

**UFRRJ**  
**INSTITUTO DE AGRONOMIA**  
**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM**  
**AGRONOMIA - CIÊNCIA DO SOLO**

**TESE**

**Bioprospecção de Macrofungos da Classe**  
***Basidiomycetes* da Floresta Nacional Mário Xavier**  
**em Seropédica - RJ**

**Jorge Luiz Heraclito de Mattos**

**2020**



**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO  
INSTITUTO DE AGRONOMIA  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA  
CIÊNCIA DO SOLO**

**BIOPROSPECÇÃO DE MACROFUNGOS DA CLASSE  
*BASIDIOMYCETES* DA FLORESTA NACIONAL MÁRIO XAVIER  
EM SEROPÉDICA - RJ**

**JORGE LUIZ HERACLITO DE MATTOS**

*Sob a orientação do Professor*

**Ricardo Luiz Louro Berbara**

Tese submetida como requisito parcial  
para a obtenção do grau de **Doutor**, no  
Programa de Pós-graduação em  
Agronomia-Ciência do Solo, Área de  
Concentração em Biologia do Solo.

Seropédica, RJ  
Fevereiro de 2020

Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro  
Biblioteca Central/Seção de Processamento Técnico

Ficha catalográfica elaborada  
Com os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

M435b	<p>Mattos, Jorge Luiz Heraclito de, 1962- Bioprospecção de macrofungos da classe Basidiomycetes da floresta nacional Mário Xavier em Seropédica - RJ / Jorge Luiz Heraclito de Mattos. – Seropédica, 2020. 94 f. : il.</p> <p>Orientador: Ricardo Luiz Louro Berbara. Tese (Doutorado). – – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Programa de Pós-Graduação em Agronomia – Ciência do Solo, 2020.</p> <p>1. Bioprospecção. 2. Fungos comestíveis. 3. Classe Basidiomycetes. 4. Mata Atlântica. I. Berbara, Ricardo Luiz Louro, 1957-, orient. II. Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro. Programa de Pós-Graduação em Agronomia – Ciência do Solo III. Título.</p>
-------	---

**O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) - Código de Financiamento 001.**

É permitida a cópia parcial ou total desta Tese, desde que seja citada a fonte.



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO  
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA (CIÊNCIAS DO SOLO)



**HOMOLOGAÇÃO DE TESE DE DOUTORADO Nº 3 / 2024 - CPGACS (12.28.01.00.00.00.27)**

**Nº do Protocolo: 23083.004358/2024-10**

**Seropédica-RJ, 31 de janeiro de 2024.**

**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO**

**INSTITUTO DE AGRONOMIA**

**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA - CIÊNCIA DO SOLO**

**JORGE LUIZ HERACLITO DE MATTOS**

Tese submetida como requisito parcial para obtenção do grau de **Doutor**, no Programa de Pós-Graduação em Agronomia - Ciência do Solo, Área de Concentração em Biologia do Solo.

TESE APROVADA EM 28/02/2020.

Ricardo Luiz Louro Berbara. Dr. UFRRJ  
(Orientador)

Carlos Antonio Inacio. Dr. UFRRJ

Margarida Gorete Ferreira do Carmo. Dra. UFRRJ

Alexander Silva de Resende. Dr. Embrapa Agrobiologia

Eliane Maria Ribeiro da Silva. Dra. Embrapa Agrobiologia

**(Assinado digitalmente em 31/01/2024 18:07 )**  
CARLOS ANTONIO INACIO  
PROFESSOR DO MAGISTERIO SUPERIOR  
DeptEF (12.28.01.00.00.00.49)  
Matrícula: 1440128

**(Assinado digitalmente em 02/02/2024 20:16 )**  
MARGARIDA GORETE FERREIRA DO CARMO  
PROFESSOR DO MAGISTERIO SUPERIOR  
DeptFITO (12.28.01.00.00.00.32)  
Matrícula: 1213072

**(Assinado digitalmente em 31/01/2024 17:12 )**  
RICARDO LUIZ LOURO BERBARA  
PROFESSOR DO MAGISTERIO SUPERIOR  
DeptS (12.28.01.00.00.00.33)  
Matrícula: 387406

**(Assinado digitalmente em 02/02/2024 08:11 )**  
ALEXANDER SILVA DE RESENDE  
ASSINANTE EXTERNO  
CPF: 035.567.497-18

**(Assinado digitalmente em 05/02/2024 14:30 )**

ELIANE MARIA RIBEIRO DA SILVA

ASSINANTE EXTERNO

CPF: 511.084.027-04

Visualize o documento original em <https://sipac.ufrj.br/public/documentos/index.jsp>  
informando seu número: **3**, ano: **2024**, tipo: **HOMOLOGAÇÃO DE TESE DE DOUTORADO**, data  
de emissão: **31/01/2024** e o código de verificação: **f2dd1c30fd**

## DEDICATÓRIA

*Dedico este trabalho aos meus pais: Edezio Rosa de Mattos e Aldir Heraclito de Mattos.*

*Aos meus irmãos: Edezio Heraclito de Mattos e Ricardo Heraclito de Mattos.*

*Aos meus filhos: Leonardo Paulino de Mattos e Vinícius Magno Silva de Mattos.*

*Ao Professor: Alexandre Magno do Couto.*

*À memória de meu avô materno: Temístocles Heraclito Júnior.*

*Aos Professores do Curso de Agronomia e do Programa de Pós-graduação em Agronomia - Ciência do Solo – PPGA-CS da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro – UFRRJ.*

*Ao Professor Doutor Dorosnil Alves Moreira (UNIR).*

*Ao Professor Doutor José Rodolfo de O. Granha (UNIR).*

*Dedico.*

## **AGRADECIMENTOS**

Esta Tese representa quatro anos de doutorado onde houve construção de vários conhecimentos, vivências e experiências, que resultaram na minha presente formação.

Deposito aqui meus agradecimentos à todas as pessoas (professores, colegas, funcionários) que de forma direta ou indireta contribuíram para a elaboração dessa Tese.

Meu sincero apreço ao PPGA-CS, da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, à Embrapa Agrobiologia e seus pesquisadores/professores e à CAPES.

Ao Doutor Sael Sanches Elias, pelas correções e colaborações.

Ao Doutor Carlos Antonio Inacio, pelos conhecimentos em Micologia.

Aos colegas de laboratório pela vivência compartilhada.

A todos os colegas de curso que sempre ofereceram ajuda e companheirismo.

Ao Marcos Cruz da Silva pela constante colaboração.

Ao meu Orientador Dr. Ricardo Luiz Louro Berbara.

## **BIOGRAFIA**

Jorge Luiz Heraclito de Mattos, nasceu em 1962 na cidade do Rio de Janeiro. Concluiu o curso de Formação Geral em escola do Estado no antigo segundo grau (hoje, Ensino Médio). Em 1993, concluiu o curso de Licenciatura Plena em Biologia pela antiga Sociedade de Ensino Superior de Nova Iguaçu (hoje, Universidade Iguaçu – UNIG). Em 1995, mudou-se para o Estado de Rondônia (RO) onde atuou como professor de Biologia na Secretaria de Estado de Educação na condição de cargo emergencial. Em 1997, através de concurso público assume a condição de estatutário. Logo após, através de concurso público, em 2010, é lotado no Departamento de Gestão Ambiental onde passa a lecionar no campus da cidade de Guajará-mirim, da Universidade Federal de Rondônia (UNIR) onde também concluiu o mestrado em Ciências da Linguagem. No ano de 2016, iniciou o doutorado no Curso de Pós-Graduação em Agronomia – Ciência do Solo na Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, sob a Orientação do professor Ph.D. Ricardo Luiz Louro Berbara.



## RESUMO

MATTOS, Jorge Luiz Heraclito de. **Bioprospecção de macrofungos da classe *Basidiomycetes* da Floresta Nacional Mário Xavier em Seropédica, RJ.** 2020. 93 f. Tese (Doutorado em Agronomia, Ciência do Solo). Instituto de Agronomia, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica - RJ, 2020.

