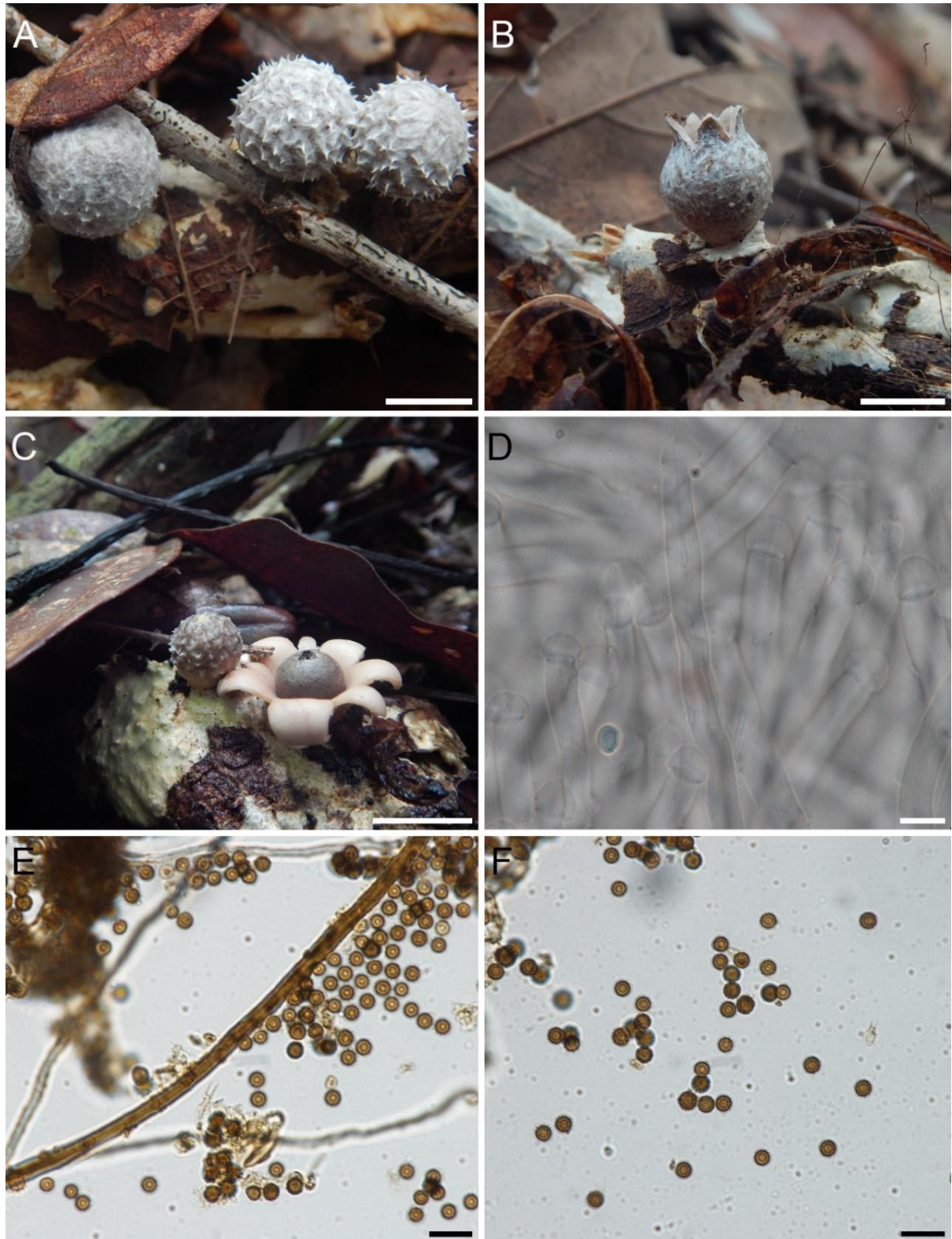
**Distribuição:** **AMÉRICA DO SUL** – GUIANA FRANCESA (BERK. E M.A. CURTIS, 1948) Argentina (DOMINGUEZ DE TOLEDO, 1989; WRIGHT e WRIGHT, 2005); BRASIL, estado do Amazonas (CABRAL et al., 2014b), Bahia (TRIERVEILER-PEREIRA et al., 2009), Pernambuco (KIMBROUGH et al., 1994/1995; BASEIA et al., 2003; LEITE e BASEIA, 2007; TRIERVEILER-PEREIRA et al., 2011a), Rio Grande do Sul (CORTEZ et al., 2008), São Paulo (BASEIA et al., 2003) Paraíba e Rio Grande do Norte (SOUSA et al., 2014c), São Paulo (BONONI et al., 1981); VENEZUELA (DENNIS, 1970). **AMÉRICA CENTRAL** – COSTA RICA (CALONGE et al., 2005); Cuba (GUBE e PIEPENBRING, 2009); REPUBLICA DOMINICANA (GUBE e PIEPENBRING, 2009). **AMÉRICA DO NORTE** – MÉXICO (GUZMÁN, 1994).

**Comentários:** *Geastrum schweinitzii* apresenta basidiomas pequenos (até 20 mm de largura), hábito lignícola, peristômio fibriloso, delimitado, e crescimento sobre subículo. *Geastrum pleosporum* Douanla-Meli é macroscopicamente semelhante a *G. schweinitzii* (Berk. & M.A.Curtis) Zeller, mas o primeiro tem basidiósporos com formas variadas (DOUANLA-MELI et al., 2005). *Geastrum schweinitzii* assemelha-se também a *G. hirsutum* e *G. javanicum*, mas estes últimos citados diferem-se pelos basidiomas maiores além do exoperídio hirsuto e peristômio não delimitado, respectivamente (BASEIA & CALONGE, 2006; CALONGE et al., 2005).

Muitas outras espécies desenvolvem-se sobre subículo, dentre elas *G. subiculosum* (Cooke & Masee) G.H.Cunningham, *G. lilloi* L.S.Domínguez e *G. echinulatum*. Entretanto, *G. subiculosum* apresenta peristômio não delimitado e superfície lisa do basidioma imaturo. Já *G. lilloi* e *G. echinulatum* possuem camada micelial verrucosa, esporos menores e superfície do basidioma imaturo equinulada, respectivamente (LEITE et al. 2011; SILVA et al. 2013). O subículo é uma estrutura presente em espécies lignícolas neotropicais que auxilia na decomposição do substrato. Segundo Zamora et al. (2014a), as espécies que apresentam



subículo são classificadas na secção *Myceliostroma*. Este é o primeiro registro da espécie para o Mato Grosso.



Fonte: elaborado pelo autor.

**FIGURA 22** - *Geastrum schweinitzii*: A. Basidioma imaturo; B. Basidioma imaturo começando a se expandir; C. Basidioma expandido; D. Hifas da camada micelial; E. Capilício. F. Esporos. Barras: A-C= 1 cm, D-F= 10 µm.

**5.1.10 *Geastrum aff. triplex*** Jungh., Tijdschr. Nat. Gesch. Physiol. 7: 287 (1840).

### **FIG 23**

**Descrição:** Basidioma imaturo ausente. Basidioma expandido saculiforme a arqueado, 7 – 15 mm de altura (incluindo peristômio) × 13 – 30 mm de largura. Exoperídio aberto formando raios triangulares, revolutos, enrolando-se abaixo do basidioma, não higroscópicos. Camada micelial branca (2A2), incrustada, cotonosa e se desprendendo em partes. Camada fibrosa amarelo pálido (4A3) e coriácea. Camada pseudoparenquimatosa marrom acinzentado (8F3), persistente, rimosa, formando um colar ao redor do endoperídio. Endoperídio marrom (7F4), sésil, globoso a lageniforme, 8 – 15 mm de altura (incluindo peristômio) × 13 – 20 mm de diâmetro, superfície com presença de hifas protuberantes, não pruinoso. Peristômio fibriloso, não delimitado, mamiforme, 3 – 3 mm de altura. Gleba marrom (6E4).

Camada micelial composta de hifas hialinas a amareladas, paredes finas (< 1 µm), com 3 – 6 µm diam., superfície não incrustada, lúmen visível, com grampos de conexão. Camada fibrosa hialina, paredes finas (<1), 2,6 – 7,3 µm de diam., sinuosas, lúmen evidente. Camada pseudoparenquimatosa formada por hifas hialinas, subglobosas, elipsoides a piriformes, paredes espessas (>1), com 43,5 – 80,8 × 32,5 – 44,9 µm. Eucapilícios amarronzados, paredes finas (<1), 2,9 – 4,7 µm de diam., superfície encrustada, lúmen pouco evidente. Basidiósporos amarronzados, globosos a subglobosos, 4,2 – 6 × 4 – 5,9 µm ( $x = 5,3 \pm 0,3 \times 5,1 \pm 0,3$ ,  $Q_m = 1,02$ ,  $n = 30$ ), paredes finas (<1).

**Habitat:** Solo argiloso coberto por liteira.

**Hábito:** gregários.

**Material Examinado:** BRASIL. Mato Grosso: **Nova Ubiratã**, Estação Ecológica Rio Ronuro (-13.356833, -54.583666) 26/02/2017, Assis, N.M.; NMA\_M34 (UFRN Fungos - 3094); Mato Grosso: **Cotriguaçu**, Fazenda São Nicolau (-9.823722, -58.259194) 10/03/2018 Assis, N.M;



NMA\_M78 (UFRN Fungos - 3099); Mato Grosso: **Cotriguaçu**, Fazenda São Nicolau (-9.823722, -58.259194), 10/03/2018 Assis, N.M; NMA\_M87 (UFRN Fungos - 3103).

**Distribuição:** **AMÉRICA CENTRAL** – COSTA RICA (CALONGE et al., 2005); **AMÉRICA DO NORTE** – ESTADOS UNIDOS (BATES, 2004); MÉXICO (COKER E COUCH, 1928; ESQUEDA- VALLE et al., 2000; ESQUEDA et al., 2003, 2009; MORENO et al., 2010); CUBA (GUBE e PIEPEBRING, 2009), GUATEMALA (ARZÚ et al., 2012); REPLÚBLICA DOMINICANA (GUBE e PIEPEBRING, 2009). **AMÉRICA DO SUL** – ARGENTINA (SOTO e WRIGHT, 2000; WRIGHT e ALBERTÓ, 2006); BRASIL, estado do Amazonas (CABRAL et al., 2014<sup>a</sup>; ACCIOLY, T. 2014 ); Ceará, (SOUSA et al., 2014a, 2014c), Paraíba (SOUSA et al., 2014c), Rio Grande do Norte (LEITE e BASEIA, 2007), Pernambuco (TRIERVEILER-PEREIRA et al., 2011a; DRECHSLER-SANTOS et al. 2008), Rio Grande do Sul (RICK, 1961), Paraná (de MEIJER, 2006), Santa Catarina (SOBESTIANSKY, 2005), São Paulo (BASEIA et al., 2003); VENEZUELA (DENNIS, 1970; COKER e COUCH, 1928); PARAGUAI (GUBE e PIEPEBRING, 2009). **Ásia**– CHINA (LIU, 1984), INDONÉSIA (JUNGHUN, 1840); **EUROPA** – ESPANHA (CALONGE, 1998), HUNGRIA (SUNHEDE, 1989), INGLATERRA (PEGLER et al., 1995); HAVAI (HEMMES e DESJARDIN, 2011); **ÁFRICA** – CONGO (DINSSING e LANGE, 1962), ÁFRICA DO SUL (BOTTOMLEY, 1948); **OCEANIA** – AUSTRÁLIA (GRGURINOVIC, 1997), NOVA ZELÂNDIA (CUNNINGHAM, 1944).

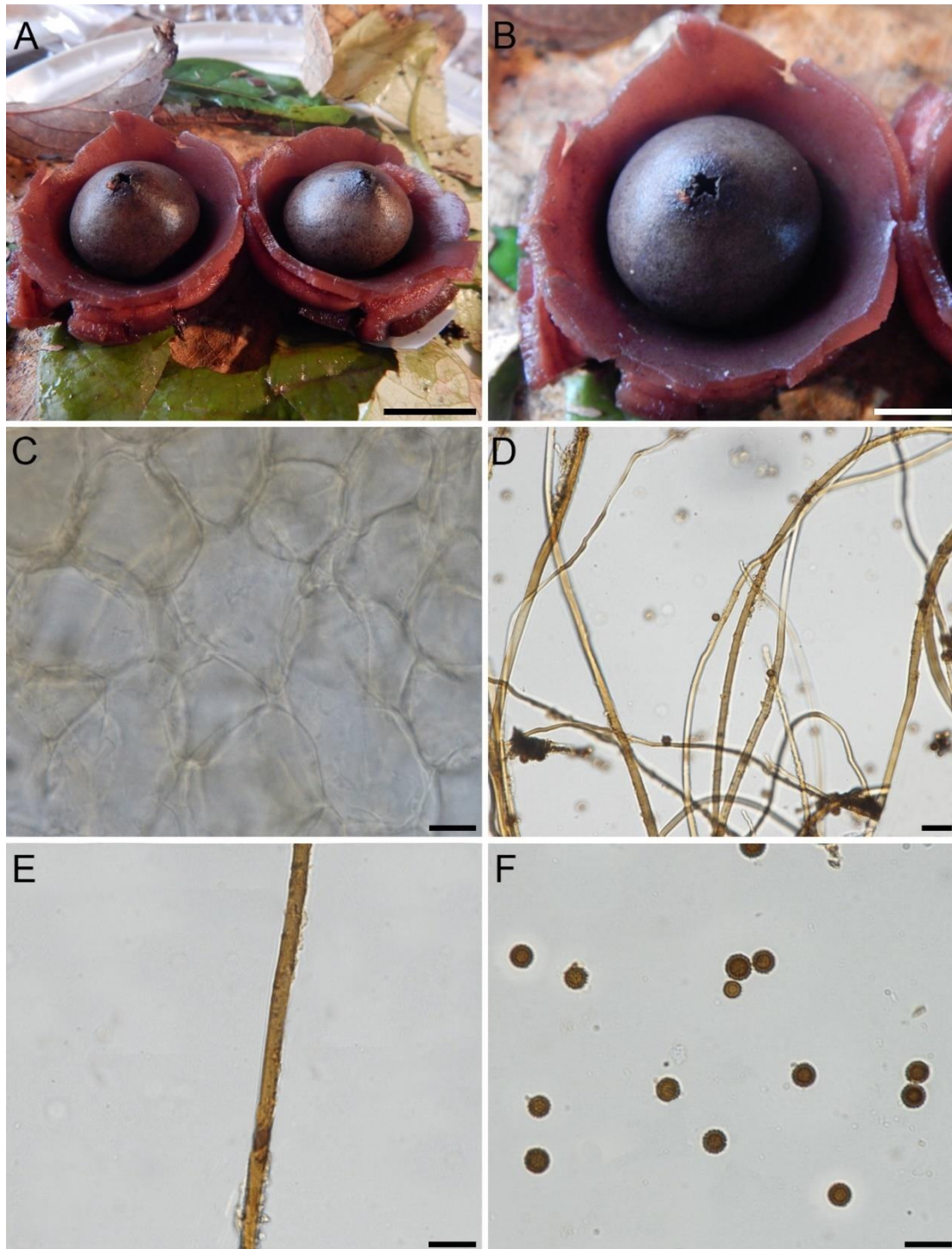
**Comentários:** Esta espécie foi descrita primeiramente para a Indonésia em 1840 e apresenta a formação de um “colar”, proveniente da camada pseudoparenquimatosa, ao redor do endoperídio quando o basidioma está expandido, basidiomas robustos e com uma ampla variedade de tamanho (até 150 mm), peristômio fibriloso delimitado e camada micelial escamosa com grampos de conexão (SUNHEDE, 1989).