O objetivo deste trabalho é fazer o levantamento da ocorrência de macrofungos comestíveis na Unidade de Conservação (UC) Floresta Nacional (FLONA) Mário Xavier, contribuindo para o conhecimento da micodiversidade existente nesse fragmento do Bioma da Mata Atlântica no município de Seropédica, Estado do Rio de Janeiro. Foi realizado isolamento *in vitro* para cultura do micélio e posterior inoculação em substratos em testes para desenvolvimento do fungo. Foram escolhidos 12 morfotipos de fungos, de um total de 91 espécimes das coletas realizadas nos períodos de setembro a outubro de 2017 e setembro a outubro de 2018. Considerando as características macroscópicas foi possível identificar quatorze basidiomicetos a nível de espécie, seis famílias e três ordens: *Agaricales*, *Polyporales* e *Auriculariales*. Na ordem *Agaricales* encontramos: *Schizophyllum commune*, *Macrocybe titans*, *Psilocybe cubensis*, *Pleurotus djamour*, *Panus strigellus* e *Oudemansiella canarii*; na ordem *Polyporales* constam os macrofungos *Lentinus crinitus*, *Pycnoporus sanguineus*, *Ganoderma australe*, *Favolus brasiliensis* e *Polyporus tricholoma* e na ordem *Auriculariales* está o macrofungos *Auricularia delicata*. Na coleta de 2018, nos mesmos locais antes visitados em 2017 na FLONA Mario Xavier, foram reencontradas as mesmas espécies de macrofungos. Três espécies foram identificadas como não comestíveis, mas possuem uso medicinal e biotecnológico sendo elas *Pycnoporus sanguineus*, *Ganoderma australe* e *Psilocybe cubensis*. O material coletado foi analisado no Laboratório de Química Biológica do Solo na Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro - UFRRJ em colaboração com o laboratório de Fitopatologia da UFRRJ.

**Palavras-chave:** Bioprospecção. Fungos comestíveis. Classe *Basidiomycetes*. Mata Atlântica.

## ABSTRACT

MATTOS, Jorge Luiz Heraclito de. **Bioprospecting of macrofungi class *Basidiomycetes* of Mario Xavier Nacional Forest in Seropédica RJ.** 2020. 93p. Thesis (Doctor in Agronomy, Soil Science). Instituto de Agronomia, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica - RJ, 2020.

The objective of this work is to survey the occurrence of edible macrofungi in the Conservation Unit (UC) National Forest (FLONA) Mário Xavier, contributing to the knowledge of the mycodiversity that exists in this fragment of the Atlantic Forest Biome in the municipality of Seropédica, State of Rio de Janeiro. The procedures for the identification and classification of the fungi collected were carried out with the support of specialists from the Botanical Garden of Rio de Janeiro, Doctors from the Department of Phytotechnics at the Federal Rural University of Rio de Janeiro and technicians from the State University of Rio de Janeiro. In vitro isolation was performed for mycelium culture and subsequent inoculation on substrates in tests for fungus development. Twelve fungi morphotypes were chosen, from a total of 91 specimens from the collections carried out from September to October 2017 and September to October 2018. Considering the macroscopic characteristics, it was possible to identify fourteen basidiomycetes at the species level, 06 families and three orders: *Agaricales*, *Polyporales* and *Auriculariales*. In the order *Agaricales* we have, *Scizophyllum commune*, *Macrocybe titans*, *Psilocybe cubensis*, *Pleurotus djamour*, *Panus strigellus* and *Oudemansiella canarii*; in the order *Polyporales* there are the macrofungi *Lentinus crinitus*, *Pycnoporus sanguineus*, *Ganoderma australe*, *Favolus brasiliensis* and *Polyporus tricholoma* and in the order *Auriculariales* there is the macrofungos *Auricularia delicata*. In the 2018 collection, in the same places previously visited in 2017 on FLONA Mario Xavier, the same species of macrofungi were found. Three species were identified as inedible, but they have medicinal and biotechnological use, being *Pycnoporus sanguineus*, *Ganoderma australe* and *Psilocybe cubensis*. The material collected was analyzed at the Laboratory of Biological Chemistry of Soil at the Federal Rural University of Rio de Janeiro - UFRRJ in collaboration with the Phytopathology laboratory at UFRRJ.

**Keywords:** Bioprospecting. Edible fungi. *Basidiomycetes* class. Atlantic Forest.

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> Estrutura do basídio dos Basidiomicetos. Fonte: Agronomia.jatai.ufg.br. ....	9
<b>Figura 2.</b> Formação de grampo de conexão em hifa de Basidiomiceto. Fonte: www.ebah.com.br - Grampos de conexão. ....	10
<b>Figura 3.</b> Ciclo de vida e reprodutivo dos Basidiomicetos. Reprodução sexual da dos Basidiomicetos, desenvolvimento do basidioma a partir da germinação dos esporos e a formação das hifas uninucleadas que quando compatíveis geram uma hifa dicariótica formando o micélio secundário e a formação dos primórdios, basidioma, esporos. Fonte: Teonanacatl, 2011. ....	11
<b>Figura 4.</b> Poliporóides ( <i>Basidiomycota</i> ). Tipos de superfície himenial. a: poróide angular; b: poróide circular; c: poróidededalóide; d: poróide hexagonal; e: falso-lamelar; f: lamelar; g: hidnóide; h: irpicóide. Fotos: M. C. Abrahão. ....	13
<b>Figura 5.</b> Mapa de localização da FLONA Mário Xavier. Fonte: acervo FLONA Mário Xavier. ....	25
<b>Figura 6.</b> Sede administrativa – câmara fria – centro de vivência – viveiro florestal. Fonte: acervo FLONA Mário Xavier. ....	27
<b>Figura 7.</b> Oficina de carpintaria – galpão garagem – oficina mecânica. Fonte: acervo FLONA Mário Xavier. ....	27
<b>Figura 8.</b> <i>Notholebias minimus</i> . Peixe endêmico da FLONA Mário Xavier. Fonte: <a href="https://www.google.com/url">https://www.google.com/url</a> .....	28
<b>Figura 9.</b> Outra espécie endêmica da FLONA Mário Xavier, a rã <i>Physalaemus soaresi</i> . Fonte: <a href="https://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/f/f2/Physalaemus_cuvieri01a.jpg">https://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/f/f2/Physalaemus_cuvieri01a.jpg</a> .....	29
<b>Figura 10.</b> Imagem aérea que mostra a Floresta Nacional (FLONA) Mario Xavier e alguns bairros em seu entorno no município de Seropédica, RJ. Fonte: Google Maps (2018)..	30
<b>Figura 11.</b> Ficha de coleta de dados com as características morfológicas externas de cada parte dos cogumelos.....	33
<b>Figura 12.</b> Morfotipos coletados, identificados e armazenados em refrigeração a -20°C (A); e colocados sobre papel autoclavado para obtenção dos esporos (B).....	35
<b>Figura 13.</b> Isolamento de fungo. Fonte: Nieuwenhuijzen (2007), ISBN Agromisa: 978-90-8573-085-9. ....	37
<b>Figura 14.</b> Superposição das coordenadas de acordo com a ordem de coleta e cada tipo de espécie identificada. ....	44
<b>Figura 15.</b> Basidiomas característicos das espécies identificadas na Floresta Nacional Mário Xavier, fragmento da Mata Atlântica do Estado do Rio de Janeiro, no município de Seropédica-RJ: 1. <i>Schizophyllum commune</i> , 2. <i>Macrocybe titans</i> , 3. <i>Panus strigellus</i> , 4. <i>Oudemansiella canarii</i> , 5. <i>Lentinus crinitus</i> , 6. <i>Pycnoporus sanguineus</i> , 7. <i>Polyporus tricholoma</i> , 8. <i>Ganoderma australe</i> , 9. <i>Auricularia delicata</i> , 10. <i>Psilocybe cubensis</i> , 11. <i>Pleurotus djamor</i> , 12. <i>Favolus brasiliensis</i> . ....	53
<b>Figura 16.</b> Crescimento micelial de <i>S. commune</i> em função do tempo de cultivo sob efeitos de diferentes pH no meio BDA– controle.....	60