Kasuya (2012) demonstra que *G. triplex* é próximo morfológicamente e filogeneticamente de *G. melanocephalum* (Czern.) V.J. Staněk, mas diferencia-se do último pelo endoperídio completamente efêmero quando o basidioma está expandido e columela proeminente. Esse mesmo trabalho também mostra a polifilia de *G. triplex*, mostrando que as “espécies” se agruparam em clados de acordo com determinada região geográfica. Sunhede (1977), analisando cerca de 3.000 basidiomas coletados na Suécia, já havia notado diferenças morfológicas significativas entre basidiomas de *G. triplex*.

Algumas espécies como *G. saccatum*, *G. fimbriatum*, *G. morganii* e *G. litchiforme* Desjardin & Hemmes apresentam algumas semelhanças com *G. triplex*, mas *G. saccatum* diferencia-se pelos basidiomas menores (3 – 9 cm diâmetro) e ausência de um colar formado pela camada pseudoparenquimatosa; peristômio delimitado no caso de *G. fimbriatum*; peristômio sulcado não delimitado em *G. morganii* e, no caso de *G. litchiforme*, camada micelial efêmera com tufos piramidais.

Perez (2009) observou que espécimes de *G. triplex* ocorrentes na área de Caatinga apresentaram dimensões menores dos basidiomas, bem como camada micelial lisa em comparação com os ocorrentes em Mata Atlântica (BASEIA et al., 2003; LEITE et al., 2007), que possuem dimensões maiores e camada micelial com sulcos formando placas.

A morfologia dos espécimes aqui descritos tem relação com a morfologia de *G. triplex*. Entretanto, existem algumas variações como a camada micelial sem escamas e o peristômio não delimitado. Os espécimes analisados neste trabalho bem como espécimes provenientes da Amazônia central (ACCIOLY, 2014), mostraram diferenças na superfície do perídio e delimitação do peristômio em relação a outros coletados na Caatinga (SOUSA, 2015) e Mata Atlântica (SOUSA, 2012). A ampla variação morfológica bem como estudos filogenéticos demonstram a necessidade de uma revisão, incluindo o material tipo, desta espécie.



Fonte: Elaborado pelo autor.

**FIGURA 23** - *Geastrum* aff. *triplex*: A-B: Basidioma expandido; C: Hifas da camada pseudoparenquimatosa; D-E: Capilício; F: Esporos. Barras: A-B= 1 cm, C,E,F= 10  $\mu$ m, D= 20  $\mu$ m.

**5.1.12 *Lycoperdon fuligineum* Berk. & M.A. Curtis, Journal of the Linnean Society. Botany 10: 345 (1869)** **FIG 24**

**Descrição:** Basidioma 1 – 15 mm de diâmetro × 6 – 5 mm de altura, globoso a subgloboso. Subgleba reduzida ( $< \frac{1}{3}$  do basidioma), compacta, coloração champagne (4B4 KW) e medindo 2 mm de altura. Exoperídio com pequenas granulos a espinhoso ( $< 0,5$  mm altura), furfuráceo, persistente, marrom (6E5 KW) na parte apical e marrom avermelhado (6E4 KW) na parte basal. Endoperídio papiráceo, liso, marrom (6E4 KW), com deiscência regular por meio de um ostíolo apical. Gleba marrom (6E4 KW), pulverulenta.

Exoperídio apical e basal semelhantes, compostos por esferocistos em cadeias, globosos, subglobosos a piriformes medindo 32,4 – 12,4 de alt. × 14,3 – 9,2  $\mu$ m de diâm., paredes até 1,78  $\mu$ m de espessura. Endoperídio apical e basal composto de hifas entrelaçadas, medindo 2,0 – 4,5  $\mu$ m de diâmetro, paredes  $< 0,5 \mu$ m de espessura. Capilícios ausentes. Paracapilícios medindo 4,2 – 5,5  $\mu$ m de diâmetro, paredes  $< 1 \mu$ m de espessura, regularmente septados, com presença de membrana glebal. Basidiósporos globosos a subglobosos, 4 – 6 de alt. × 3 – 6  $\mu$ m de diâm., equinulado em MO, castanhos em KOH a 5%.

**Habitat:** madeira em decomposição.

**Hábito:** gregário.

**Material Examinado:** BRASIL. Mato Grosso: **Nova Ubiratã**, Estação Ecológica Rio Ronuro. 26/02/2017 (-13.112306, -54.476528), Assis, N.M.; NMA\_M25 (UFRN Fungos - 3109). BRASIL – Mato Grosso, **Nova Ubiratã**, EESEC Rio Ronuro (-13.112306, -54.476528) 23/02/2017, col. Assis, NM; DRECHSLER, Santos; Magnago, A; NMA\_M06 (UFRN Fungos - 3110).

**Distribuição:** REGIÃO NEOTROPICAL (SUÁREZ & WRIGHT, 1996). BRASIL – Distrito Federal, Goiás (SUÁREZ & WRIGHT, 1996); Paraná (de MEIJER, 2006), Pernambuco (TRIERVEILER-PEREIRA et al., 2010); Rio Grande do Sul (RICK, 1961; HOMRICH, 1969;

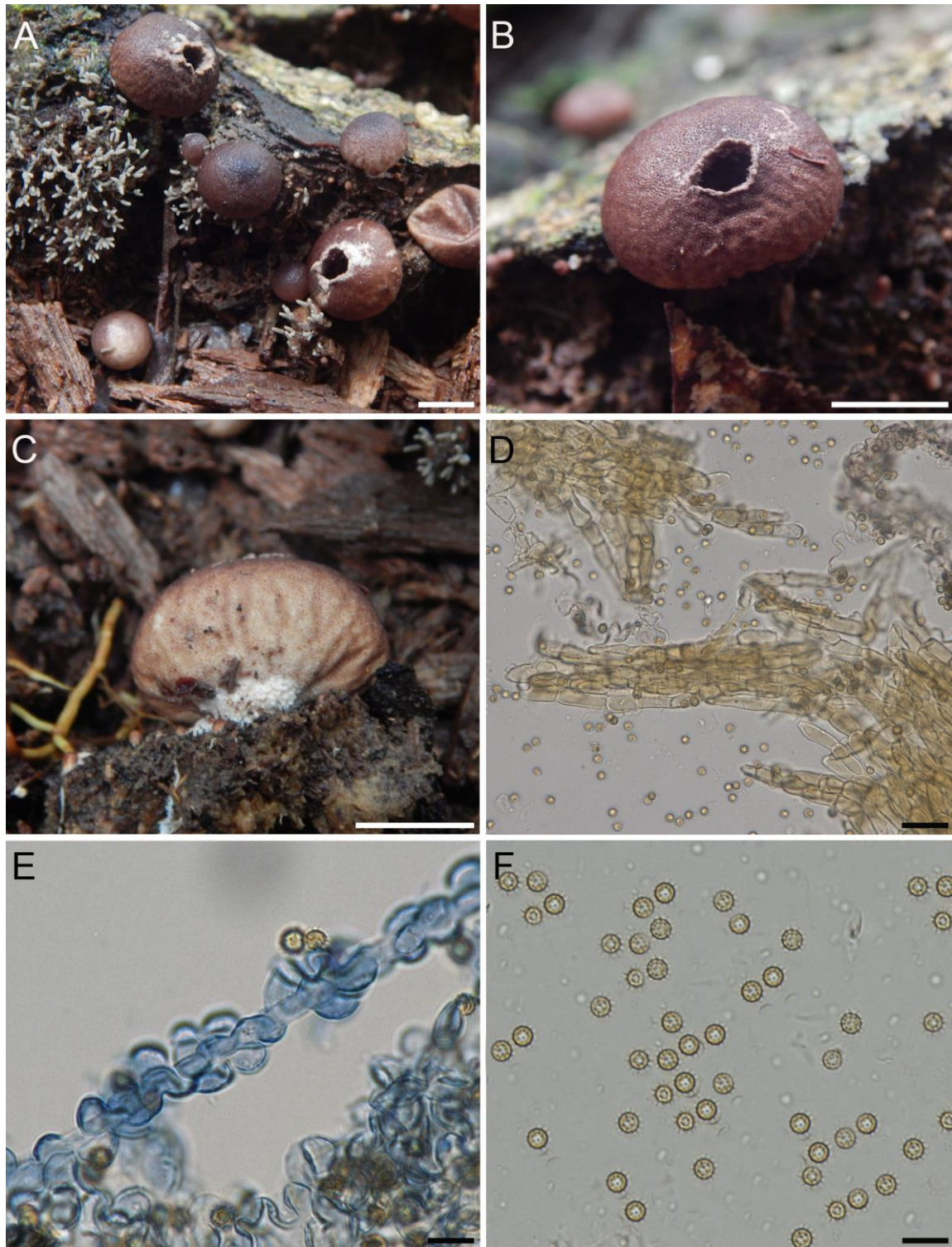
SOBESTIANSKY, 2005); Rio de Janeiro (SUÁREZ & WRIGHT, 1996); São Paulo (BONONI et al., 1981); Amazonas (CABRAL et al., 2014 b); Minas Gerais (ALFREDO et al., 2016)

**Comentário:** Essa espécie é caracterizada pelo exoperídio persistente, endoperídio papiráceo, subgleba celular ou compacta, exoperídio formado por esferocistos em cadeias e basidiosporos fortemente verrucosos (PONCE DE LEON, 1971). *Lycoperdon fuligineum* é semelhante a *L. velutinum* (Berk. & M.A. Curtis) Kreisel & Dring, porém diferencia-se marcadamente pela disposição das hifas do exoperídio, encontrada em forma de elementos setosos na segunda.

O padrão dos esporos encontrado em *L. fuligineum* é o mesmo encontrado em *L. albosporatum* e *L. nudum*, entretanto, *L. albosporatum* difere por apresentar basidiosporos maiores (5,7–6,6 µm), além de um pseudoestipe branco. Em *Lycoperdon nudum*, o exoperídio fica totalmente exposto com o tempo (ALFREDO et al. 2017).

Larsson e Jepson (2008) por meio de análises filogenéticas, propuseram *Morganella* Zeller como um subgênero de *Lycoperdon* P. Micheli e as duas espécies de *Morganella* incluídas em suas análises recuperaram os nomes em que foram inicialmente descritas: *Lycoperdon fuligineum* Berk. & M.A. Curtis e *L. subincarnatum* Peck. Dados moleculares de Alfredo et al. (2017) corroboram os resultados obtidos por Larsson e Jepson (2008) onde, através de análises morfológicas e moleculares, *Morganella fuliginea*, dentre outras espécies, são realocadas no gênero *Lycoperdon*. Este é o primeiro registro da espécie para o Estado do Mato Grosso.





Fonte: Elaborado pelo autor.

**FIGURA 24** - *Lycoperdon fuligineum*: A-C: Basidiomatas expandidos; D: Esferocistos do exoperídio; E: Paracapilício; F: Esporos. Barras: A-C= 1 cm, D-F= 10  $\mu$ m.

### 5.1.13 *Phallus indusiatus* Vent.: Pers., Syn. Meth. Fung. 244 (1801).

**FIG 25**

**Descrição:** Basidioma imaturo não observado. Basidioma expandido com 170 – 190 mm de altura. Receptáculo campanulado, 30 – 45, mm de altura × 23 – 39 mm de largura, branco (9A1), superfície reticulada. Pseudoestipe 143 mm de altura × 38 mm de largura, cilíndrico, oco, esponjoso, branco (9A1). Indúcio bem desenvolvido, cobrindo todo o pseudoestipe de coloração branca (9A1), malhas poligonais, unidas ao ápice do pseudoestipe. Volva semi-hipógeia, 4,7 cm de comprimento × 3,8 cm de largura, globosa à subglobosa, amarelo pálido (4A3), superfície lisa, pigmentos arroxeados em algumas porções. Base com rizomorfa de até 100 mm. Gleba marrom esverdeada (5G6), fétida, muscilaginosa.

Rizomorfias compostas por hifas filamentosas, 3 – 6 µm, hialinas, paredes finas (<1µm). Volva composta por uma camada externa de hifas filamentosas, 1,2 – 4 µm, retas, hialinas, paredes finas (<1µm), ramificadas, com septos e grampos de conexão; camada intermediária gelatinosa, composta por hifas delgadas 1,6 – 2,3 µm, retas, hialinas, ramificadas; camada interna composta de hifas filamentosas, 2 – 7 µm, retas, paredes finas (<1µm), ramificadas. Indúcio composto por hifas pseudoparenquimatosas, 17,8 – 41,2 µm altura × 20 – 33,1 µm diâmetro, globosas, alongadas, ovóides, hialinas e de paredes finas (<1µm). Pseudoestipe formado por hifas pseudoparenquimatosas, 22,1 – 71,3 µm altura × 23,6 – 60,9 µm diâmetro, com células subglobosas, globosas, ovóides, alongadas, hialinas, paredes finas (<1µm). Basidiósporos 2,57 – 4,18 µm de comprimento × 0,98 – 1,3 µm de largura, lisos, hialinos, elípticos, paredes finas (<1µm).

**Habitat:** solo arenoso.

**Hábito:** solitário.

**Material Examinado:** BRASIL. Mato Grosso: Nova Ubiratã, Estação Ecológica Rio Ronuro - 13.244755, -54.508239) 24/02/2017, Assis, N.M.; NMA\_12 (VOUCHER).