<b>Figura 17.</b> Crescimento micelial de <i>S. commune</i> em função do tempo de cultivo sob efeitos de diferentes pH no meio serragem – SSA. ....	61
<b>Figura 18.</b> Crescimento micelial de <i>S. commune</i> em função do tempo de cultivo sob efeitos de diferentes pH no meio borra de café – BCA. ....	61
<b>Figura 19.</b> Crescimento micelial de <i>P. striguellus</i> em função do tempo de cultivo sob efeitos de diferentes pH no meio controle – BDA. ....	62
<b>Figura 20.</b> Crescimento micelial de <i>P. striguellus</i> em função do tempo de cultivo sob efeitos de diferentes pH no meio serragem – SSA. ....	63
<b>Figura 21.</b> Crescimento micelial de <i>P. striguellus</i> em função do tempo de cultivo sob efeitos de diferentes pH no meio borra de café – BCA. ....	63
<b>Figura 22.</b> Crescimento micelial de <i>O. canarii</i> em função do tempo de cultivo sob efeitos de diferentes pH no meio BDA – controle. ....	64
<b>Figura 23.</b> Crescimento micelial de <i>O. canarii</i> em função do tempo de cultivo sob efeitos de diferentes pHs no meio serragem (SSA). ....	65
<b>Figura 24.</b> Crescimento micelial de <i>O. canarii</i> em função do tempo de cultivo sob efeitos de diferentes pH no meio BCA. ....	65
<b>Figura 25.</b> Curva de crescimento micelial de <i>Schizophyllum commune</i> no meio BCA. ....	67
<b>Figura. 26.</b> Curva de crescimento micelial de <i>P. striguellus</i> no meio SSA. ....	69
<b>Figura 27.</b> Curva de crescimento micelial de <i>O. canarii</i> no meio SSA. ....	70
<b>Figura 28.</b> Imagens dos morfotipos isolados de <i>Schizophyllum commune</i> – A) Basidioma característico; B) Região himenial e lamelas; C) hifas generativas com grampos e espículas; D) basídios (bas) e esporos (esp). ....	87
<b>Figura 29.</b> A) Basidiomas de <i>Macrocybe titans</i> ; B) Superfície himenial mostrando o conjunto de lamelas; C) Basídios com esterigmas (bas) e basidiósporos (esp); D) 100X Floxina 1%. Fotos: Samuel Lopes, Laboratório de Química Biológica do Solo – UFRRJ. ....	88
<b>Figura 30.</b> A) Basidiomas de <i>Lentinus crinitus</i> , visão himenial; B) Basidiomas de <i>Lentinus crinitus</i> , visão abhimenial, basídios e esterigma; C) Hifa generativa e grampo de conexão; D) Cortes observados ao microscópio óptico 100x. ....	89
<b>Figura 31.</b> <i>Favulus brasiliensis</i> . A) Presença de basídios, esterigmas e basidiósporos cor. Floxina 1%; B) Basidioma característico com superfície himenial; C) Basidioma superfície abhimenial; D) Microscopia eletrônica de um corte laminado de um poro onde observa-se a cavidade do poro onde se encontram os basídios; E) Poros em fotografia eletrônica (FLONA Mario Xavier - nov/2017). Fotos: Jorge Luiz Heraclito Mattos. ....	90
<b>Figura 32.</b> A) Basidioma de <i>Oudemansiella canarii</i> ; B) Basídio com esterigmas 100X contraste de cor; C) Cistídeos e pleurocistídeos 100X Floxina 1%; D) Corte de lamela com a presença das tramas e cistídeos, Floxina 1%. Foto: Samuel Lopes. Laboratório de Química Biológica, Solos UFRRJ. ....	91

## ÍNDICE DE TABELAS

<b>Tabela 1.</b> Gêneros e o número de espécies encontrado na Flona Mário Xavier nos períodos de 2017 e 2018.....	31
<b>Tabela 2.</b> Dados de temperatura (°C) para o município de Seropédica-RJ (setembro-outubro 2017-2018).....	43
<b>Tabela 3.</b> Dados de umidade relativa (%) para o município de Seropédica-RJ (setembro-outubro 2017-2018). ....	43
<b>Tabela 4.</b> Dados de chuva acumulada (mm) para o município de Seropédica-RJ (setembro-outubro 2017-2018). ....	43
<b>Tabela 5.</b> Gêneros e o número de espécies encontrados na Flona Mário Xavier nos períodos de 2017 e 2018.....	44
<b>Tabela 6.</b> Relação de espécimes coletados e locais de amostragens georeferenciados no transepto realizado no período de 2017-2018.....	45
<b>Tabela 7.</b> Dados iniciais do morfotipo isolado 001. ....	45
<b>Tabela 8.</b> Dados iniciais do morfotipo isolado 002. ....	46
<b>Tabela 9.</b> Dados iniciais do morfotipo isolado 003. ....	47
<b>Tabela 10.</b> Dados iniciais do morfotipo isolado 004. ....	47
<b>Tabela 11.</b> Dados iniciais do morfotipo isolado 005. ....	48
<b>Tabela 12.</b> Dados iniciais do morfotipo isolado 006. ....	49
<b>Tabela 13.</b> Dados iniciais do morfotipo isolado 007. ....	49
<b>Tabela 14.</b> Dados iniciais do morfotipo isolado 008. ....	50
<b>Tabela 15.</b> Dados iniciais do morfotipo isolado 009. ....	50
<b>Tabela 16.</b> Dados iniciais do morfotipo isolado 010. ....	51
<b>Tabela 17.</b> Dados iniciais do morfotipo isolado 011. ....	52
<b>Tabela 18.</b> Dados iniciais do morfotipo isolado 012. ....	52
<b>Tabela 19.</b> Diâmetro máximo do micélio sob influência dos parâmetros analisados.....	59
<b>Tabela 20.</b> Influência da temperatura no crescimento micelial de um isolado de <i>Schizophyllum commune</i> .....	67
<b>Tabela 21.</b> Influência da temperatura no crescimento micelial de um isolado de <i>Panus strigellus</i> . ....	68
<b>Tabela 22.</b> Influência da temperatura no crescimento micelial de um isolado de <i>Oudemansiella canarii</i> .....	69

## SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO.....	1
2. REVISÃO DE LITERATURA .....	3
2.1. Reino Fungi.....	3
2.2. Filo <i>Basidiomycota</i> (Classe <i>Basidiomycetes</i> ) .....	4
2.3. Ordem <i>Agaricales</i> .....	6
2.3.1. Estruturas.....	9
2.3.2. Reprodução .....	10
2.3.3. Importância alimentar .....	11
2.3.4. Importância farmacológica.....	12
2.3.5. Importância biotecnológica.....	12
2.4. Ordem <i>Polyporales</i> .....	12
2.5. Ordem <i>Auriculariales</i> .....	13
2.6. Fungos ou Cogumelos Comestíveis.....	15
2.7. Importância e Papel dos Cogumelos no Ambiente .....	15
2.8. Importância Econômica dos Cogumelos no Mundo.....	16
2.9. Fungos na Medicina.....	16
2.10. Fungos Comestíveis no Brasil .....	17
2.11. Roça de Toco do Povo Yanomami .....	19
2.11.1. Ocorrência dos cogumelos Yanomami .....	20
2.12. Produção Orgânica.....	21
2.13. Mercado e Comercialização.....	22
2.14. Cultivo de Cogumelos – Técnicas .....	24
2.15. Floresta Nacional .....	24
2.15.1. Floresta Nacional (FLONA) Mário Xavier.....	24
2.15.2. Infraestrutura.....	26
2.15.3. A fauna da FLONA Mário Xavier .....	27
2.15.4. A flora da FLONA Mário Xavier.....	29
3. MATERIAL E MÉTODOS .....	30
3.1. Descrição da Área de Estudo .....	30
3.2. Coleta dos Fungos Basidiomicetos .....	30
3.2.1. Material necessário para coleta .....	31
3.2.2. Parte do tratamento do material coletado.....	31
3.2.3. Descrição do material e classificação .....	32
3.2.4. Herborização e acondicionamento do material .....	33
3.2.5. Análise macroscópica.....	34
3.2.6. Análise microscópica .....	34
3.2.7. Taxonomia clássica .....	35
3.3. Isolamento In Vitro das Espécies.....	36
3.3.1. Preparação do meio de cultura .....	36

3.3.2. Autoclave dos materiais de laboratório.....	36
3.3.3. Isolamento mediante clonagem de tecidos.....	37
3.3.4. Meios de cultivo alternativos e estudo do pH .....	37
3.4. Cultivo das Espécies Seleccionadas .....	39
3.4.1. Preparação do inóculo .....	39
3.4.2. Produção dos substratos de cultivo .....	40
3.5. Cultivo e Variáveis Analisadas .....	40
3.5.1 Cálculo das percentagens de consumo de composto (CC), produtividade (P) e eficiência biológica (EB).....	42
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	43
4.1. Clima de Seropédica .....	43
4.2. Identificação dos Macrofungos.....	43
4.3. Descrição dos Morfotipos Coletados .....	45
4.4. Efeito de Diferentes Meios de Cultura BDA, SSA, BCA sob Diferentes pH (5,5; 6,0; 6,5) em 3 Espécies Selvagens da Flona Mario Xavier .....	59
4.3.1. Efeito da temperatura no crescimento micelial.....	66
5. CONCLUSÕES .....	72
6. CONSIDERAÇÕES FINAIS .....	73
7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....	74
8. ANEXOS .....	87

## 1. INTRODUÇÃO

Os fungos já foram classificados como plantas, contudo devido aos avanços em conhecimentos de morfologia, de bioquímica, de biologia molecular e de citologia ocorridos na década de 1960, se constituiu o Reino Fungi. Todos os fungos são aclorofilados e por isso não realizam a fotossíntese; são eucariotos (o núcleo possui uma membrana – a carioteca), podem ser unicelulares (leveduras) ou multicelulares representados pelos fungos filamentosos; são organismos heterotróficos, sua nutrição ocorre por absorção, a parede celular é constituída por quitina, sua principal forma de armazenamento de energia é o glicogênico (polissacarídeo). Os fungos, dependendo do grupo, habitam os mais diferentes substratos.