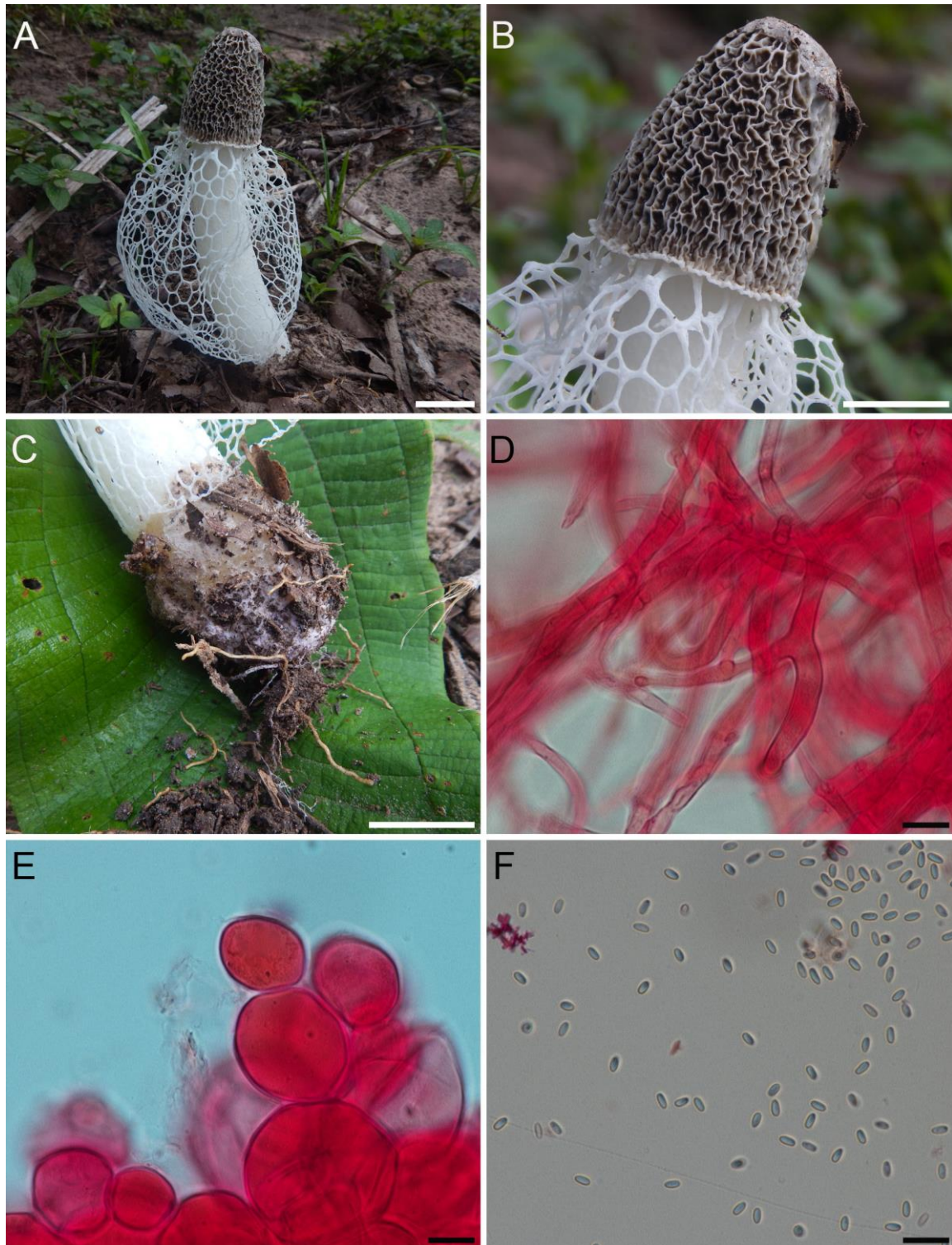
**Distribuição:** AMÉRICA DO NORTE – MÉXICO (GUZMÁN et al., 1990); AMÉRICA CENTRAL – COSTA RICA (CALONGE et al., 2005); AMÉRICA DO SUL – BRASIL, Amazonas (CABRAL et al., 2014a); Espírito Santo (MAGNAGO et al., 2013); Mato Grosso do Sul (BONONI et al.,

2017); Paraíba (TRIERVEILER-PEREIRA & BASEIA, 2011); Paraná (DE MEIJER, 2006); Rio de Janeiro (MAGNAGO et al., 2013); Rio Grande do Norte (BASEIA et al., 2006); Rio Grande do Sul (RICK, 1961); Rondônia (TRIERVEILER-PEREIRA et al., 2009a); Santa Catarina (MAGNAGO et al., 2013); São Paulo (SYDOW & SYDOW, 1907; VIÉGAS, 1945; BONONI et al., 1981; BONONI, 1984); ÁSIA – ÍNDIA (DASH et al 2010; GOGOI & PARKASH, 2014);

**Comentários:** a principal característica dessa espécie é o indúcio bem desenvolvido que geralmente cobre todo o pseudoestipe e o receptáculo fortemente reticulado. O pseudoestipe e a volva são brancos, embora este último possa apresentar pigmentos em tonalidades roxas na sua base e em rizomorfias. Outras espécies dentro do gênero *Phallus* Junius ex L. desenvolvem o indúcio, entre elas *P. atrovolutus* Kreisel & Calonge, *P. duplicatus* Bosc, *P. merulinus* (Berk.) Cooke, *P. multicolor* (Berk. & Broome) Cooke e *P. cinnabarinus* (W.S. Lee) Kreisel.

Entretanto, estas espécies se diferenciam de *P. indusiatus* pela coloração do indúcio no caso de *P. multicolor* (indúcio laranja; CABRAL et al., 2015) e *P. cinnabarinus* (indúcio laranja a avermelhado; CABRAL et al., 2015); volva preta em *P. atrovolutus* (CALONGE et al., 2005), volva branca avermelhada em *P. duplicatus* (CORTEZ et al., 2011) e receptáculo liso em *P. merulinus* (CHEYPE, 2010). Este é o primeiro registro da espécie para o Mato Grosso.





Fonte: Elaborado pelo autor.

**FIGURA 25** – *Phallus indusiatus*: A. Basidioma expandido; B: Receptáculo; C: Rhizomorfos; D: Hifas da volva; E: Hifas do receptáculo; F: Esporos. Barras: A=1 cm, B-C= 2 cm, D-F= 10 µm.

**5.1.15 *Xylophallus xylogenus* (Mont.) E. Fisch., Nat. Pflanzenfam., 2 Aufl., 7a: 96. 1933.**

**FIG 26**

**Descrição:** Basidioma imaturo com 6 mm de altura × 5 mm de diâmetro, globoso, subgloboso, elíptico, vermelho maçante à marrom avermelhado (9B4 – 9D4). Volva epígea, 5 mm de altura × 5 mm de largura, concolor ao basidioma imaturo, com deiscência irregular. Rizomorfias ramificadas ou não, brancas, até 20 mm. Pseudoestipe vermelho claro a branco translúcido (7A3), reticulado, com uma superfície composta por alvéolos retangulares e de paredes proeminentes, 16 mm de altura × 4 mm de largura. Receptáculo medindo 8 mm altura × 4 mm de diâmetro, cônico-campanulado, superfície lisa, com ápice umbilicado e perfurado. Gleba cinza amarronzado (9E2 KW), fétida e mucilaginosa.

Rizomorfa formada por hifas hialinas, irregulares, medindo 3,44 – 11,2 µm de parede espessa (<1 µm). Volva formada por hifas hialinas, subglobosas a elipsoides, 12,3 – 22,5 × 14,1 – 20,3 µm, parede fina (<1 µm). Receptáculo formado por hifas pseudoparenquimatosas, hialinas, globosas, subglobosas, 13,1 – 40,9 × 12,6 – 35 µm, paredes finas (<1 µm). Basidiósporos 3,6 – 4,2 × 1,3–1,7 µm, elípticos, lisos e hialinos.

**Hábito:** gregário

**Habitat:** madeira em decomposição.

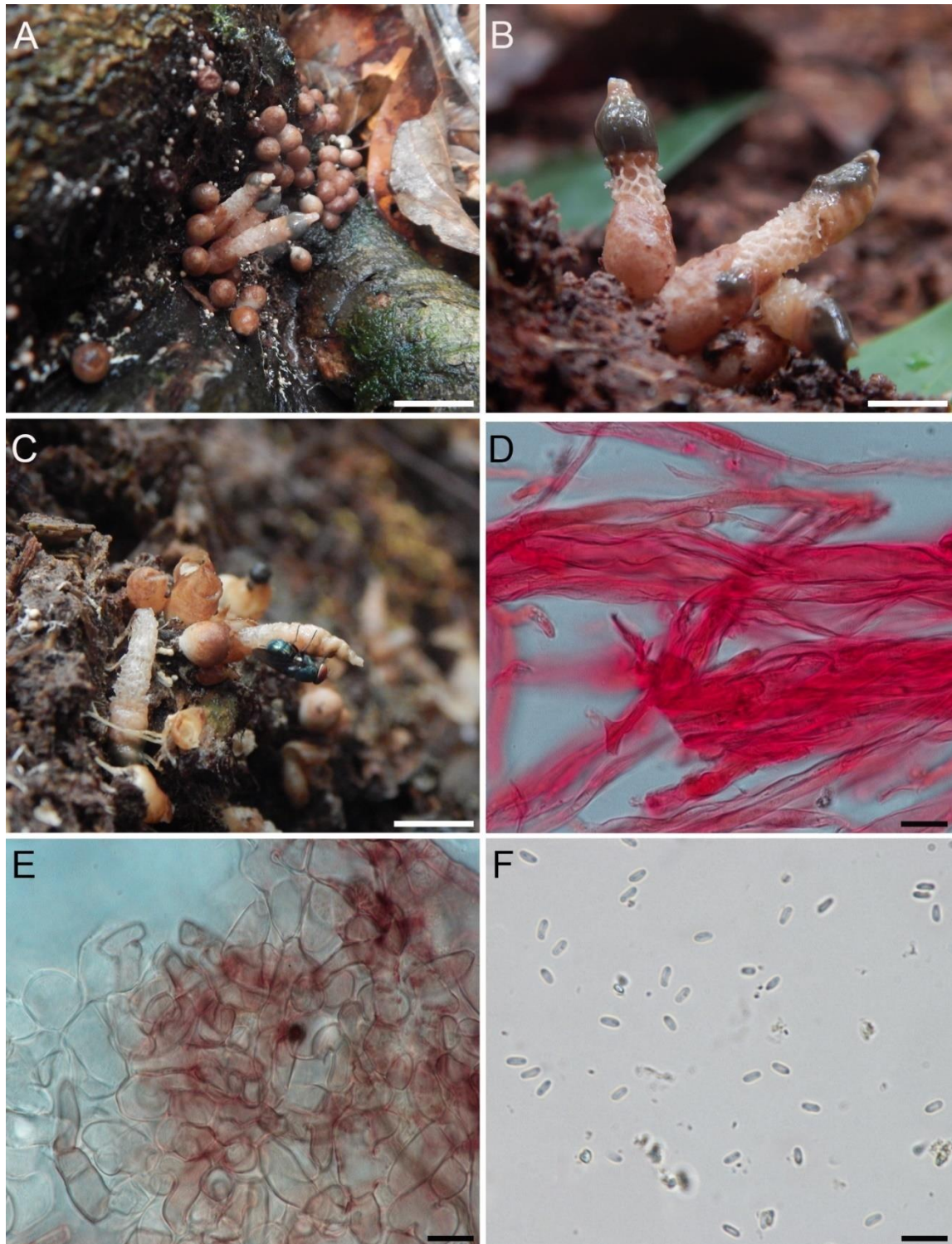
**Material Examinado:** BRASIL. Mato Grosso: **Nova Ubiratã**, Estação Ecológica Rio Ronuro (-13.112306, -54.476528). 26/02/2017, Assis, N.M; NMA\_17 (UFRN Fungos - 3113).

**Distribuição:** AMÉRICA DO SUL – BRASIL, Pernambuco (como *P. pygmaeus*, BASEIA et al. 2003; BASEIA et al. 2006); Amazônia (CABRAL et al. 2016); GUIANA FRANCESA (MONTAGNE, 1855; CHEYPE, 2010); SURINAME (FISCHER 1933); PERU e EQUADOR (GÓMEZ & GAZIS 2006); AMÉRICA CENTRAL – COSTA RICA (SÁENZ et al. 1972; SÁENZ & NASSAR 1982; CALONGE et al. 2005); ANTILHAS FRANCESAS (CHEYPE, 2010).

**Comentários:** Essa espécie é caracterizada por tamanho pequeno (até 15 mm), receptáculo unido ao pseudoestipe que, por sua vez, não está ligado a volva e é removida facilmente (TRIEVELIER-PEREIRA et al. 2012, CHEYPE 2010). O gênero *Xylophallus* (Schltdl.) E. Fisch. foi originalmente descrito como *Phallus xylogenus* na secção *Mutinus* Fr. (MONTAGNE, 1855) e depois colocado neste gênero por Fischer (1898) onde permaneceu durante a maioria da literatura do século XX.

Sáenz et al. (1972), propôs a separação de *P. xylogenus* de *Mutinus*, tendo em vista que *P. xylogenus* este desenvolve a gleba em um receptáculo modificado externamente do pseudostipe, além de ter o tamanho consideravelmente maior do basidioma. A espécie foi então realocada para o gênero *Xylophallus*, sendo este considerado monoespecífico (FISCHER, 1933). Entretanto, publicações recentes (CROUS, 2018) mostram que o gênero não é monoespecífico, sendo composto pelas espécies *X. xylogenus* e *X. clavatus* T.S. Cabral, M.P. Martín, C.R. Clement, K. Hosaka & Baseia. Este é o primeiro registro da espécie para o estado do Mato Grosso.





Fonte: Elaborado pelo autor.

**FIGURA 26** – *Xylophallus xylogenus*: A: Basidiomatas imaturos e expandidos; B-C: Basidiomatas expandidos; D: Hifas da rhizomorfa; E: Hifas da volva; F: Esporos. Barras: A-C= 0.5 cm, D-F: 10  $\mu$ m.

### 5.1.2 Espécies Novas

**5.1.2.1 *Geastrum hyalinum*** Freitas-Neto, N.M. Assis, J.O. Sousa, Baseia. *Studies in Fungi* 4(1): 83–89 (2019) **FIG. 27**

**Descrição:** Basidioma expandido não observado. Basidioma expandido sacado 10–16 mm de altura incluindo peristômio × 28–34 mm de largura. Exoperídio com cerca de 5-7 raios triangulares, revolutos e não higroscópicos. Camada mycelial branco amarelada (2A2), cottonosa com superfície incrustada. Camada fibrosa cinza amarelado (4B4), coriácea. Camada pseudoparenquimatosa marrom escuro (6F4), não rimosa persistente e sem a presença de colar. Endoperídio branco alaranjado a laranja pálido (5A2;5A3), globoso a subgloboso, 06–08 × 14–17 mm, sésil, com hifas protuberantes, não pruinoso. Apófise ausente. Peristômio fibriloso, achatado, delimitado com delimitação mais clara que o endoperídio. Gleba branca amarelada (1A2).

Camada micelial composta por hifas hialinas, não ramificadas (algumas sinuosas), parede fina (<1 µm) com 2.0–3.0 µm diam., superfície não incrustada e lúmen evidente. Camada fibrosa composta por hifas hialinas, não ramificadas, parede fina (>1µm), com 3,7–5,7 µm diam., superfície não incrustada e lúmen evidente. Camada pseudoparenquimatosa composta por hifas hialinas, subglobosas, ovóides a alongadas, parede grossa (>1 µm), medindo 12,7–32,6 × 18,1–44,1 µm. Eucapílios hialinos, parede fina (<1 µm), medindo 2,7–4,7 µm diam., superfície incrustada, coberto por pequenas verrugas, lumen evidente. Basidiósporos hialinos, subglobosos a elipsoides 3,6–5,0 × 3,6–4,9 µm [ $x = 4,1 \pm 0,3 \times 4,0 \pm 0,3$ ,  $Q_m = 1,02$ ,  $n = 30$ ], ornamentação evidente sob MO. Verrugas cilíndricas (0,3-0,7 µm high).

**Habitat** – Sob liteira.

**Hábito** – Gregários.

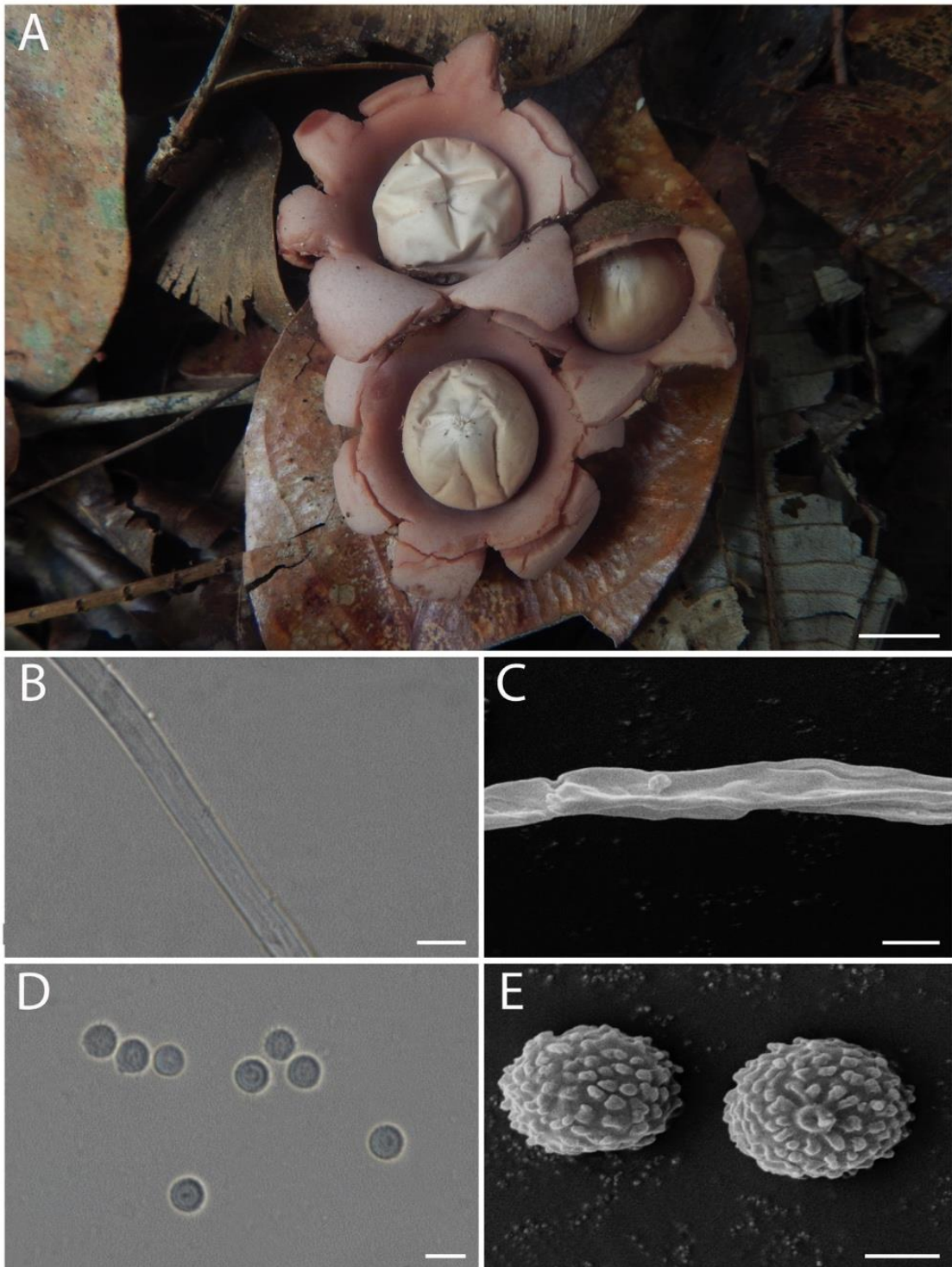
**Material Examinado:** BRAZIL, Mato Grosso, **Nova Ubiratã**, ESEC Rio Ronuro, 23 Fev 2017 (-13.106361, -54.428417) 318 m, Assis, NM; Drechsler, S; Magnago,A, NMA\_M07 (UFRN Fungos – 3016, isotype; CNMTf76).

**Distribuição:** AMÉRICA DO SUL – BRASIL, estado do Mato Grosso.

**Comentários:** *Geastrum* sp.nov 1 é caracterizada principalmente, pela gleba branca e estruturas microscópicas hialinas: basidiósporos, eucapílcio, camada micelial, camada fibrosa e camada pseudoparenquimatosa. Endoperídio branco alaranjado a laranja pálido e peristômio fibriloso delimitado.

Esta espécie pode ser confundida com *G.fimbriatum* por causa do basidioma sacado, camada micelial incrustada, raios não higroscópicos e peristômio fibriloso. Além disso, *G. fimbriatum* possui três camadas de exoperídio, todas constituídas por hifas hialinas. No entanto, *Geastrum* sp. nov. 1 difere do último devido à presença de gleba branca e peristômio mais claro que o endoperídio, além de basidiósporos menores e elipsoides (até 5 µm), e capílcio hialino (4,7 µm) (TRIERVEILER-PEREIRA et al. 2011). *Geastrum* sp. nov. 1 pode ser semelhante a *G. rusticum* pelo basidioma sacado, camada micelial incrustada com detritos, camada fibrosa coriácea e peristômio fibriloso não delimitado. Entretanto, o exoperídio com hifas hialinas diferenciam esta espécie de *Geastrum* sp. nov. 1 bem como os raios semi-higroscópicos, camada micelial papirácea, peristômio mamiforme e gleba marrom escura (CABRAL et al. 2014).

*Geastrum ishikawae* é outra espécie semelhante que também possui basidioma sacado, camada micelial cotonosa, incrustada com detritos e peristômio fibriloso. No entanto, *G. sp. nov. 1*, não possui endoperídio pruino e peristômio achatado, ao contrário de *G. ishiwakae*; além disso, o último possui basidiósporos maiores, com até 7 µm (CROUS et al. 2016). *Geastrum* sp. nov. 1 também pode ser comparada a *G. hieronymi* Henn., ambas possuem camada micelial cotonosa incrustada com detritos, camada fibrosa coriácea, endoperídio de cor clara com hifas salientes e hifas do exoperídio hialinas. Entretanto, difere de *G. sp. nov. 1* por apresentar endoperídio pedicelado, exoperídio com raios higroscópicos e basidiósporos maiores (até 7 µm), que são densamente verrucosos (LEITE et al. 2007).



Fonte: elaborado pelo autor.

**FIGURA 27** – *Geastrum* sp. nov. 1. A Basidiomata expandidos; B Eucapilício em microscopia óptica; C Eucapilício em microscopia eletrônica de varredura; D Basidiósporos em microscopia óptica. E Basidiósporos em microscopia eletrônica de varredura. Barras: a = 1cm, b,d = 5  $\mu$ m, c,e = 10  $\mu$ m



### 5.1.2.2 *Geastrum* sp nov. 2

### FIG. 28 A-G

**Descrição:** Basidioma imaturo não observado. Basidioma expandido sacado, 2 – 1,7 cm de altura (incluindo peristômio) × 1,9 – 3 cm de largura. Exoperídio sacado, com raios revolutos e não higroscópicos. Camada micelial com superfície marrom escura (6F5 KW), hirsuta (com pelos até 1,7 mm), incrustada e persistente. Camada fibrosa amarelo pálido (4A3 KW), papirácea. Camada pseudoparenquimatosa marrom escuro (material desidratado) a alaranjado (material fresco) (6F5 KW), persistente e rimosa. Endoperídio cinza a marrom acinzentado (7C2 – 7E2 KW), globoso, 0,7 cm de altura (incluindo peristômio) × 0,8 cm de diâmetro com superfície glabra. Peristômio fibriloso, não delimitado e com formato achatado.

Camada micelial formada por hifas amarronzadas, hialinas, não incrustadas, sinuosas e com constricções ao longo do seu comprimento, lúmen evidente, 3,5 – 9,9 µm com parede espessa (>1 µm) na primeira camada; Na segunda camada as hifas são hialinas, septadas, sinuosas, 2,5 – 3,2 µm com parede espessa com parede fina. Camada fibrosa com hifas hialinas, retas, sinuosas, não incrustadas e lúmen pouco evidente medindo 3,4 – 5,6 0 µm diam. com parede espessa (>1 µm). Camada pseudoparenquimatosa formada por hifas hialinas, subglobosas, piriformes à elípticas medindo 32,9 – 53,8 µm de altura × 18,6 – 39,5 µm de diâmetro, com parede espessa (>1 µm). Eucapilício composto por hifas amarronzadas, incrustadas, lúmen visível medindo 3,1 – 7 µm diam. com parede espessa (>1 µm). Basidiósporos amarronzados, subglobosos (alguns com formatos irregulares), com (2,3) 3,7 – (3,5) 4,7 de altura × 3,7 – (2,7) 4,9 µm de diâm. [ $\bar{x} = 3,1 \pm 0,3 \times 3,5 \pm 0,3$ ,  $Q_m = 1,16$ ,  $n = 30$ ], ornamentação evidente em MOP.

**Hábito:** liteira.

**Habitat:** gregários.

**Material Examinado:** BRASIL, Mato Grosso, **Cotriguaçu**, Fazenda São Nicolau (-9.823722, -58.259194), 11/03/2018, col. Assis, NM; NMA\_M099 (UFRN Fungos - 3086).

**Distribuição:** AMÉRICA DO SUL – BRASIL, estado do Mato Grosso.

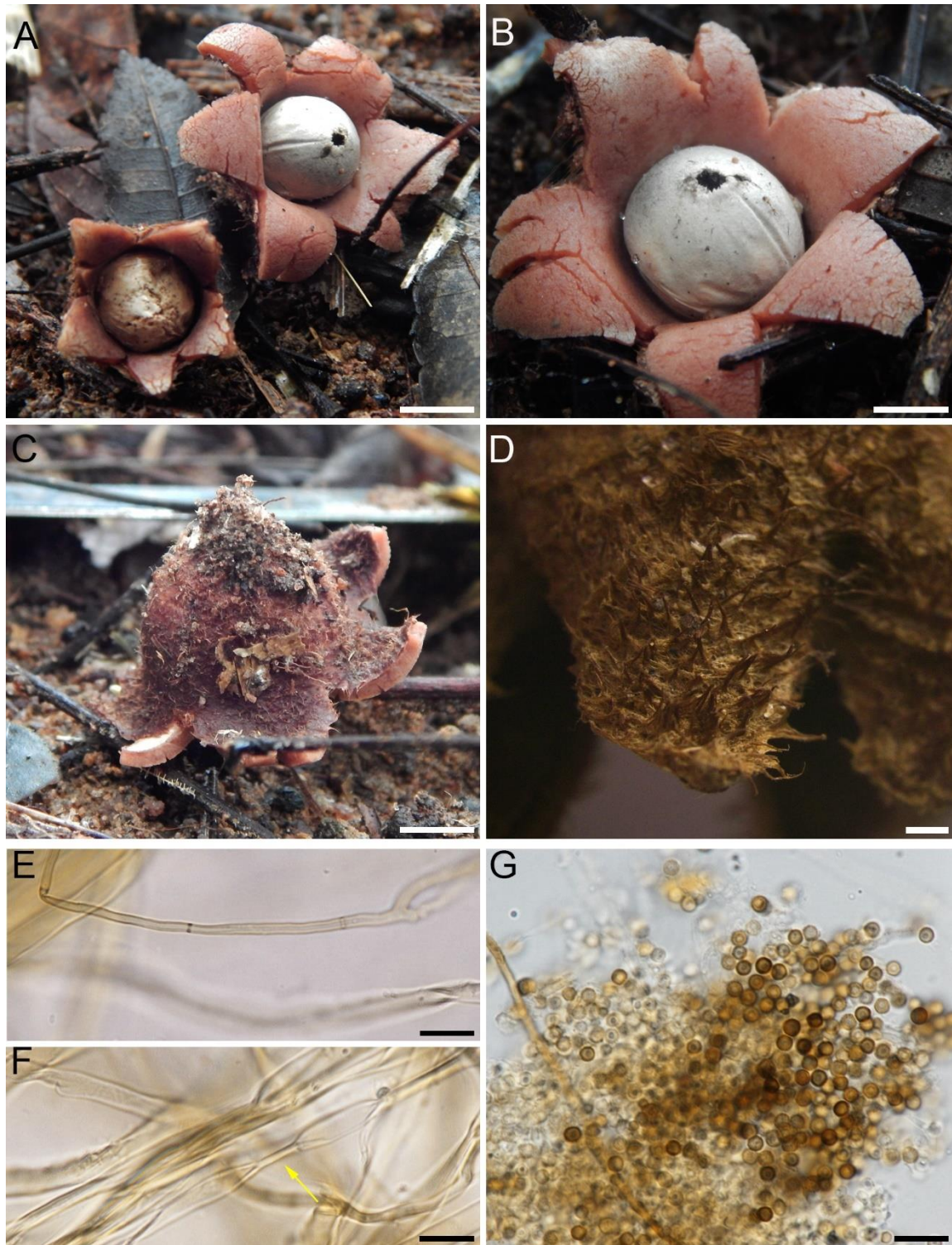
**Comentários:** Essa espécie se caracteriza pela camada micelial hirsuta com pelos de até 1,7 mm, incrustada, peristômio fibriloso não delimitado e camada pseudoparenquimatosa alaranjada. Basidiósporos subglobosos, irregulares (até 4,9 µm) e hifas da camada micelial

apresentando constrictões ao longo do seu comprimento. Algumas características como a camada micelial hirsuta, incrustada e composta por dois tipos de hifas diferentes, peristômio não delimitado aproximam esta espécie da secção *Exareolata* proposta por Zamora et al. (2014a).

Comparando *Geastrum* sp.nov. 2 com as espécies dessa secção, podemos ver algumas semelhanças com *G. aculeatum* Silva, Cabral, Marinho, Ishikawa & Baseia por causa do peristômio fibriloso não delimitado e camada micelial persistente e incrustada. Entretanto, a camada micelial em *G. aculeatum* é coberta por tufo aculeados e possui basidiósporos maiores ( $>5\ \mu\text{m}$ ) e diferenciam estas duas espécies; *Geastrum albonigrum* também possui camada micelial hirsuta, mas se diferencia desta espécie pelo endoperídio e camada pseudoparenquimatosa enegrecidos, peristômio delimitado e pelos da camada micelial maiores (até 3 mm) (FAZOLINO et al. 2008; SILVA et al. 2013).

*Geastrum argentinum* Speg. e *G. rufescens* também possuem peristômio fibriloso não delimitado, mas diferem-se de *Geastrum* sp nov. por causa dos basidiósporos maiores ( $>5\ \mu\text{m}$ ), camada micelial coriácea no caso da primeira e endoperídio pedicelado com hifas protuberantes no caso da segunda (ZAMORA et al. 2014). Uma outra espécie da secção que pode apresentar semelhanças é *G.echinulatum*, mas se diferencia desta espécie pela formação do subículo, camada micelial não incrustada e camada pseudoparenquimatosa não ramosa (SILVA et al. 2013).

Outras espécies como *G.hirsutum*, *G.inpaense* e *G.pusilipilosum* também apresentam camada micelial hirsuta (BASEIA & CALONGE 2006; CABRAL et al. 2014a; CROUS et al. 2016b). Entretanto, diferem de *Geastrum* sp nov. 2 pelo peristômio delimitado e esporos globosos. Dessa forma, a presença de constrictões nas hifas da camada micelial somada às características da micelial fortemente hirsuta (com pelos de até 1,7 mm), peristômio fibriloso não delimitado e basidiósporos subglobosos a irregulares sustentam a proposta de uma nova espécie.



Fonte: elaborado pelo autor.

**FIGURA 28** - *Geastrum* sp. nov 2: A-B. Basidiomatas expandidos; C. camada micelial; D. Camada micelial no basidioma desidratado; E. Hifas da camada micelial (segunda camada); F. Hifas da camada micelial (primeira camada); G. Esporos. Barras: A-C= 1 cm, D=1 mm, E-G= 10  $\mu$ m.