Entre os fungos encontra-se a classe dos *Basidiomycetes* amplamente distribuídos no Território Nacional. As florestas naturais brasileiras abrigam um enorme potencial para a bioprospecção de fungos *Basidiomycetes* de valor econômico. Estes fungos são macroscópicos e também identificados como macrofungos e estão organizados estruturalmente em corpos de frutificação. Os fungos mais conhecidos desse grupo, apresentam suas estruturas de reprodução em formas macroscópicas popularmente conhecidos como cogumelos e orelhas-de-pau. Existem outros grupos menos conhecidos como os fungos gelatinosos, os fungos *Gasteromycetes* e os fungos identificados por ferrugens e carvões, que são fitopatogênicos e também incluídos na classe *Basidiomycetes*. Esta classe reúne algumas ordens entre as quais temos a importante ordem dos *Agaricales*. As ordens *Polyporales* e *Auriculariales*, também apresentam macrofungos de interesse gastronômico, ecológico, medicinal e biotecnológico.

Na ordem dos *Agaricales*, estão todos os cogumelos com lâminas (ou lamelas) e que se constitui em uma das maiores e mais importantes ordens de fungos. Nesta ordem estão reunidos o maior número de espécies comestíveis, como também apresenta grande quantidade de fungos tóxicos e venenosos. Além das características macroscópicas como a presença do píleo e estipe, aspectos microscópicos se mostram de grande importância para reunir determinados fungos na ordem *Agaricales* e distribuí-los em famílias, gêneros e espécies. Muitos fungos hoje são cultivados devido à grande aceitação como alimento em vários países e a ordem *Agaricales* está muito bem representada com muitos cogumelos comestíveis. Além do aproveitamento na culinária, os fungos têm sua utilidade na indústria farmacêutica e na biotecnologia e por isso, são produzidos em grande escala em muitas regiões. Além do aspecto comestível de alguns fungos, eles têm importância no ambiente como decompositores ou biorremediadores (constituindo o último nível trófico, junto com as bactérias) e possuem valor econômico e uma grande aplicação no campo da medicina. Os macrofungos são conhecidos também pelos indígenas no território brasileiro, que os utilizam como alimento e em certos cerimoniais e possuem técnicas para os produzir. Os índios Yanomami são considerados como grandes conhecedores de fungos comestíveis, e os Sanöma, um grupo do povo Yanomami, têm obtido destaque nacional com os cogumelos que surgem no seu sistema agrícola.

A ordem *Polyporales* também tem significativa importância no ambiente natural, atuando como decompositores da matéria orgânica dos corpos vegetais ainda vivos ou em decomposição, favorecendo o ecossistema através da ciclagem dos nutrientes (RAYNER, 1995). A micodiversidade dessa ordem existente na Flona Mário Xavier, é praticamente desconhecida.



A ordem *Auriculariales* integra a classe *Agaricomycetes* e seus corpos de frutificação, basidioma ou basidiocarpo são de aspecto gelatinoso (fungos gelatinosos) e geralmente apresentam a forma de uma orelha humana. Seus esporos são produzidos em basídios septados (apocíticos), neste grupo estão representadas muitas espécies identificadas como heterobasidiomicetos, onde se agrupam os fungos gelatinosos. As espécies integrantes dessa ordem são saprófitas. Várias espécies são comestíveis e são produzidas comercialmente, principalmente na China onde através da técnica Jun Cao muitos cogumelos são produzidos como *Lentinula edodes*, *Pleurotus* spp, *Ganoderma lucidum* e *Agaricus blazei* (URBEN, 2017).

A partir de levantamentos bibliográficos da Unidade de Conservação (UC), Mário Xavier, não foi verificado desenvolvimento de pesquisa sobre Basidiomicetos e nenhum outro trabalho sobre macrofungos que tenha sido realizado nesta área, portanto, não se conhece a diversidade fúngica existente na Flona e isto evidencia o ineditismo da pesquisa. Esta Unidade de Conservação tem seu ambiente ameaçado pela pressão antrópica em função do crescimento populacional e da rodovia BR – 493, que seccionou a (UC) Mário Xavier. Nesse sentido, é de grande importância que na Floresta Nacional sejam feitos trabalhos de pesquisa acerca da diversidade de basidiomicetos com vistas a seu levantamento, reconhecimento e bioprospecção.

Assim sendo, a hipótese de trabalho é que: nesta Unidade de Conservação seria possível identificar, classificar e catalogar a ocorrência de cogumelos ainda não explorados e que podem ser de grande interesse econômico.

Objetivo geral:

- Determinar a ocorrência de basidiomicetos;
- Identificar as espécies de macrofungos com potencial para serem bioprospectados nesta Unidade de Conservação (UC).

Objetivos específicos:

- Indicar a taxonomia dos fungos coletados e realizar o isolamento *in vitro*;
- Cultivo em substratos axênicos de três espécies e avaliação do potencial de cada espécie;
- Obtenção e otimização da metodologia para seu cultivo e avaliação da Eficiência Biológica (EB).

## 2. REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1. Reino Fungi

Fungo (do Latim fungus (genitivo singular), ‘fungo’; ‘cogumelo’). Todos os fungos são aclorofilados e por isso não realizam a fotossíntese, são eucariotos (o núcleo possui uma membrana – a carioteca), podem ser unicelulares, como as leveduras ou multicelulares representados pelos fungos filamentosos; são organismos heterotróficos, sua nutrição ocorre por absorção, a parede celular é constituída por quitina, a principal forma de armazenamento de energia é através do glicogênico (um polissacarídeo). Os fungos, dependendo do grupo, habitam os mais diferentes substratos.

A provável origem dos fungos foi calculada entre 660 milhões e 2,15 bilhões de anos. Os dois principais representantes de fungos superiores, estão nos filos *Ascomycota* e *Basidiomycota*, e se distanciam entre 390 milhões e 1,5 bilhões de anos (LUCKING, et al., 2009).

Os Ascomycetos e Basidiomycetos, são organismos heterótrofos, saprobiontes ou parasitas, cujas células são chamadas de hifas e não apresentam limites bem claros e se entrelaçam, formando um tipo de tecido fúngico. A estrutura branca é formada pela massa das hifas denominada de micélio, que organiza o corpo frutífero do cogumelo (TERÇARIOLI et al., 2010). Há um grande número de fungos que são macroscópicos e há espécies que apresentam um basidioma bastante desenvolvido; mas de forma geral são indivíduos de formas microscópicas, fato que dificulta a catalogação de várias espécies que se encontram em habitats variados e se mantêm desconhecidas da Ciência.

A maioria dos fungos possuem micélios constituídos de hifas septadas (apocíticas). A presença do septo é característica relevante de identificação dos grupos de fungos. Em um grupo estão os fungos que possuem micélios sem septos (cenocíticos) e outro grupo onde estão os fungos cujos micélios apresentam septos (apocíticos). Além da peculiar digestão extracorpórea, onde os fungos lançam suas enzimas digestivas sobre a matéria orgânica e absorvem após decomposição, existe um sistema reprodutivo também elaborado. Quanto à sexualidade os fungos podem ser sexuais ou assexuais, homotáticos (organismo que completa o ciclo de vida a partir de um único talo) ou heterotático (organismo que para completar o ciclo de vida necessita de dois talos compatíveis) e se reproduzem através de estruturas chamadas esporos, que são denominados de ascósporos nascidos endogenamente em células chamadas ascas (esporos sexuais), para a classe dos *Ascomycetes* e de basidiósporos que nascem exogenamente em estruturas chamadas de basídios (esporos sexuais), para a classe dos *Basidiomycetes* (LUZ, 2008). A simples transformação do sistema vegetativo dá origem aos esporos assexuais, enquanto a fusão de corpos com características diferenciadas, que apresentam caráter de compatibilidade, vai produzir esporos sexuais (SILVEIRA, 1995).