## 6 CONCLUSÕES

Considerando os resultados obtidos neste trabalho, podemos afirmar que as áreas estudadas na Amazônia apresentam grande potencial para o desenvolvimento de fungos gasteroides. As espécies aqui discutidas representam um aumento considerável no conhecimento destes fungos para a Amazônia e principalmente para o Estado do Mato Grosso, abrigando duas novas espécies do gênero *Geastrum* até então desconhecidas pela ciência.

Anteriormente a este trabalho não existiam estudos sobre fungos gasteroides em zonas de transição ecológica. Este é um fato preocupante, tendo em vista que estas áreas apresentam um enorme potencial em biodiversidade e centros de endemismo (SMITH, 1997; SMITH, 2001). No caso dos ecótonos Amazônia-Cerrado e Amazônia-Caatinga a situação é ainda mais alarmante: estes ecótonos estão inseridos em uma região chamada de “arco do desmatamento” onde os índices de desmatamento e destruição da floresta são elevados (OLIVEIRA-FILHO & METZGER 2006; PRODES, 2017).

Não apenas os ecótonos citados estão na região do “arco do desmatamento”, mas também toda a região de floresta Amazônica presente no estado do Mato Grosso. Nesse contexto, maiores investimentos em pesquisas, principalmente nas áreas mais ameaçadas, são fundamentais para o conhecimento e a preservação de uma biodiversidade que pode estar em risco de extinção antes mesmo de tomarmos conhecimento dela (BASEIA et al. 2016).

Além disso, maiores esforços de coleta e implementação de pesquisas podem ajudar a resolver questões importantes no estudo dos fungos: a lacuna de conhecimento na Amazônia e na região neotropical como um todo, bem como o conhecimento sobre o status de conservação destes organismos.

Inventários de biodiversidade realizados em diversas regiões bem como a criação de uma iniciativa global da lista vermelha de fungos para as espécies em risco de extinção (IUCN-*Fungal Red List*) buscam sanar estes problemas. Dados mais robustos de distribuição podem fornecer o alicerce necessário para o estabelecimento de centros de endemismo para fungos, o que ajudaria a indicar áreas prioritárias para conservação. Neste sentido, aspectos da taxonomia, ecologia e dados genéticos podem contribuir não só para as questões citadas, mas também para entender o processo evolutivo destes organismos como um todo. (HAWSWORK & LUKING, 2017).

Apesar do aumento significativo no conhecimento sobre fungos gasteroides para a Amazônia nos últimos anos, os estudos para esses fungos ainda são incipientes. A Amazônia

detém um vasto território que sofre inúmeras ameaças relacionadas ao desmatamento, agropecuária e distúrbios antropogênicos, além de possuir diversas regiões ainda desconhecidas. Aliado a isso, temos um grupo de organismos extremamente vasto e com um enorme potencial a ser explorado, tornando a pesquisa nessa região um trabalho imprescindível e contínuo.

## 7 REFERÊNCIAS

- AB'SABER, A. (2002). Bases para o estudo dos ecossistemas da Amazônia brasileira. **Estudos Avançados**. 16(45) 7-30.
- ACCIOLY, T. 2014. Fungos Gasteroides (Basidiomycota) na Amazônia Central. **Dissertação** (Ciências Biológicas) - Centro de Biociências, Universidade Federal do Rio Grande do Norte, Natal. 120p.
- ACCIOLY, T.; CRUZ, R.H.S.F.; ASSIS, N.M.; ISHIKAWA, N.K.; HOSAKA, K.; MARTÍN, M.P.; BASEIA, I.G. 2018. Amazonian bird's nest fungi (Basidiomycota): Current knowledge and novelties on *Cyathus* species. **Mycoscience** 59: 331-342.
- ALEXOPOULOS, C. J. **Introductory Mycology**. 2 Ed. London: NY John Wiley & Sons, 1962.
- ALFREDO, D. S.; LEITE, A. G.; BRAGA-NETO, R.; BASEIA, I. G. 2012a. Two new *Morganella* species from the Brazilian Amazon rainforest. **Mycosphere** 3(1): 66-71.
- ALFREDO, D.S.; LEITE, A.G.; BRAGA-NETO, R.; CORTEZ, V.G. & BASEIA, I.G. 2012b. *Scleroderma minutisporum*, a new earthball from the Amazon rainforest. **Mycosphere** 3: 294-298.
- ALFREDO, D. S.; ACCIOLY, T.; BASEIA, I. G. 2014. *Morganella arenicola*, a new species record from North and Northeast, Brazil. **Turkish Journal of Botany**. 38(3) 595-599.
- ALFREDO, D. S.; SOUSA, J. O.; SOUZA, E. J.; CONRADO, L. M. N.; BASEIA, I. G. 2016. Novelties of gasteroid fungi, earthstars and puffballs, from the Brazilian Atlantic rainforest. In **Anales del Jardín Botánico de Madrid** (Vol. 73, No. 2). Consejo Superior de Investigaciones Científicas.
- ALFREDO, D. S.; BASEIA, I. G.; ACCIOLY, T.; SILVA, B. D. B.; MOURA, M. P.; MARINHO, P.; MARTÍN, M. P. 2017. Revision of species previously reported from Brazil under *Morganella*. **Mycological Progress** 16(10): 965-985.
- ARAÚJO, M.B. 2002. Biodiversity Hotspots and Zones of Ecological Transition. **Conserv. Biol.** 16, 1662 – 1663.
- ARZÚ, R.; COMANDINI, O.; RINALDI, A. C. A Preliminary checklist of macrofungi of Guatemala, with notes on edibility and traditional knowledge. **Mycosphere** [S.l.], 13: (1) 1-21.

BATES, S. T. 2004. Arizona members of the Geastraceae and Lycoperdaceae (Basidiomycota, Fungi). U.S.A: Master Thesis, **Arizona State University**.

BASEIA, I. G.; MILANEZ, A. I. 2002. *Geastrum setiferum* (Gasteromycetes): a new species with a setose endoperidium. **Mycotaxon** 84: 135-139.

BASEIA, I. G. 2003. Contribution to study of the genus *Calvatia* (Lycoperdaceae) in Brazil. **Mycotaxon** [S.l.], 88: 107-112.

BASEIA, I. G.; CALONGE, F. D. 2006. *Geastrum hirsutum*: a new earthstar fungus with a hairy exoperidium. **Mycotaxon** 95: 301-304.

BASEIA, I. G.; SILVA, B. D. B.; CRUZ, R. H. S. F. 2014. Fungos gasteroides no semiárido do nordeste brasileiro. **Feira de Santana: Print Mídia Editora**. 131 p.

BASEIA I.G.; SILVA B.D.B.; ISHIKAWA N.K; SOARES J.V.C; FRANÇA I.F; USHIJIMA S.; et al. 2016. Discovery or Extinction of New *Scleroderma* Species in Amazonia? PLoS ONE 11(12).

BENEKE, E.S. 1963. *Calvatia*, calvacin and cancer. **Mycologia** 55: 257-270.

BERKELEY, M.J. & COOKE, M.C. 1876. The Fungi of Brazil, including those collected by JWH Trail, Esq., MA, in 1874. **Journal of the Linnean Society of London, Botany** 15 (86): 363-398.

BESSEY, E. A. 1950. Morphology and Taxonomy of Fungi. **Blakiston Co.**, Philadelphia, PA, 791 p.

BLACKWELL, M. 2011. The Fungi: 1, 2, 3 ... 5.1 Million Species?. **American Journal of Botany**, [S.l.]. 98(3) 426-438.

BONORDEN, H. F. 1851. Handbuch der allgemeinen Mykologie. Schweizerbartsche Verlagshandlung, Stuttgart.

BONONI, V. L. R.; TRUFEN, S. F. B.; GRANDI, R. A. P. 1981. Fungos macroscópicos do Parque Estadual das Fontes do Ipiranga depositados no Herbário do instituto de Botânica. **Rickia** [S.l.], 9: 37-53.

BONONI, V. L. R.; OLIVEIRA, A. K. M. D.; GUGLIOTTA, A. D. M.; QUEVEDO, J. R. D. 2017. Agaricomycetes (Basidiomycota, Fungi) diversity in a protected area in the Maracaju Mountains, in the Brazilian central region. **Hoehnea** 44(3): 361-377.



BOTTOMLEY, A. M. 1948. Gasteromycetes of South Africa. **Bothalia** 4: 473-810.

BORGES, H.B.N; SILVEIRA, E.A; VENDRAMIM, L.N. 2014. Fola Arbórea de Mato Grosso: tipologias vegetais e suas espécies. Ciabá – MT: **Entrelinhas**.

BURR, B.; BARTHLOTT, W. & WESTERKAMP, C. 1996. *Staheliomyces* (Phallales) visited by *Trigona* (Apidae): melittophily in spore dispersal of an Amazonian stinkhorn?. **Journal of Tropical Ecology** 12(3): 441-445.

BURK, W. R., S. L. FLEGLER; W. M. HESS. 1982. Ultrastructural studies of Clathraceae and Phallaceae (Gasteromycetes) spores. **Mycologia** 74:166-168.

BURK, W. R.; S. L. FLEGLER; FLEGLER, S. L. 1983. A Review of Ultrastructural Studies of Gasteromycete Spores. **Revista de Biologia**. 12: 217-230.

BRITO NEVES, B. B. 1995. Crátons e faixas móveis. Boletim IG-USP, **Série didática**, São Paulo 7: 1-187.

BRODIE, H. J. 1975. **The bird's nest fungi**. Toronto: University of Toronto Press.

BRODIE, H.J., DENNIS, R.W.G. 1954. The Nidulariaceae of the West Indies; Transactions of the British. **Mycological Society** 37(2): 151-160.

BRUNS, T. D.; FOGEL, R.; WHITE, T. J.; PALMER, J. D. Accelerated evolution of a false-truffle from a mushroom ancestor. **Nature**. v. 339, pp. 140-142, 1989.

CABRAL, T. S.; MARINHO, P.; GOTO, B. T.; BASEIA, I. G. 2012. *Abrachium*, a new genus in the Clathraceae, and Itajahya reassessed. **Mycotaxon** 119: 419–429.

CABRAL, T. S.; SILVA, B. D. B.; ISHIKAWA, N. K.; ALFREDO, D. S.; BRAGA-NETO, R.; CLEMENT, C. R.; BASEIA, I. G. 2014a. A new species and new records of gasteroid fungi (Basidiomycota) from Central Amazonia, Brazil. **Phytotaxa** 183(4): 239-253.

CABRAL, T. S.; SILVA, B. D. B.; MARINHO, P.; BASEIA, I. G. 2014b. *Geastrum rusticum* (Geastraceae, Basidiomycota), a new earthstar fungus in the Brazilian Atlantic rainforest—a molecular analysis. **Nova Hedwigia** 98(1-2): 265-272.

CABRAL, T. S.; CLEMENT, C. R.; BASEIA, I. G. 2015. Amazonian phalloids: new records for Brazil and South America. **Mycotaxon** 130(2): 315-320.

CABRAL, T.S. 2016. Identificação molecular e integração de espécies amazônicas à filogenia molecular de fungos da ordem Phallales (Phallomycetidae, Basidiomycota). **Tese** (Genética,

Conservação e Biologia evolutiva), Instituto de Pesquisas da Amazônia, Amazonas, Manaus. 141p.

CABRAL, T.S.; SOUSA, J. O.; SILVA, B. D. B.; MARTIN, M. P.; CLEMENT, C. L.; BASEIA, I. G. 2017. A remarkable new species of *Geastrum* with an elongated branched stipe. **Mycoscience** 58(5): 344-350.

CAFFOT, M. L.; ROBLEDO, G.; DOMÍNGUEZ, L.S. 2013. Gasteroid mycobiota (Basidiomycota) from *Polylepis australis* woodlands of central Argentina. **Mycotaxon** [S.l.], 123-491.

CALONGE, F. D.; VERDE, L. 1996. Nuevos dados sobre los Gasteromycetes de Venezuela. **Boletín de la Sociedad Micológica de Madrid** [S.l.], 21: 201-217.

CALONGE, F. D. 1998. Gasteromycetes: Lycoperdales, Nidulariales, Phallales, Sclerodermatales, Tulostomatales. **Flora Mycologica Iberica**, [S.l.] 3: 1-98.

CALONGE, F.D., MORENO-ARROYO, B., & GÓMEZ, J. 2000. Aportación al conocimiento de los Gasteromycetes, Basidiomycotina de Bolivia (América del Sur). *Geastrum ovalisporum* sp. nov. **Boletín de la Sociedad Micológica de Madrid** 25: 271-276.

CALONGE, F. D.; MATA, M. 2004. A new species of *Geastrum* from Costa Rica and Mexico. **Boletín de la Sociedad Micológica de Madrid** [S.l.], (28) 331-33.

CALONGE, F. D.; MATA, M.; CARRANZA, J. 2005. Contribución al catálogo de los Geasteromycetes (Basidiomycotina, Fungi) de Costa Rica. **Anales del Jardín Botánico de Madrid** [S.l.] 62: (1) 23-45.

CALONGE, F. D.; MATA, M. 2006. Adiciones y correcciones al catálogo de Gasteromycetes de Costa Rica. **Boletín de la Sociedad Micológica de Madrid** [S.l.] 30: 111-119.

CAPELARI, M. & MAZIERO, R. 1988. Fungos macroscópicos do estado de Rondônia região dos rios Jaru e Ji-Paraná. **Hoehnea** 15: 28-36.

CEPEMAR. 1998. Estudo ecológico rápido para a criação e implantação de unidade(s) de conservação do rio Ronuro. Cuiabá: CEPEMAR (Trabalho Técnico)

CHEYPE, J-L. 2010. Phallaceae et Clathrus récoltés en Guyane Française. **Bull. Mycol. Bot. Dauphiné-Savoie** 197: 51-66.

COKER, W. C.; COUCH, J. N. 1928. **The Gasteromycetes of the Eastern United States and Canada**. MBLWHOI Library: New York, Dover. 283 pp.

CONTI JB & FURLAN SA. 1998. Geocologia: o clima, os solos e a biota. In: ROSS JLS (Ed.), **Geografia do Brasil**. São Paulo: Editora da Universidade de São Paulo – EDUSP, 67-208 pp.

CORTEZ, V. G.; BASEIA, I. G.; SILVEIRA, R. M. B. 2008. Gasteromicetos (Basidiomycota) no Parque Estadual de Itapuã, Viamão, Rio Grande do Sul, Brasil. **Revista Brasileira de Biociências** 6(3): 291-299.

CORTEZ, V. G. 2009. Estudos sobre fungos gasteróides (Basidiomycota) no Rio Grande do Sul. **Tese (Doutorado em Botânica)**, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 286 p.

CORTEZ, V. G.; BASEIA, I. G.; SILVEIRA, R. M. B. 2011. Two noteworthy Phallus from southern Brazil. **Mycoscience** 52(6): 436-438.

COUTINHO L.M. 2006. O conceito de bioma. **Acta Bot. Bras.** 20 (1):13-23.

CROUS, P. W.; WINGFIELD, M. J.; BURGESS, T. I.; HARDY, G. J.; CRANE, C.;

BARRETT, S.; CANO-LIRA, J. F.; LE ROUX, J. J.; THANGAVEL, R.; GUARRO, J.;

STCHIGEL, A. M.; MARTÍN, M. P.; ALFREDO, D. S.; BARBER, P. A.; BARRETO, R.