A despeito da grande diversidade existente no Reino Fungi, e da variedade de ambientes onde são encontrados, sabe-se que 98% dos fungos conhecidos estão reunidos no grupo dos *Ascomycetes*, os outros 2% estão incluídos no grupo dos *Basidiomycetes* (TERÇARIOLI et al., 2010). Usados desde a antiguidade como alimento ou no preparo de alimentos, os fungos têm hoje destacada atuação como produtores de fármacos, sendo capazes de sintetizar produtos industriais como amilase, proteases, invertase, pectinase, ácidos orgânicos e outros metabólitos secundários (NAM et al. 1993; KIM et al. 1994).

## 2.2. Filo *Basidiomycota* (Classe *Basidiomycetes*)

No filo *Basidiomycota* estão reunidos três subfilos: *Agaricomycotina*, *Puccinomycotina* e *Ustilaginomycotina*. No conjunto dos *Agaricomycotina* estão presentes os macrofungos possuidores de carpóforos, corpos frutíferos ou basidiomas, conforme visto nos cogumelos, nas orelhas-de-pau e também nas bolotas-da-terra. Nos subfilos *Puccinomycotina* (ferrugens) e *Ustilaginomycotina* (carvões) não existe ocorrência de corpos de frutificação ou basidiomas. No entanto, a produção de esporos nesses fungos, ocorre em estruturas chamadas de soros. Em função da complexidade de estruturas que podem originar, os fungos da classe *Basidiomycetes* podem ser indicados como os mais evoluídos entre os componentes do Reino Fungi. A formação de esporos sexuais ou basidiósporos, pode ser indicada como sendo característica inerente aos *Basidiomycetes*. Tais esporos estão localizados em basídios e estes em basidiocarpo. De maneira geral, os indivíduos dessa classe possuem dimensões macroscópicas, bem visíveis à olho nu, com variações de coloração como laranja, branco, marrom, vermelho e amarelo. Apresentam-se também em tamanho e forma variáveis (KIRK et al., 2001).

Os *Basidiomycetes* podem ser divididos nas classes *Teliomycetes*, *Gasteromycetes* e *Hymenomicetes* (SILVEIRA, 1995). Na classe *Teliomycetes* encontramos os fungos conhecidos por ferrugens (ordem *Puccinales*) e carvões (ordem *Ustilaginales*) ambas as ordens possuem fungos causadores de doenças em plantas. Não possuem basidiomas e os esporos se reúnem em estruturas denominadas de soros. Os fungos *Gasteróides* mantêm os basidiósporos, quando maduros, no interior do basidioma e para serem liberados precisam do auxílio de força mecânica, externa, como a ação de insetos ou gotas de água. Na classe dos *Hymenomicetes* os basídios são formados externamente, dispostos em um himênio exposto onde ocorre a cariogamia e a meiose; estão incluídos nessa classe os únicos que apresentam um basídio verdadeiro; seus corpos frutíferos podem atingir dimensões de alguns centímetros até quase um metro (cem centímetros), são todos visíveis à olho nu; a morfologia dos píleos, das lâminas e dos poros, é usada para realização da sistemática. A grande maioria desses indivíduos são saprófitos (SILVEIRA, 1995).

Os *Basidiomycetes* mais conhecidos apresentam suas estruturas de reprodução em formas macroscópicas que popularmente são conhecidos como cogumelos e orelhas-de-pau. Estes fungos estão presentes em ambientes aquático e terrestre, podem se comportar como parasitas, sapróbios e micorrízicos.

Os fungos *basidiomycetes* lignolíticos, atacam a madeira dura (*hardwood*) ou madeira mole (*softwood*), enquanto outros gêneros, degradam unicamente madeira dura. A degradação da lignina por *Basidiomycetes* lignolíticos é mais rápida que por quaisquer outros organismos e eles são responsáveis pela maior parte da degradação da lignina na natureza. Devido à capacidade de converter lignina em dióxido de carbono (CO<sub>2</sub>) e água, fungos *basidiomycetes* são muito utilizados em processos biotecnológicos afim de degradar substratos lignocelulósicos (SILVA et al., 2006).

Os *Basidiomycetes* possuem um conjunto de enzimas que permitem a degradação da matéria orgânica e seus componentes tais como as proteínas, a celulose, a lignina, os polissacarídeos, a pectina e o amido (PINTO, 2010).

A degradação ou decomposição promovida pelos fungos em madeiras pode levar à tipos diferentes de podridões conhecidas como podridão marrom, observada em materiais de construção e toras, caracterizando o saprofitismo; a podridão branca, caracterizada pela cor branca como consequência da decomposição da lignina que tem coloração marrom. *Basidiomycetes* possuem a versatilidade de produzirem concomitantemente enzimas oxidativas e hidrolíticas utilizadas no processo de degradação de substratos ricos em

lignocelulose. Grande parte dos fungos da podridão branca produzem estas enzimas, objetivando adaptação em ambientes com muita lignocelulose (VALASKOVÁ, 2005). Também ocorre a podridão marrom em que a celulose, que tem coloração branca, é decomposta (LUZ, 2008).

A maioria dos *Basidiomycetes* apresentam hábito saprófita, realizam a decomposição de folhas, galhos e troncos; são encontrados em diferentes biomas, sob uma grande variedade de substratos. A ciclagem de nutrientes é um dos grandes papéis de importância ecológica atribuído a esses fungos. Os *Basidiomycetes* constituem até 2/3 da biomassa viva do solo, sendo de suma importância para atuar como decompositores no ambiente (RAVEN, 2001).

A partir da microscopia óptica e depois com a microscopia eletrônica, o estudo da morfologia dos *Basidiomycetes* desenvolveu-se nos níveis macroscópico, microscópico e ultraestrutural. Em nível macroscópico o estudo é direcionado às formas, aos tamanhos e às colorações, bem como ao desenvolvimento dos basidiomatas (basidiocarpo ou basidiomas, é o esporocarpo de um *Basidiomycetes*, constituído pelo micélio terciário, estrutura multicelular sob a qual o himênio, produtor de esporos, se origina). As descrições de estruturas como basídios (estrutura produtora de esporos; lugar onde ocorre a cariogamia e a meiose, localizada nos himenóforos dos corpos de frutificação), esferocistos (células isodiamétricas, livres, globosas, resultantes da independência das células miceliais e localizadas entre as tramas), cistídeos (hifas estéreis do himênio, sob a forma de clavas cilíndricas, unicelulares ou pluricelulares), contextos, trama das lamelas (grupamento de hifas entrelaçadas no carpóforo) e morfologia, ocorrem em nível microscópico. A estrutura e a organização da parede celular, a ornamentação de esporos, e o poro septal (doliporo), são estudos que acontecem em nível ultraestrutural (TERÇARIOLI et al., 2010).

Os *Basidiomycetes* mais conhecidos são os macroscópicos, também identificados como macrofungos e estão organizados estruturalmente em corpos de frutificação. O micélio desses fungos, encontra-se no interior do substrato e a porção visível constitui o corpo de frutificação ou basidiocarpo, estrutura que representa o cogumelo propriamente dito. A identificação dos organismos que fazem parte do filo *Basidiomycota* se dá pela análise de estruturas específicas do filo. São os únicos na natureza a produzirem uma estrutura de reprodução sexuada chamada basidiósporo, esporo de origem sexual, formado externamente nos basídios, geralmente em número de quatro, próprio dos *Basidiomycetes*. As hifas dos cogumelos desse grupo, são constituídas por septos (apocíticas). Também como característica diagnóstica do filo *Basidiomycota*, existe o septo doliporo que se posiciona entre as células da hifa apresentando em volta do poro uma margem mais túrgida, aumentada, à semelhança de uma coluna (LUZ, 2008). Este septo, doliporo, impede o trânsito de núcleos, conservando a condição dicariótica. Apenas organelas menores fazem esse trânsito. Ex: mitocôndrias (RAVEN, 2001).

Na manutenção da condição dicariótica tem também, a participação dos clamps ou grampos de conexão, representado pelo crescimento recurvado de uma célula que, no processo de divisão celular, fazendo o papel de ponte, permite a passagem de um dos núcleos resultantes da divisão celular, para a penúltima célula, garantindo a constituição dicariótica de alguns membros do filo *Basidiomycota*.

Depois de ocorrer a reprodução sexuada, os indivíduos da classe *Basidiomycetes*, formam quatro esporos no processo de cariogamia e meiose e são chamados também de basidiósporos, posicionados na parte superior do basídio em estruturas chamadas de esterigmas. O micélio é constituído por hifas que se apresentam ramificadas e finas, dispostas no substrato e assumem comportamento saprofítico ou parasita tanto de vegetais como de animais. A parede do corpo do fungo é formada por quitina (polissacarídeo que apresenta na sua formação cadeias de N-acetilglucosamina). A quitina apresenta-se como um polímero

insolúvel em água e em vários outros solventes orgânicos, é um polissacarídeo resistente, biodegradável, atóxico e flexível (PUTZKE, 2017).