W.; BASEIA, I. G.; CANO-CANALS, J.; CHEEWANGKON, R.; FERREIRA, R. J.;

GENÉ, J.; LECHAT, C.; MORENO, G.; ROETS, F.; SHIVAS, R. G.; SOUSA, J. O.; TAN,

Y. P.; WIEDERHOLD, N. P.; ABELL, S. E.; ACCIOLY, T.; ALBIZU, J. L.; ALVES, J. L.;

ANTONIOLLI, Z. I.; APLIN, N.; ARAÚJO, J.; ARZANLOU, M.; BEZERRA, J. D. P.;

BOUCHARA, J. P.; CARLAVILLA, J. R.; CASTILLO, A.; CASTROAGUDÍN, V. L.;

CERESINI, P. C.; CLARIDGE, G. F.; COELHO, G.; COIMBRA, V. R. M.; COSTA, L. A.;

DA CUNHA, K. C.; DA SILVA, S. S.; DANIEL, R.; DE BEER, Z. W.; DUEÑAS, M.;

EDWARDS, J.; ENWISTLE, P.; FIUZA, P. O.; FOURNIER, J.; GARCÍA, D.; GIBERTONI,

T. B.; GIRAUD, S.; GUEVARA-SUÁREZ, M.; GUSMÃO, L. F. P.; HAITUK, S.;

HEYKOOP, M.; HIROOKA, Y.; HOFMANN, T. A.; HOUBRAKEN, J.; HUGHES, D. P.;

KAUTMANOVÁ, I.; KOPPEL, O.; KOUKOL, O.; LARSSON, E.; LATHA, K. P. D.; LEE,

D. H.; LISBOA, D. O.; LISBOA, W. S.; LÓPEZ-VILLALBA, Á.; MACIEL, J. L. N.;  
 MANIMOHAN, P.; MANJÓN, J. L.; MARINCOWITZ, S.; MARNEY, T. S.; MEIJER, M.;  
 MILLER, A. N.; OLARIAGA, I.; PAIVA, L. M.; PIEPENBRING, M.; POVEDA-MOLERO,  
 J. C.; RAJ, K. N. A.; RAJA, H. A.; ROUGERON, A.; SALCEDO, I.; SAMADI, R.;  
 SANTOS, T. A. B.; SCARLETT, K.; SEIFERT, K. A.; SHUTTLEWORTH, L. A.; SILVA,  
 G. A.; SILVA, M.; SIQUEIRA, J. P. Z.; SOUZA-MOTTA, C. M.; STEPHENSON, S. L.;  
 SUTTON, D. A.; TAMAKEAW, N.; TELLERIA, M. T.; VALENZUELA-LOPEZ, N.;  
 VILJOEN, A.; VISAGIE, C. M.; VIZZINI, A.; WARTCHOW, F.; WINGFIELD, B. D.;  
 YURCHENKO, E.; ZAMORA, J. C.; GROENEWALD, J. Z. 2016. Fungal Planet  
 description sheets: 469–557. **Persoonia** 37: 218-403.

CROUS, P. W.; WINGFIELD, M. J.; BURGESS, T. I.; HARDY, G. E. ST. J.; BARBER, P.  
 A.; ALVARADO, P.; BARNES, C. W.; BUCHANAN, P. K.; HEYKOOP, M.; MORENO,  
 G.; THANGAVEL, R.; VAN DER SPUY, S.; BARILI, A.; BARRETT, S.; CACCIOLA, S.  
 O.; CANO-LIRA, J. F.; CRANE, C.; DECOCK, C.; GIBERTONI, T. B.; GUARRO, J.;  
 GUEVARA-SUAREZ, M.; HUBKA, V.; KOLA'ÍK, M.; LIRA, C. R. S.; ORDOÑEZ, M.  
 E.; PADAMSEE, M.; RYVARDEN, L.; SOARES, A. M.; STCHIGEL, A. M.; SUTTON, D.  
 A.; VIZZINI, A.; WEIR, B. S.; ACHARYA, K.; ALOI, F.; BASEIA, I. G.; BLANCHETTE,  
 R. A.; BORDALLO, J. J.; BRATEK, Z.; BUTLER, T.; CANO-CANALS, J.;  
 CARLAVILLA, J. R.; CHANDER, J.; CHEEWANGKOON, R.; CRUZ, R. H. S. F.; DA  
 SILVA, M.; DUTTA, A. K.; ERCOLE, E.; ESCOBIO, V.; ESTEVE-RAVENTÓS, F.;  
 FLORES, J. A.; GENÉ, J.; GÓIS, J. S.; HAINES, L.; HELD, B. W.; HORTA JUNG, M.;  
 HOSAKA, K.; JUNG, T.; JURJEVI, '.; KAUTMAN, V.; KAUTMANOVA, I.; KIYASHKO,

A. A.; KOZANEK, M.; KUBÁTOVÁ, A.; LAFOURCADE, M.; LA SPADA, F.; LATHA, K. P. D.; MADRID, H.; MALYSHEVA, E. F.; MANIMOHAN, P.; MANJÓN, J. L.; MARTÍN, M. P.; MATA, M.; MERÉNYI, Z.; MORTE, A.; NAGY, I.; NORMAND, A. C.; PALOI, S.; PATTISON, N.; PAW'OWSKA, J.; PEREIRA, O. L.; PETTERSON, M. E.; PICILLO, B.; RAJ, K. N. A.; ROBERTS, A.; RODRÍGUEZ, A.; RODRÍGUEZ-CAMPO, F. J.; ROMA'SKI, M.; RUSZKIEWICZ-MICHALSKA, M.; SCANU, B.; SCHENA, L.; SEMELBAUER, M.; SHARMA, R.; SHOUCHE, Y. S.; SILVA, V.; STANIASZEK-KIK, M.; STIELOW, J. B.; TAPIA, C.; TAYLOR, P. W. J.; TOOME-HELLER, M.; VABEIKHOKHEI, J. M. C.; VAN DIEPENINGEN, A. D.; VAN HOA, N.; VAN TRI, M.; WIEDERHOLD, N. P.; WRZOSEK, M.; ZOTHANZAMA, J.; GROENEWALD, J. Z. 2017.

Fungal Planet description sheets: 558-624. **Persoonia** 38: 240-384.

CROUS, P.W.; WINGFIELD, T.I.; BURGESS, G.E.ST.J.; HARDY, J.; GENÉ5, J.; GUARRO; I.G. BASEIA; D. GARCÍA5, L.F.P. GUSMÃO7, C.M. SOUZA-MOTTA8,13, R. THANGAVEL, S. ADAMČÍK, A. BARILI, C.W. BARNES, J.D.P. BEZERRA, J.J. BORDALLO, J.F. CANO-LIRA, R.J.V. DE OLIVEIRA, E. ERCOLE, V. HUBKA I. ITURRIETA-GONZÁLEZ, A. KUBÁTOVÁ, M.P. MARTÍN, P.-A. MOREAU, A. MORTE, M.E. ORDOÑEZ, A. RODRÍGUEZ, A.M. STCHIGEL, A. VIZZINI, J. ABDOLLAHZADEH20, V.P. ABREU, K. ADAMČÍKOVÁ, G.M.R. ALBUQUERQUE, A.V. ALEXANDROVA, E. ÁLVAREZ DUARTE, C. ARMSTRONG-CHO, S. BANNIZA, R.N. BARBOSA, J.-M. BELLANGER,. BEZERRA13, T.S. CABRAL27, M. CABOÑ10, E. CAICEDO, T. CANTILLO, A.J. CARNEGIE, L.T. CARMO, R.F. CASTAÑEDA-RUIZ, C.R. CLEMENT, A. ČMOKOVÁ, L.B. CONCEIÇÃO, R.H.S.F. CRUZ, U. DAMM, B.D.B. DA SILVA, G.A. DA SILVA, R.M.F. DA SILVA, A.L.C.M. DE A. SANTIAGO L.F. DE OLIVEIRA, C.A.F. DE SOUZA, F. DÉNIEL, B. DIMA, G. DONG, J. EDWARDS, C.R. FÉLIX, J. FOURNIER, T.B. GIBERTONI, K. HOSAKA, T. ITURRIAGA, M. JADAN, J.-L. JANY, Ž. JURJEVIĆ, M. KOLAŘÍK, I. KUŠAN4 M.F. LANDELL, T.R. LEITE CORDEIRO, D.X. LIMA, M. LOIZIDES, S. LUO, A.R. MACHADO, H. MADRID, O.M.C. MAGALHÃES, P. MARINHO, N. MATOČEC, A. MEŠIĆ, A.N. MILLER, O.V. MOROZOVA, R.P. NEVES, K. NONAKA, A. NOVÁKOVÁ, N.H. OBERLIES, J.R.C. OLIVEIRA-FILHO, T.G.L. OLIVEIRA13, V. PAPP52, O.L. PEREIRA53, G. PERRONE54, S.W. PETERSON, T.H.G. PHAM, H.A. RAJA, D.B. RAUDABAUGH, J. ŘEHULKA, E.

RODRÍGUEZ-ANDRADE, M. SABA, A. SCHAUFLEROVÁ, R.G. SHIVAS G. SIMONINI, J.P.Z. SIQUEIRA, J.O. SOUSA, V. STAJIC, T. SVETASHEVA, Y.P. TAN, Z. TKALČEC, S. ULLAH, P. VALENTE, N. VALENZUELA-LOPEZ5, M. ABRINBANA, D.A. VIANA MARQUES, P.T.W. WONG, V. XAVIER DE LIMA, J.Z. GROENEWALD1. 2018. Fungal Planet description sheets: 716–784. **Persoonia**. 40: 240– 393.

CRUZ, R.H.S.F.; LIMA, R.A.A.; BRAGA-NETO, R. & BASEIA, I.G. 2012. *Cyathus morelensis*, a rare bird's nest fungus in the Brazilian Amazon rainforest. **Mycosphere** 3: (5) 880–882.

CRUZ, R. H. S. F. 2017. Revisão morfológica e molecular do gênero *Cyathus* Haller (Nidulariaceae, Agaricales, Basidiomycota). **Tese (Doutorado em Sistemática e Evolução)** - Centro de Biociências, Universidade Federal do Rio Grande do Norte, Natal, 244 p.

CUNNINGHAM, C. H. 1944. The Gasteromycetes of Australia and New Zealand. Dunedin: J. McInhoe, Features. **Mad Rivers Press**, 156pp.

DENNIS, R. W. G. 1953. Some West Indian Gasteromycetes. **Kew Bulletin** 8: (3) 307-328.

DENNIS, R.W.G. 1970Fungus flora of Venezuela and adjacent countries. Inglaterra: **Kew Bull. Add. Ser.** 1-515p

DAHLBERG, A.; GENNEY, D. R.; HEILMANN-CLAUSEN, J. 2010. Developing a comprehensive strategy for fungal conservation in Europe: current status and future needs. **Fungal Ecology** 3: 50–64.

DASH, P.K., SAHU, D.K., SAHOO, S. & DAS, R. 2010. *Phallus indusiatus* Vent. & Pers. (Basidiomycetes) – a new generic record for Eastern Ghats of India. **Journal of Threatened Taxa** 2: (8)1096-1098.

DE BARY, A. 1884. Vergleichende Morphologie und Biologie der Pilze, Mycetozen und Bacterien. **W. Engelmann**, Leipzig.

DEMOULIN, V. 1969. Les gastéromycètes. Introduction a l'étude des Gasteromycetes de Belgique. **Les Naturalists Belges** 50: 225-270.

DEMOULIN, V. 1969. Les gastéromycètes. Introduction a l'étude des Gasteromycetes de Belgique. **Les Naturalists Belges** 50: 225-270.

DEMOULIN, V.; DRING, D. M. 1975. Gasteromycetes of Kivu (Zaire), Rwanda and Burundi. **Bulletin du Jardin botanique national de Belgique** 45: 339-372.

DISSING, H.; LANGE, M. 1962. Gasteromycetes of Congo. **Bulletin Jardin. du Bototanico de L'etat a Bruxellas**, 32: (4) 325-416.

DORE, C. M. P. G.; AZEVEDO, T. C. G.; SOUZA, M. C. R.; REGO, L. A.; DANTAS, J. C. M.; SILVA, F. R. F.; ROCHA, H. A. O.; BASEIA, I. G.; LEITE, E. L. 2007. Antiinflammatory, antioxidant and cytotoxic actions of beta-glucan-rich extract from *Geastrum saccatum* mushroom. **International immunopharmacology** 7: 1160-1169.

DOUANLA-MELI, C.; LANGER, E. & CALONGE, F.D. 2005. *Geastrum pleosporus* sp. nov., a new species of Geastraceae identified by morphological and molecular phylogenetic data. **Mycological Progress** 4(3): 239-250.

DOMÍNGUEZ DE TOLEDO, L. A. U. R. A. 1989. **Contribución al conocimiento de los Gasteromycetes del Centro de la Argentina**. Universidad Nacional de Córdoba.

DRECHSLER-SANTOS, E. R.; WARTCHOW, F.; BASEIA, I. G.; GIBERTONI, T. B.; CAVALCANTI, M. A. Q. 2008. Revision of the Herbarium URM I. Agaricomycetes from the semi-arid region of Brazil. **Mycotaxon** 104: 9-18.

DRING, D. M. 1973. Gasteromycetes. In: Ainsworth, G.C., Sparrow, F.K., Sussman, A.S. (eds.). **The Fungi, an advanced treatise**. Vol. IVB. New York and London, Academic Press., pp. 451-478.

ESQUEDA, M. et al. 2003. Distribution of *Geastrum* species from some priority regions for conservation of Biodiversity of Sonora, Mexico. **Mycotaxon**, [S.l.], (87) 445-456.

ESQUEDA, M. et al. 2009. Primeros registros de hongos gasteroides en la Reserva Forestal Nacional y Refugio de Fauna Silvestre Ajos- Bavispe, Sonora, México. **Revista Mexicana de Micología** [S.l.], 30: 19-29.

ESQUEDA-VALLE, M. et al. 1999. Macromicetos de Selva Baja Caducifolia, I: Álamos, Sonora, México. **Revista Mexicana de Micología** [S.l.], 15: 3-78.

ESQUEDA-VALLE, M. et al. 2000. Composición de gasteromicetos en um gradiente de vegetación de Sonora, México. **Anales del Instituto de Biología Universidad Nacional Autónoma de México, Serie Botánica** [S.l.], 71: (2) 39-62.

FIDALGO, O & BONONI V.L. 1984. Técnicas de coleta, preservação e herborização de material botânico. **Ser. Man. 4, Inst. Bot.** 61p.



- FILIZOLA, N.; GUYOT, J. L.; MOLINIER, M.; GUIMARÃES, V.; OLIVEIRA, E.; FREITAS, M. A. Caracterização hidrológica da bacia Amazônica. IN: RIVAS, A; FREITAS, C. (org.). **Amazônia uma perspectiva interdisciplinar**. Manaus: EDUA, 20: (02)33-53.
- FISCH, G.; MARENGO, J. A.; NOBRE, C. A. 1996. Clima da Amazônia. **Climanálise**, 24-41. Número Especial 10 anos
- FISCHER, E. 1900. Hymenogastrineae. In Die natuXrlichen P<sup>anzenfamilien 1e</sup>, Teil, Abb. 1, (A. Engler & K. Prantl, eds) : 296±313. **W. Engelmann**, Leipzig.
- FISCHER, E. 1933. Gastromyceteae. In Die natuXrlichen P<sup>anzenfamilien</sup>, Bd 7<sup>a</sup> (A. Engler & H. Harms, eds). **Wilhelm Engelmann**, Leipzig.
- FRIES, E.M. 1821. Systema mycologicum, volume 1. Lund & Greifswald, Ex. Officina Berlingiana.
- GIUMANN, E. 1926. Vergleichende Morphologie der Pilze. **Verlag von Gustav Fischer**, Jena, 626 p.
- GIAM, X. 2017. Global biodiversity loss from tropical deforestation. **PNAS** 114(23):5775-5777.
- GOGOI, G.; PARKASH, V. 2014. Some New Records of Stinkhorns (Phallaceae) from Hollongapar Gibbon Wildlife Sanctuary, Assam, India. **Current Research in Environmental & Applied Mycology** 5: (3) 202–212.
- GÓMEZ, L.D. & GAZIS, R. 2006. Dos Gasteromycetes (Basidiomycotina, Fungi) del Perú. **Brenesia** 65: 71.
- GRIFFITH, G. W. (2011). Do we need a global strategy for microbial conservation?. **Trends in Ecology & Evolution** 27(1): 1–2.
- GUBE, M. PIEPENBRING, M. 2009. Preliminary annotated checklist of Gasteromycetes in Panama. Nova Hedwigia, Stuttgart, Germany, v. 89, n. 3-4, p. 519-543.
- GUZMÁN, G. 1970. Monografía del género Scleroderma Pers. emend. Fr. (Fungi - Basidiomycetes). **Darwiniana** 16: 233-407.
- GUZMÁN, G. 1994. Los hongos en la medicina tradicional de Mesoamérica y de México. **Revista Iberoamericana de Micología** 11: 81-85.

GRGURINOVIC, C.A. 1997. Larger Fungi of South Australia. **The Botanic Gardens of Adelaide and State Herbarium and The Flora and Fauna of South Australia Handbooks Committee, Adelaide**, 33p.

HAWKSWORTH, D. L.; ROSSMAN, A.Y. 1997. Where are the undescribed fungi? **Phytopathology** 87: 888-891.

HAWKSWORTH, D. L.; LÜCKING, R. 2017. Fungal Diversity Revisited: 2.2 to 3.8 Million Species. **Microbiology spectrum** 5(4).

HEMMES, D.E.; DESJARDIN, D. E. 2011. Earthstars (Geastrum, Myriostoma) of the Hawaiian Islands including two new species, *Geastrum litchiforme* and *Geastrum reticulatum*. **Pacific Science** 65: 477-496.

HENNINGS, P. 1904a. Fungi fluminenses a cl. E. Ule collecti. **Hedwigia** 43: 78-95.

HENNINGS, P. 1904b. Fungi amazonici a. cl. Ernesto Ule collecti: 1. **Hedwigia** 43: 154-186.

HENKEL, T.W., SMITH, M.E., & AIME, M.C. 2010. *Guyanagaster*, a new wood-decaying sequestrate fungal genus related to *Armillaria* (Physalacriaceae, Agaricales, Basidiomycota). **American journal of botany** 97(9): 1474-1484.

HENKEL, T.W.; AIME, M.C.; CHIN, M.M.; MILLER, S.L.; VILGALYS, R. & SMITH, M.E. 2012. Ectomycorrhizal fungal sporocarp diversity and discovery of new taxa in Dicumbe monodominant forests of the Guiana Shield. **Biodiversity and Conservation** 21(9): 2195-2220.

HERRERA, T. et al. 2005. Algunos Gasteromicets de Calakmul, Campeche, México. **Revista Mexicana de Micología** [S.l.], 1: 23-27.

HIBBETT, D. S.; PINE, E. M.; LANGER, E.; LANGER, G.; DONOGHUE, M. J. 1997. Evolution of gilled mushrooms and puffballs inferred from ribosomal. **Proceedings of the National Academy of Sciences** 94: 12002-12006.

HIBBETT D. S. 2004. Trends in morphological evolution in homobasidiomycetes inferred using maximum likelihood: a comparison of binary and multistate approaches. **Syst. Biol.** 53:889–903.

HIBBETT, D. S.; BINDER, M.; BISCHOFF, J. F.; BLACKWELL, M.; CANNON, P. F.; ERIKSSON, O. E.; HUHNDOERF, S.; JAMES, T.; KIRK, P. M.; LÜCKING, R.; THORSTEN LUMBSCH, H.; LUTZONI, F.; MATHENY, P. B.; MCLAUGHLIN, D.

J.; POWELL, M. J.; REDHEAD, S.; SCHOCH, C. L.; SPATAFORA, J. W.; STALPERS, J. Á.; VILGALYS, R.; AIME, M. C.; APTROOT, A.; BAUER, R.; BEGEROW, D.; BENNY, G. L.; CASTLEBURY, L. A.; CROUS, P. W.; DAI, Y. C.; GAMS, W.; GEISER, D. M.; GRIFFITH, G. W.; GUEIDAN, C.; HAWKSWORTH, D. L.; HESTMARK, G.; HOSAKA, K.; HUMBER, R. A.; HYDE, K. D.; IRONSIDE, J. E.; KÖLJALG, U.; KURTZMAN, C. P.; LARSSON, K. H.; LICHTWARDT, R.; LONGCORE, J.; MIADLIKOWSKA, J.; MILLER, A.; MONCALVO, J. M.; MOZLEY-STANDRIDGE, S.; OBERWINKLER, F.; PARMASTO, E.; REEB, V.; ROGERS, J. D.; ROUX, C.; RYVARDEN, L.; SAMPAIO, J. P.; SCHÜSSLER, A.; SUGIYAMA, J.; THORN, R. G.; TIBELL, L.; UNTEREINER, W. A.; WALKER, C.; WANG, Z.; WEIR, A.; WEISS, M.; WHITE, M. M.; WINKA, K.; YAO, Y. J.; ZHANG, N. 2007. A higher-level phylogenetic classification of the Fungi. **Mycological Research** 111: 509-547.

HIBBETT, D. S.; BAUER, R.; BINDER, M.; GIACHINI, A. J.; HOSAKA, K.; JUSTO, A.; LARSSON, E.; LARSSON, K. H.; LAWREY, J. D.; MIETTINEN, O.; NAGY, L. G.; NILSSON, R. H.; WEISS, M.; THORN, R. G. 2014. 14 Agaricomycetes. **Systematics and Evolution: The Mycota** 7(2): 373-429.

HIJMANS, R.J. 2018. DIVA-GIS 7.5. Disponível em: <http://diva-gis.org/>. Acessado em: 17 de Novembro de 2018.

HOMRICH, M.H. 1969. Etude de quelques Gastéromycètes du Rio Grande do Sul. *Revue de Mycologie* 34: 3–16.

HOSAKA, K.; BATES, S. T.; BEEVER, R. E.; CASTELLANO, M. A.; COLGAN III, W.; DOMINGUEZ, L. S.; NOUHRA, E. R.; GEML, J.; GIACHINI, A. J.; KENNEY, S. R.; SIMPSON, N. B.; SPATAFORA, J. W.; TRAPPE, J. M. 2006. Molecular phylogenetics of the gomphoid-phalloid fungi with naestablishment of the new subclass Phallomycetidae and two new orders. **Mycologia** 98(6): 949-959.

IBGE. 2018. Panorama das cidades. Disponível em: <https://cidades.ibge.gov.br/brasil/mt/sinop/panorama>. Acesso em 28 de novembro de 2018.

ICMBIO. 2017. **Mosaico da Amazônia Meridional**. Disponível em: <http://www.icmbio.gov.br/portal/mosaicosecorredoresecológicos/moscaicos-reconhecidos-oficialmente/1868-mosaico-da-amazonia-meridional>

INDEX FUNGORUM. Disponível em: <<http://www.indexfungorum.org/>>. Acesso em: 4 dez. 2017.

INMET. 2018. Estação Meteorológica de Observação de Superfície Automática. Disponível: <http://www.inmet.gov.br/portal/index.php?r=estacoes/estacoesautomaticas>. Acesso em 28 de novembro de 2018.

INPE. 2017. **Monitoramento da Cobertura Vegetal da Amazônia Sul Americana**. Disponível em: <http://www.dsr.inpe.br/laf/panamazonia/>. Acesso em 28 de novembro de 2018.

INGOLD, C. F. 1965. Spore Liberation. **Clarendon Press**, Oxford.

KARK, S. 2013. “Ecotones and ecological gradients”, in Leemans, R. (Ed.), Ecological Systems: Selected Entries from the Encyclopedia of Sustainability Science and Technology, **Springer**, NY 147-160.

KASUYA, T.; HOSAKA, K.; UNO, K.; KAKISHIMA, M. 2012. Phylogenetic placement of *Geastrum melanocephalum* and polyphyly of *Geastrum triplex*. **Mycoscience** 53: 411-426.

KIMBROUGH, J.; ALVES, M. H.; MAIA, L.C. Basidiomycetes saprófitos presentes em troncos vivos e em folheto de "sombreiro" (*Clitoria falrchildiana* [benth.] Howard). **Biologica brasileira** [S.l.], 6: (1-2) 51-56.

KIRK, P. M.; CANNON, P. F.; MINTER, D. W. & STALPERS, J. A. 2008. Dictionary of the Fungi (10th edn). **Wallingford**, UK.

KORNERUP, A., WANSCHER, J.H. 1978. Methuen Handbook of Colours. 3rd edition. **London, Eyre Methuen**.

KÖPPEN, W. 1936. Das geographische system der klimate. In: KÖPPEN, W.; GEIGER, R. (Ed.). **Handbuch der klimatologie**. Berlin: Gebruder Borntraeger 1:1-44.

KREISEL, H. 1962. Die Lycoperdaceae der Deutschen Demokratischen Republik. **Feddes Repert.** 64:89-201.

KREISEL, H., DRING, D.M. 1967. An emendation of the genus *Morganella* Zeller (Lycoperdaceae). **Feddes Repertorium** 74: 109-122.

KREISEL, H.; HAUSKNECHT, A. 2002. The gasteral Basidiomycetes of Mascarenes and Seychelles. - Osten. **Z. Pilzk.** 2: 191-211.

KUHAR, F.; CASTIGLIA, V.; PAPINUTTI, L. 2012a. *Geastrum* specie of the La Rioja province, Argentina. **Mycotaxon** [S.l.], 122: 145-156.

LARSSON E, JEPSON M. 2008. Phylogenetic relationships among species and genera of Lycoperdaceae based on ITS and LSU sequence data from north European taxa. **Mycological Research** 112: 4–22.

(4) (PDF) Gasteroid mycobiota (Agaricales, Geastrales, and Phallales) from Espinal forests in Argentina. Available from:

[https://www.researchgate.net/publication/299691937\\_Gasteroid\\_mycobiota\\_Agaricales\\_Geastrales\\_and\\_Phallales\\_from\\_Espinal\\_forests\\_in\\_Argentina](https://www.researchgate.net/publication/299691937_Gasteroid_mycobiota_Agaricales_Geastrales_and_Phallales_from_Espinal_forests_in_Argentina) [accessed Nov 29 2018].

LAZAROTTO, D. C. et al. 2014. Comunidade de fungos Agaricomycetes em diferentes sistemas florestais no noroeste do Estado do Rio Grande do Sul, Brasil: Floresta Estacional Decídua e monocultura de eucapilto. **Hoehnea** [S.l.], 41: (2) 269-275.

LEITE, A. G.; BASEIA, I. G. 2007. Novos registros de Geastraceae Corda para o Nordeste Brasileiro. **Sitientibus Série Ciências Biológicas** 7: 178-183.

LEITE, A. G.; ASSIS, H. K.; SILVA, B. D. B.; SOTÃO, H. M. P.; BASEIA, I. G. 2011. Geastrum species from the Amazon Forest, Brazil. **Mycotaxon** 118(1): 383-392.

LIU, B. 1984. The Gasteromycetes of China. Beihefte zur, **Nova Hedwigia** 74:1-235.

LIMA, A. A. 2017. Fungos gasteroides (basidiomycota) na área de preservação ambiental Piquiri-una e no Parque Estadual Mata da Pipa, Rio Grande do Norte, Brasil. **Dissertação** – Universidade Federal do Rio Grande do Norte.

LINDER DAVID H. 1930. Notes on Tremellogaster surinamensis. **Mycologia** 22: (6) 265-270.

LLOYD, C. G. 1902. **The genera of Gastromycetes**. Cincinnati, Mycological Writings.

LOHWAG, H. 1926. Zur Entwicklungsgeschichte und Morphologie der Gastromyceten. **Beih. Bot. Zentralbl.** 2 (42):177-334.

MAGNAGO, A. C.; TRIERVEILER-PEREIRA, L.; NEVES, M. A. 2013. Phallales (Agaricomycetes, Fungi) from the tropical Atlantic Forest of Brazil. **Journal of the Torrey Botanical Society** 140 (2): 236-244.

MAIA, L. C.; CARVALHO JÚNIOR, A. A. D.; CAVALCANTI, L. D. H.; GUGLIOTTA, A. D. M., DRECHSLER-SANTOS, E. R., SANTIAGO, A. L. D. A.; CÁRCERES, M. E. S.; GILBERTONI, T. B.; APTROOT, A.; GIACHINI, A. J.; SOARES, A. M. S.; SILVA, A. C. G.; MAGNAGO, A. C.; GOTO, B. T.; LIRA, C. R. S.; MONTOYA C. A. S.; PIRESZOTTARELLI, C. L. A.; SILVA, D. K. A.; SOARES, D. J.; REZENDE, D. H. C.; LUZ, E. D. M. N.; GUMBOSKI, E. L.; WARTCHOW, F.; KARSTEDT, F.; FREIRE, F. M.;

COUTINHO, F. P.; MELO, G. S. N.; SOTÃO, H. M. P.; BASEIA, I. G.; PEREIRA, J.; OLIVEIRA, J. J. S.; SOUZA J. F.; BEZERRA J. L.; NETA, L. S. A.; PFENNING, L. H.; GUSMÃO, L. F. P.; NEVES, M. A.; CAPELARI, M.; JAEGER, M.C.W.; PULGARIN, M. P.; JUNIOR, N. M.; MEDEIROS, P. S.; FRIEDRICH, R. C. S.; CHIKOWSKI, R. S.; PIRES, R. M.; MELO, R. F.; SILVEIRA, R. M. B.; URREA-VALENCIA, S.; CORTEZ, V. G.; SILVA, V. F. 2015. Diversity of Brazilian fungi. **Rodriguésia** 66(4): 1033-1045.

MEIJER, A.A.R. 2006. Preliminary list of the macromycetes from Brazilian state of Paraná. **Boletín do Museu Botânico Municipal** 68:1–59.

MILLER, K. O.; MILLER, H. H. 1988. Gasteromycetes: Morphological and Development PEGLER, D. N., et al. (eds) (1993). **Fungi of Europe: Investigation, Recording & Conservation**. Royal Botanic Gardens, Kew.

MILAN, E.; MORO, R. S. 2016. O conceito biogeográfico de ecótono. **Terra Plural, Ponta Grossa** 10: (1)75-88.

MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE. 2007. Áreas Prioritárias para Conservação, Uso Sustentável e Repartição dos Benefícios da Biodiversidade Brasileira: atualização- Portaria MMA nº 9, de 23 de janeiro de 2007. **Secretaria de Biodiversidade e Florestas, Brasília**. p. 301.