Este grupo é conhecido como cogumelos de chapéu, entre outras denominações populares. Possuem registros de 29.900 espécies, aproximadamente 1.350 gêneros, em 130 famílias (KIRK et al., 2001).

A biodiversidade apresentada pelos *Basidiomycetes* no Brasil, é de amplitude e distribuição de grande relevância. As características ambientais, as climáticas e as territoriais favorecem a riqueza de espécies nos diferentes biomas existentes no país. Os fungos utilizam uma variedade de substratos como fontes de carbono. Por utilizarem uma variedade de substratos, os fungos são encontrados em praticamente todos os ambientes no planeta, excluindo-se a Antártida. Apesar de estarem presentes na natureza em maior número que os animais, na maioria das vezes são observados somente quando espécies terrestres produzem bonitos cogumelos ou orelhas de pau. Porém, passa despercebida a importante ação desses organismos na manutenção e ciclagem de nutrientes na natureza (SILVA et al., 2006).

Fornecem ao solo o maior volume de sua biomassa microbiana, sendo também, no solo, onde encontram a maior quantidade de matéria orgânica em vários estágios de decomposição. No entanto, os fungos considerados macrofungos, são encontrados em árvores vivas ou caídas em estado de decomposição. Dessa forma, se mostram como um grupo de indivíduos organotróficos responsáveis inicialmente pela decomposição de compostos orgânicos (HYDE, 1997).

Assim, o Território brasileiro é favorecido com os serviços ecossistêmicos desenvolvidos pelos *Basidiomycetes*, através da decomposição de matéria orgânica presente nos vegetais que lhes servem de substrato. Todos os substratos propícios ao abrigo de macrofungos como por exemplo troncos mortos, inclusive queimados, folhas depositadas, raízes e todo o conjunto da serapilheira representa grande oferta de matéria orgânica favorável ao desenvolvimento dos fungos.

*Basidiomycetes* lignocelulolíticos, possuem enzimas capazes de desestabilizar as moléculas de lignina e assim, reciclar essa importante substância disponibilizando os produtos da degradação para ação de outros microrganismos e o crescimento de plantas e indiretamente de animais, sustentando as cadeias e teias alimentares do ecossistema. As espécies saprófagas de fungos juntamente com os microrganismos (como bactérias), são decompositores de restos animais e vegetais, permitindo que os elementos químicos da matéria orgânica desses seres sejam aproveitados, ou seja, os fungos da classe *Basidiomycetes* atuam na decomposição da matéria orgânica, fato este que contribui para a fertilidade do solo, em uma grande volta desses elementos, fornecendo às plantas os nutrientes necessários (MAIA et al., 2012).

### **2.3. Ordem Agaricales**

Com referência aos estudos de maior relevância sobre a ordem *Agaricales* no Brasil, seu início ocorreu com os trabalhos do padre Johannes Rick por volta de 1905, sendo os estudos orientados pelas características macroscópicas desses fungos. Foram realizadas coletas principalmente no sul do país com resultados importantes que viabilizaram publicações científicas esclarecendo sobre a diversidade fúngica local e do território nacional (FURTADO, 2012). Acontece no início do século XIX, no Brasil, a citação para os primeiros indivíduos da ordem *Agaricales* (PUTZKE 1994).

A partir da categoria taxonômica Reino, onde estão os Fungos, constituindo o Reino Fungi, há outras categorias como filo ou divisão para os fungos e vegetais, classe, ordem, família, gênero e espécie (SOARES, 1993). São estas as categorias taxonômicas onde se acham todos os seres vivos. Das várias ordens existentes no filo *Basidiomycota*, como:

*Atheliales*, *Auriculariales*, *Boletales*, *Cantharellales*, *Corticiales*, *Dacrymycetales*, *Doassansiales*, *Geatrales*, *Gomphales*, *Gloeophyllales*, *Hymenochaetales*, *Hysterangiales*, *Phallales*, *Polyporales*, *Pucciniales*, *Russulales*, *Thelephorales*, *Tremellales* e *Urocystidiales* (FORZZA et al., 2010), destacamos a ordem *Agaricales*. Os indivíduos dessa ordem apresentam forma variada e o píleo pode manifestar cores diversas bem como modificações na superfície, apresentando-se sedosa, lisa, rugosa, escamosa ou viscosa e ainda apresentar restos do véu universal, uma membrana constituída por hifas que estão entrelaçadas fortemente, apresentando-se, de certa forma solta, tendo como função a proteção das lamelas na região do himênio e que possuem valor taxonômico (PEGLER; SPOONER, 1994; URBEN et al., 2004).

A ordem é reconhecida como monofilética e dentro dos *Agaricomycetes* constitui o maior clado. Na classe dos *Homobasidiomycetes*, estão os cogumelos moles ou de corpos carnudos, que possuem carpóforo tipicamente constituído por estipe (pé) e píleo (chapéu) e cogumelos de consistência rígida ou coriácea, representados pelos indivíduos da ordem *Poliporales*, em que morfológicamente percebemos o píleo em forma de leque com superfície lenhosa (ALEXOPOULOS et al., 1979). Também é importante notar que muitas espécies produzem seus basidiomas ou basidiocarpos em épocas diferentes durante o ano, sendo que o início da primavera é o ideal para uns e quando chega o verão saem de cena, e outros só vão aparecer na chegada do outono (ALEXOPOULOS et al., 1996).

Os fungos dessa ordem apresentam holobasídios, que são os basídios unicelulares e asseptados - cenocítico (não se formam septos primários durante a meiose), embora com a possibilidade de apresentarem septos secundários como a maioria dos fungos. Os fungos que produzem cogumelos são os mais conhecidos, por serem mais visíveis. Outros fungos também produzem corpos de frutificação macroscópicos, como os *Homobasidiomycetes*, porém o que destaca essa classe (*Homobasidiomycetes*) é a incomparável diversidade de suas formas. Além de serem possuidores dos maiores corpos de frutificação, representam provavelmente, os mais antigos indivíduos contidos em qualquer grupo de organismos (SMITH et al., 1992).

A variedade de habitats onde ocorrem os *Agaricales* é bastante ampla, indo da região do Ártico até aos Trópicos. Certas espécies desse grupo são específicas de algumas áreas, outras, no entanto, se distribuem em áreas geograficamente bem separadas; algumas espécies se adaptam bem em elevações, como exemplo podemos citar *Pleurotus ostreatus* e *Tubaria furfuracea* que frutificam em madeira da espécie *Spartocytisus supranubius* nas montanhas das Ilhas Canárias à 1900 metros de altitude (BANÑARES-BAUDET & TEJERA, 2014). Outras são encontrados em ambientes de florestas, como na Floresta Ombrófila Densa, sub-formação da Mata Atlântica, em Santa Catarina, onde temos a família *Tricholomataceae* e a espécie *Camarophyllus buccinulus* (STÜRMER e KARSTEDT, 2008).

Indivíduos da ordem *Agaricales* também são encontrados em pastagens. Bovinos e equinos favorecem o surgimento e estabelecimento desses fungos de hábito coprófilo como as espécies do gênero *Psilocybe*, uma vez que o esterco produzido por esses animais permite ambiente propício para o micélio crescer e se desenvolver. Ambientes alagados são favoráveis ao surgimento de *Psilocybe mexicana* onde encontram substratos de consistência aerada como o esfagno, matéria orgânica presente e com grande umidade, constituindo ecossistema favorável (SILVEIRA, 1995).

Muitas outras espécies, particularmente as que formam micorrizas, têm seu crescimento associado à determinados tipos de plantas. Avalia-se que 92% das famílias dos vegetais terrestres são micorrízicas. Podemos citar como exemplos de fungos micorrízicos, a família *Russulaceae* e a família *Amanitaceae*, pertencentes ao filo *Basidiomycota*, como é o caso também de *Amanita muscaria*. Existe uma dependência, por parte do fungo micorrízico,

pelo carbono fixado de forma fotossintética pelos vegetais aos quais se associam, como também o hospedeiro pode facilitar o crescimento do fungo em função do seu estado fisiológico (ALLEN et al., 2003).

Quando ocorre uma associação simbiótica do tipo mutualística, as hifas do fungo, fornecem água e nutrientes a partir do solo, para as raízes dos vegetais, em contrapartida os vegetais fornecem ao fungo os açúcares por eles produzido. Vários fungos micorrízicos não apresentam especificidade de hospedeiro, porém, um único fungo micorrízico pode desenvolver relação simbiótica com mais de um vegetal (VAN DER HEIJDEN e HORTON, 2009).