MONTAGNE, C., 1855. Cryptogamia Guayanensis. **Annales des Sciences Naturelles, Botanique** 4: (3) 91–144.

MONTAGNE, C. 1839. Florulae Boliviensis, ou cryptogammes de la Bolivie, recueillies par Alcide d'Orbigny. Pp. 46–49, en: **Voyage dans l'Amérique Méridionale** (A. d'Orbigny, ed.). Tome VII, Paris.

MORENO, G.; LIZÁRRAGA, M.; ESQUEDA, M.; CORONADO, M.L. 2010. Contribution to the study of gasteroid and secotiid fungi of Chihuahua, Mexico. **Mycotaxon** 112:291-315

OLIVEIRA FILHO, F.J.B., METZGER, J.P. 2006. Thresholds in landscape structure for three common deforestation patterns in the Brazilian Amazon. **Landscape Ecology** 21: 1061–1073.

ONF – BRASIL. 2018. Fazenda São Nicolau. Disponível em: <http://reflorestamentoecarbono.com.br/fazenda-sao-nicolau/>. Acesso em 28 de Novembro de 2018.

OTCA. 2018. Organização do Tratado de Cooperação Amazônica. Disponível em: <http://www.otca-oficial.info/>. Acesso em 28 de novembro de 2018.

PEGLER, D. N.; LÆSSØE, T.; SPOONER, B. M. 1995. **British puffballs, earthstars, and stinkhorns**. London, Royal Botanic Gardens, Kew. 255p.

PINTO, L. F. 2007. Amazônia *In* Almanaque Brasil Socioambiental. **Instituto Socioambiental**. São Paulo: ISA, 551.

PEREZ, E.D. O gênero *Geastrum* Pers. (Phallomicetidae, Basidiomycota) em algumas áreas de Mata Atlântica e Caatinga no Rio Grande do Norte, Brasil. 2009. Dissertação (Ciências Biológicas) - Centro de Biociências, Universidade Federal do Rio Grande do Norte, Natal. 77p.

PERKINS, J. 1912. Beiträge zur Flora von Bolivia. **Botanische Jahrbücher für Sytematik** 49: 171–233.

PERREAU, J. 1977. A propos de l'appendice hilaire des basidiospores : organisation de la partie proximale sporique chez quelques Gasteromycetes. **Revue de Mycologie** 41: 363-379.

PERSOON, C.H. 1801. Synopsis Methodica Fungorum. **Gottingae**, Germany.

PPBIO. 2018a. Infraestrutura do Módulo da Fazenda São Nicolau. Disponível em: <https://ppbio.inpa.gov.br/sitios/sinop/infra/modcotri>. Acesso em 28 de novembro de 2018.

PPBIO. 2018b. Infraestrutura do módulo Fazenda São Nicolau. Disponível em: [https://www.google.com/url?sa=t&rct=j&q=&esrc=s&source=web&cd=1&ved=2ahUKEwi79bSrqvjeAhWILJAKHS3NAw8QFjAAegQIARAB&url=https%3A%2F%2Fppbio.inpa.gov.br%2Fsitios%2Fsinop%2Finfra%2Fmod3&usg=AOvVaw3DHCrwJ\\_NAD4DOSz2LnQBH](https://www.google.com/url?sa=t&rct=j&q=&esrc=s&source=web&cd=1&ved=2ahUKEwi79bSrqvjeAhWILJAKHS3NAw8QFjAAegQIARAB&url=https%3A%2F%2Fppbio.inpa.gov.br%2Fsitios%2Fsinop%2Finfra%2Fmod3&usg=AOvVaw3DHCrwJ_NAD4DOSz2LnQBH). Acesso em 28 de novembro de 2018.

PONCE DE LEON, P. 1968. A revision of the Geastraceae. **Fieldiana Botany** [S.l.] 31: 303-349.

PRODES – Projeto de Estimativa do Desflorestamento da Amazônia/Inpe . 2017. Acesso em 26/11/2017. Disponível em: <http://www.obt.inpe.br/prodes/dashboard/prodes-rates.html>.

PROGRAMA DAS NACOES UNIDAS PARA O MEIO AMBIENTE (PNUMA); ORGANIZACAO DO TRATADO DE COOPERACAO AMAZONICA (OTCA). 2008. Perspectivas do meio ambiente na Amazônia. **GEO Amazônia**. Lima: Universidad del Pacífico.

REIJNDERS, A. F. M. 2000. A morphogenetic analysis of the basic characters of the gasteromycetes and their relation to other basidiomycetes. **Mycological Research**, 104: 900-910.



RICK J. 1961. Basidiomycetes Eubasidii no Rio Grande do Sul. Brasília. **Iheringia** 9: 451–480.

ROCABADO, D., WRIGHT, J.E., MAILLARD, O. & MUCHENIK, N. 2007. Catalogo de los Gasteromycetes (Fungi: Basidiomycotina) de Bolivia. **Kempffiana** 3(1): 3-13.

RODRIGUEZ, D.J; IZZO, T.H.; BATTIROLA, L.D. 2011. Descobrimos a Amazônia Meridional: Biodiversidade da Fazenda São Nicolau. **Cuiabá-MT**: Ed. Pau e Prosa Comunicação.

SACCARDO, P. A. 1888. Sylloge Fungorum 7, Ann Arbor: V. W. Edwards (reprinted, 1944), 882 p.

SAÉNZ, J.A. & NASSAR, M. 1982. Hongos de Costa Rica: Familias Phallaceae y Clathraceae. **Revista de Biología Tropical** 30: (1) 41–52.

SAENZ, J.A., NASSAR, M. & MORALES, M. 1972. Contribution to the study of *Xylophallus xylogenus*. **Mycologia** 64: 510–520.

SANTOS J.O.S., RIZZOTTO G.J., POTTER P.E., MCNAUGHTON N.J., MATOS R.S., HARTMANN L.A., CHEMALE JR. F., QUADROS M.E.S. 2008. Age and autochthonous evolution of the Sunsás Orogen in West Amazon Craton based on mapping and U-Pb geochronology. **Precambrian Research** 165:120-152.

SENN-IRLET, B., et al. 2007. Guidance for the Conservation of Macrofungi in Europe. **Document prepared for the Directorate of Culture and Cultural Heritage, Council of Europe.** Document T-PVS (2007) 13 (rev). Disponível em: [https://www.wsl.ch/eccf/Guidance\\_Fungi](https://www.wsl.ch/eccf/Guidance_Fungi)

SILVA, B.D.B.; CABRAL, T.S.; MARINHO, P.; ISHIKAWA, N.K.; BASEIA, I.G. 2013. Two new species of *Geastrum* (Geastraceae: Basidiomycota) found in Brazil. **Nova Edwigia** 96(3-4): 445-456.

SILVA, J.D., RYLANDS, A.B. & FONSECA, G.D. 2005. O destino das áreas de endemismo da Amazônia. **Megadiversidade** 1(1): 124-131.

SILVA, N.M; BATISTELLA, A.M; COELHO, A.M.M; KUROYANAGI, V.L.M; Monitoramento do desmatamento e de focos de calor na zona de amortecimento da estação ecológica estadual do rio Ronuro, Nova Ubiratã, Mato Grosso. **Engenharia Ambiental**. Espírito Santo do Pinhal, v. 6, n. 2, p. 484-491, 2009.

SINGER, R.; ARAUJO, I.J.S. 1979. Litter decomposition and ectomycorrhiza in Amazonian forests, 1: A comparison of litter decomposing and ectomycorrhizal Basidiomycets in latosol-terra-firme rain forest and white podzol campinarana. **Acta Amazonica** 9(1): 25-41.

SMITH T. B; WAYNE, R.K; GIRMAN, D.J; BRUFORD, M.W (1997) A role for ecotones in generating rainforest biodiversity. **Science** 276:1855–1857

SMITH, T. B., S. KARK, C. J. SCHNEIDER, R. K. WAYNE, AND C. MORITZ. 2001. Biodiversity hotspots and beyond: the need for preserving environmental transitions. **Trends in Ecology & Evolution** 16: 431.

SMITH, M.E.; AMSES, K.R.; ELLIOT, T.F; OBASE, K.; AIME, M.A.; HENKEL, T.W. 2015. New sequestrate fungi from Guyana: *Jimtrappea guyanensis* gen.sp.nov., *Castellanea pakaraimophila* gen. sp. nov., and *Costatisporus cyanescens* gen.sp.nov. (Boletaceae, Boletales). **IMA Fungus** 6(2): 297 – 317.

SOBESTIANKY, G. 2005. Contribution to a Macromycete survey of the states of Rio Grande do Sul and Santa Catarina in Brazil. **Brazilian Archives of Biology and Technology** [S.l.], 48: 437- 457.

SOUSA, J. O. 2012. O gênero *Geastrum* Pers. (Geastraceae, Basidiomycota) em duas áreas de Mata Atlântica do Rio Grande do Norte, Brasil. **Monografia (Graduação)** – Universidade Federal do Rio Grande do Norte. Centro de Biociências. Curso de Graduação em Ciências Biológicas. Natal. 105 p.

SOUSA, J. O. 2015. O gênero *Geastrum* Pers. (Geastraceae, Basidiomycota): ocorrência, chave taxonômica e descrições de novas espécies do Nordeste brasileiro. **Dissertação** (Mestrado em Sistemática e Evolução) - Centro de Biociências, Universidade Federal do Rio Grande do Norte, Natal. 162p.

SOUSA, J. O. et al. 2014b. Updates on the geographic distribution of three *Geastrum* species from Brazilian semi-arid region. **Mycosphere** 3: 467-474.

SOUSA, J.O. et al. 2014c. New records of Geastraceae (Basidiomycota: Phallomycetidae) from Atlantic Rainforest Remnants and Relicts of Northeastern Brazil. **Darwiniana Nueva Serie** [S.l.], 2: (2) 207-221.

SOUSA, J.O.; SILVA, B.D.B.; BASEIA, I.G. 2014d. *Geastrum* from the Atlantic Forest in northeast Brazil- new records for Brazil. **Mycotaxon** 129: 169-179.

SOTO, M.K.; WRIGHT, J.E. 2000. Taxonomia del genero *Geastrum* (Basidiomycetes, Lycoperdales) em la Provincia de Buenos Aires, Argentina. **Boletín de la Sociedad Argentina de Botanica** [S.l.], 34: (3-4) 185-201.

SÓTÃO, H.M.P.; GILBERTONI, T.; MAZIERO, R.; BASIA, I. G.; MEDEIROS, P. S.; JUNIOR, AL M.; CAPELARI, M. 2009. Fungos macroscópicos da Floresta Nacional de Caxiuanã: Basiodimycota (Agaricomycetes). *In*: Lisboa, P. L. B. (Org.). Caxiuanã: Desafios para a conservação de uma Floresta Nacional na Amazônia. Belém: **Museu Paraense Emílio Goeldi**: 383-396.

SUÁREZ, V.L., WRIGHT, J.E. 1996. South American Gasteromycetes V. The genus *Morganella*. **Mycologia** 88: 655-661.

SUNHEDE, S. 1989. Geastraceae (Basidiomycotina): Morphology, Ecology and Systematics with a Special Emphasis of the North European Species. **Synopsis Fungorum** 1: (1) 534.

SUNHEDE, S. 1989. Geastraceae (Basidiomycotina): morphology, ecology and systematics with special emphasis on the North European species. **Synopsis Fungorum** [S.1] 1: 1-534.

STEVENSON, J.A. & CARDENAS, M. 1949. Lista preliminar de los hongos de Bolivia. **Lilloa** 21:77–134.

LÆSSØE, T., SPOONER, B. 1994. The uses of ‘Gasteromycetes’. **Mycologist** 8: 154-159.

THIERS, H. D. 1984. The secotioid syndrome. **Mycologia** 76:1-8.

TRIERVEILER-PEREIRA, L. et al. 2009. First records of Geastraceae and Nidulariaceae (Basidiomycota, Fungi) from Bahia, Northeastern Brazil. **Revista Brasileira de Biociências** [S.l.], 7: 316-319.

TRIERVEILER-PEREIRA, L.; BASEIA I. G. 2009a. A checklist of the Brazilian gasteroid fungi (Basidiomycota). **Mycotaxon** 108: 441-444.

TRIERVEILER-PEREIRA, L.; GOMES-SILVA A.C. & BASEIA I.G. 2009b. Notes on gasteroid fungi of the Brazilian Amazon rainforest. **Mycotaxon** 110: 73-80.

TRIERVEILER-PEREIRA, L.; BASEIA, I. G. 2010. Additional data on *Geastrum entomophilum* (Geastraceae, Basidiomycota). **Boletín de la Sociedad Micologica de Madrid** 34: 135-139.

TRIERVEILER-PEREIRA, L.; GOMES-SILVA, A.C. & BASEIA, I.G. 2011a. Observations on gasteroid Agaricomycetes from the Brazilian Amazon rainforest. **Mycotaxon** 118(1): 273-282.

TRIERVEILER-PEREIRA, L.; GOMES-SILVA, A.C.; BASEIA, I.G. 2011b. Observations on gasteroid Agaricomycetes from the Brazilian Amazon rainforest. **Mycotaxon** 118: 273-282.

TRIERVEILER-PEREIRA, L. & SILVEIRA, R.M.B. 2012. Notes on *Xylophallus xylogenus* (Phallaceae, Agaricomycetes) based on Brazilian specimens. **Mycotaxon** 120: 309–316.

VASCO-PALACIOS A.M.; FRANCO-MOLANO A.E.; LÓPEZ-QUINTERO C.A.; BOEKHOUT T. 2005. Macromicetes (Ascomycota, Basidiomycota) de La región del medio Caquetá, departamentos de Caquetá y Amazonas (Colombia). **Biota Colombiana** 6(1) 127-140.

VIEIRA, I.C.G.; TOLEDO, P.M.; SILVA, J.M.C. & HIGUCHI, H. 2008. Deforestation and threats to the biodiversity of Amazonia. **Brazilian Journal of Biology** 68(4): 949-956.

WALTER, H. 1986. Vegetação e Zonas Climáticas. **São Paulo, E.P.U.** Ltda.

WEBSTER, J.; WEBER, R. 2007. Introduction to fungi, 3 Ed. London: **Cambridge University Press**

WILLIS, K. J. 2017. State of the World's Plants 2017. Report. **Royal Botanic Gardens, Kew**. Disponível em: <https://stateoftheworldsplants.org>.

WRIGHT, J. E.; WRIGHT, A.M. 2005. Checklist of the Mycobiota of Iguazú National Park (Misiones, Argentina). **Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica** [S.l.], 40: (1-2) 1-22.

WRIGHT, J. E.; ALBERTÓ, E. 2006. Guía de los Hongos de la region Pampeana. II. **Hongos sin laminillas**. Buenos Aires: L.O.L.A.

WRIGHT, J. E. 1987. **The genus Tulostoma (Gasteromycetes) - A world monograph**. J. Cramer, Berlin, Stuttgart.

ZAMORA, J.C; VALERIA, F.K; PAPINUTTI C.L. 2014. On *Geastrum argentinum*, a forgotten species. **Mycoscience** 55(3): 177-182.

ZAMORA, J. C.; CALONGE, F. D.; HOSAKA, K.; MARTÍN, M. P. 2014a. Systematics of the genus *Geastrum* (Fungi: Basidiomycota) revisited. **Taxon** 63(3): 477-497