Considerando a variedade de substratos onde são encontrados e os habitats por eles ocupados, podemos dizer que a ordem *Agaricales* apresenta espécies de comportamento simbiótico, saprófito e parasita (URBEN et al., 2004).

O comportamento simbiótico ou simbiótico ocorre nas relações simbióticas de forma mutualística, ou seja, relação benéfica para ambos os simbioss, e como exemplo podemos citar os líquens e micorrizas. Nos líquens ocorre 2% de participação do filo *Basidiomycota* e 98% do filo *Ascomycota* e de algas clorofíceas e cianobactérias (PUTZKE, 2017).

Os fungos sapróbios (decompositores) são responsáveis pela degradação da matéria morta, em decomposição e conseqüentemente da reciclagem de nutrientes nos ecossistemas. São classificados segundo o tipo de substrato que colonizam como, por exemplo, lenhícolas (material lenhoso), coprófilos (esterco) e húmcolas (húmus). Como exemplo de saprófitas temos o gênero *Marasmius* Fr., com espécies que têm como único substrato as Monocotiledôneas em decomposição e espécies que utilizam apenas as Dicotiledôneas, além de espécies presentes nas duas Angiospermas (PUTZKE, 2017).

Os fungos parasitas dependem de um hospedeiro vivo, do qual retiram os nutrientes necessários para sobreviver, podendo ser uma planta ou um animal, como por exemplo o gênero *Cordyceps* que parasita artrópodes e insetos; fungos desse gênero pertencem à ordem *Hypocreales* do filo *Ascomycota* e da classe *Sordariomycetes*. Com relação aos parasitas, o gênero *Crinipellis*, por exemplo, apresenta o fungo *Moniliophthora perniciosa* (Stahel) Aime & Phillips-Mora que é um basidiomiceto da ordem *Agaricales*, este fungo ataca o cacaueiro (*Theobroma cacao*), provocando o aparecimento da doença conhecida como vassoura-de-bruxa, caracterizando-se como um fungo fitopatogênico (PUTZKE, 2017).

Muitos aspectos se mostram de grande importância para reunir determinados fungos na ordem *Agaricales* e distribuí-los em famílias, gêneros e espécies. Tais aspectos são as belas formas dos basidiomas; a trama (grupamento de hifas entrelaçadas no carpóforo); presença de estruturas estéreis como os cistídeos (estruturas localizadas em várias partes do cogumelo, com funções e nomes específicos); tamanho, forma, ornamentação e coloração de basidiósporos (esporos dos *Basidiomycetes*), além de aspectos bioquímicos (URBEN, 2017).

Alexopoulos e Mims (1979), juntamente com o trabalho de outros micologistas, considerando essas características, descreveram onze famílias para os *Agaricales*. Por outro lado, Kendrick (1992), em seu trabalho, descreve dezesseis famílias que no geral apresentam duzentos e oitenta gêneros e dez mil espécies. Como exemplo de principais famílias da ordem *Agaricales* podemos citar: *Boletaceae*, *Russulaceae*, *Hygrophoraceae*, *Amanitaceae*, *Tricholomataceae*, *Volvareaceae*, *Rhodophyllaceae*, *Strophariaceae*, *Agaricaceae* e *Cortinariaceae* (ALEXOULOPOULOS e MIMS (1979). Entre as ordens de fungos, a ordem *Agaricales* é a mais numerosa, contando com 33 famílias, 413 gêneros e aproximadamente 13.233 espécies (KIRK et al., 2002).

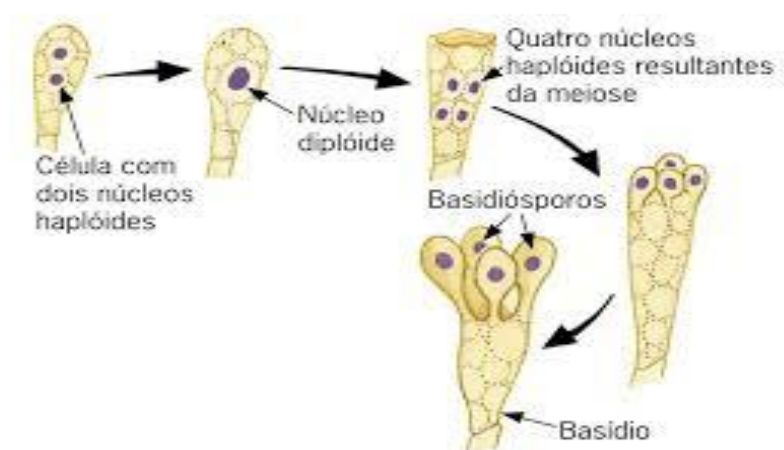
Através do auxílio da moderna taxonomia, as famílias apresentadas a seguir, são incluídas na ordem *Agaricales*: *Bolbitiaceae*, *Broomeiaceae*, *Chromocyphellaceae*, *Clavariaceae*, *Cyphellaceae*, *Entolomataceae*, *Fistulinaceae*, *Hemigasteraceae*,

*Ydnangiaceae*, *Inocybaceae*, *Lyophyllaceae*, *Marasmiaceae*, *Mycenaceae*, *Niaceae*, *Omphalotaceae*, *Phelloriniaceae*, *Physalacriaceae*, *Pleurotaceae*, *Pluteaceae*, *Porotheleaceae*, *Psathyrellaceae*, *Pterulaceae*, *Schizophyllaceae*, *Tubariaceae* e *Typhulaceae* (PUTZKE, 2017).

### 2.3.1. Estruturas

Com o advento da biologia molecular, houve uma reorganização na taxonomia, e assim, as ordens *Agaricales*, *Boletales* e *Polyporales*, estão reunidas na classe *Agaricomycetes*, subclasse *Agaricomycetidae*, sendo anteriormente reunidos na ordem *Agaricales* (PUTZKE, 2017).

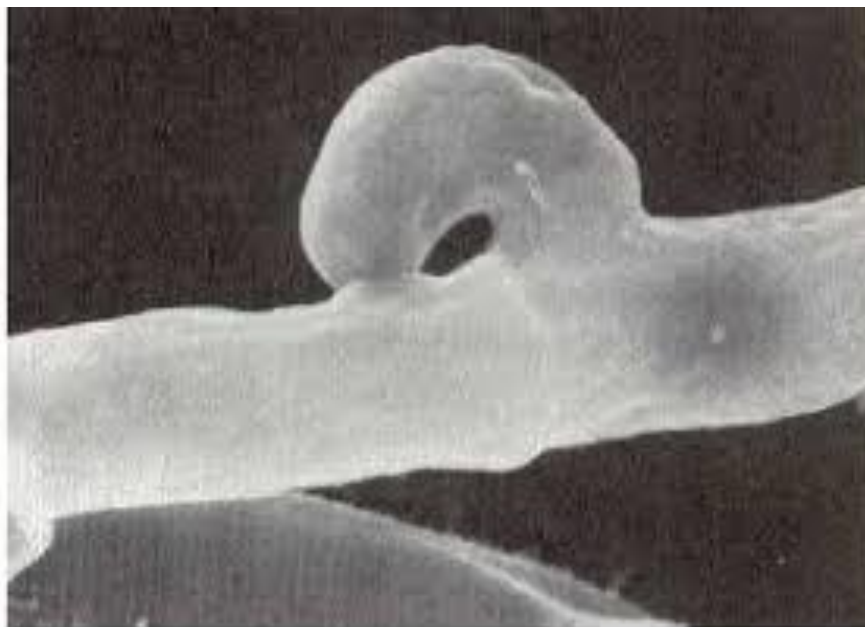
Nos *Agaricales* o himênio, que constitui a parte fértil desses macrofungos, está localizado na parte inferior do píleo, e apresenta-se em forma lamelar, porém a família *Boletaceae*, apresenta a característica poroide. Cada lâmina que forma a superfície lamelar possui as estruturas denominadas basídios, esterigma e basidiósporos. No subfiló *basidiomycotina*, o basídio (Figura 1) é uma estrutura característica e tem sua formação na camada himenial (superfície inferior). Especificamente, na ordem *Agaricales*, os basídios estão dispostos nas bordas ou extremidades das lamelas e na família *Boletaceae* tais estruturas estão localizadas nos poros (ALEXOPOULOS; MIMS, 1979; KENDRICK, 1992; URBEN et al., 2004).



**Figura 1.** Estrutura do basídio dos Basidiomicetos. Fonte: Agronomia.jatai.ufg.br.

O grampo de conexão (Figura 2), é conhecido também como ansa (ansa = asa) ou fíbula (fíbula (ae) = fivela), representa uma forma de ligação do micélio dicariótico em muitos *Basidiomycetes*, formada por um divertículo ou diminuto canal semicircular, pleurógeno com movimento para baixo e encurvando-se até atingir a célula inferior da mesma hifa, à qual se une (FIDALGO; FIDALGO, 1967). O grampo de conexão permite a condição dicariótica da hifa. Na ordem *Agaricales* o grampo de conexão é peça fundamental na classificação genérica e específica (URBEM, 2017).





**Figura 2.** Formação de grampo de conexão em hifa de Basidiomiceto. Fonte: [www.ebah.com.br](http://www.ebah.com.br) - Grampos de conexão.

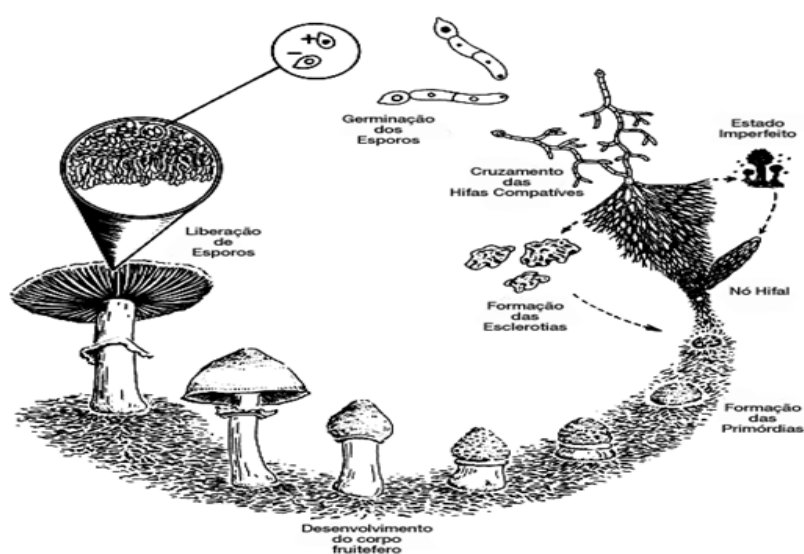
Os basídios e os basidiósporos, que são estruturas férteis, e também os cistídeos ou cistíades, estruturas estéreis, estão entre as microestruturas dos *Agaricales*. De forma geral, os basídios estão representados na forma de clava. Sobre estas clavas vão se formar esporos exógenos, os basidiósporos. Nos *Agaricales*, o basídio é caracteristicamente um holobasídio, isto é, monocelular. Essa característica, segundo Alexopoulos e Mims (1979), determina a colocação da ordem *Agaricales* dentro da classe *Basidiomycetes*. *Agaricales* possuem basidiósporos com tamanhos, formas e ornamentações variados. Tais características se traduzem em importância taxonômica para esta ordem. As paredes dos basidiósporos são espessas, constituídas em multicamadas. Conforme a espécie, tais paredes podem ou não apresentar uma região de poros germinativos definida. Apresenta como característica de importante valor taxonômico uma camada externa com variada ornamentação. Apresenta esporo uninucleado, porém pode tornar-se binucleado através de divisão mitótica do seu núcleo, mas ainda assim, origina micélio uninucleado (ALEXOPOULOS; MIMS, 1979).

### 2.3.2. Reprodução

O processo de reprodução sexuada (Figura 3), se inicia a partir de dois tipos de esporos, o da estirpe positiva (+) e o da estirpe negativa (-). Comumente existem quatro esporos por basídio sendo dois esporos positivos (+) e dois esporos negativos (-) e sendo todos haploides (n), isto é, possuem a metade do número de cromossomos da espécie. No início ocorre a germinação dos basidiósporos originando o micélio primário, septado (apocítico) e haplóide. Posteriormente ocorre a plasmogamia, quando os citoplasmas das hifas haplóides se fundem devido à dissolução da parede que separa as duas hifas, sem haver a fusão dos núcleos, levando à formação de uma hifa dicariótica (n+n), constituindo o micélio secundário (BRAGA, 1998).

Dessa forma o micélio secundário, homotático (quando o organismo completa o ciclo de vida a partir de um único talo, isto é, quando um único indivíduo, proveniente de um esporo com só um tipo de núcleo, pode cruzar com ele mesmo) ou heterotático (quando o organismo para completar o ciclo de vida necessita de dois talos compatíveis) passa a formar

o micélio terciário (dicariótico), que geralmente possui o grampo de conexão (crescimento recurvado de uma célula que, na divisão celular, age como ponte para permitir a passagem de um dos produtos da divisão nuclear, para a penúltima célula, mantendo assim a condição dicariótica da hifa). O micélio terciário sofre diferenciação e forma o basidioma maduro, e nas lamelas estará formado o basídio de caráter dicariótico ( $n+n$ ) na célula apical. No basídio, agora formado, ocorre a cariogamia, caracterizada pela fusão de dois núcleos originando um núcleo diplóide ( $2N$ ), que sofre meiose dando origem a quatro núcleos meióticos, consequentemente haploides. Na parte superior do basídio formam-se quatro esterigmas e o desenvolvimento de quatro basidiósporos vazios, quando, então, os núcleos e os citoplasmas convergem para os esporos individuais. Normalmente, cada basidiósporo terá um núcleo (+) ou (-), assim, tipicamente um basídio terá dois basidiósporos com núcleos positivos (+) e dois com núcleos negativos, fechando o ciclo de vida. Fungos desse grupo possuem uma única reprodução sexual por ano (LUZ, 2008).



**Figura 3.** Ciclo de vida e reprodutivo dos Basidiomicetos. Reprodução sexual da dos Basidiomicetos, desenvolvimento do basidioma a partir da germinação dos esporos e a formação das hifas uninucleadas que quando compatíveis geram uma hifa dicariótica fornando o micélio secundário e a formação dos primórdios, basidioma, esporos. Fonte: Teonanacatl, 2011.

### 2.3.3. Importância alimentar

Com relação ao aspecto alimentar, quatro cogumelos são cultivados e consumidos em grande parte do mundo. São eles: *Agaricus bisporus* (Champignon-de-Paris), *Lentinula edoddes* (shiitake), *Pleurotus ostreatus* (cogumelo-ostra) e *Volvariella volvaceae* (cogumelo-palha) (ALEXOPOULOS; MIMS, 1979; HAYVES; WRIGHT, 1979; RAJARATHNAM; BANO, 1988, 1989).

Quanto ao valor nutricional, é dito que todos os vinte e um aminoácidos necessários à nutrição humana estão presentes nos cogumelos (ANDRADE, 2015; BADO, 1994). As proteínas estão presentes em grandes quantidades. Os cogumelos em relação a certos alimentos que ingerimos cotidianamente como arroz e trigo, oferecem o dobro de proteína (BADO, 1994). Muitos alimentos do cotidiano não oferecem a quantidade de carboidratos encontrada em muitos macrofungos. Nos cogumelos frescos, pode estar contida uma quantidade de carboidratos muito maior que em outros alimentos (BADO, 1994). Os lipídios

também fazem parte da constituição bioquímica dos cogumelos. Os ácidos graxos saturados estão em menor quantidade e os insaturados em maior quantidade e são considerados benéficos para a saúde (URBEN, 2017).

#### 2.3.4. Importância farmacológica

A produção de fármacos é outro aspecto interessante sobre os *Agaricales*. Entre estas substâncias, podemos citar o polissacarídeo Lentinan, quimicamente identificado como  $\beta$ - 1, 3 – glucana, isolado de *Lentinula edodes* (shiitake), usado como antitumoral; também a substância eritadenina, cujo composto químico é o (ácido 2 (R), 3 (R) – dihidroxi - 4 - (9 adenil) butírico), que apresenta ação anticolesterol, também isolado de *Lentinula edodes* (HAYES; WRIGHT, 1979). *Agaricales* como o fungo *Amanita muscaria*, fornece as substâncias muscinol e o ácido ibotênico, que podem ser utilizados no tratamento da esquizofrenia, uma disfunção do sistema GABA (ácido  $\gamma$  – amino butírico). Existem mais *Agaricales* para os quais são apontadas propriedades antitumoral e anticolesterol como *Pleurotus*, *Flammulina velutipes*, *Agaricus bisporus* e *Agaricus blazei*. Os alucinógenos psilocibina e psilocina obtidos das espécies *Psilocybe mexicana* e *Amanita phalloides*, são utilizados com propósitos farmacológicos em alterações mentais (BALAKRISHNAN; NAIR, 1994).

#### 2.3.5. Importância biotecnológica

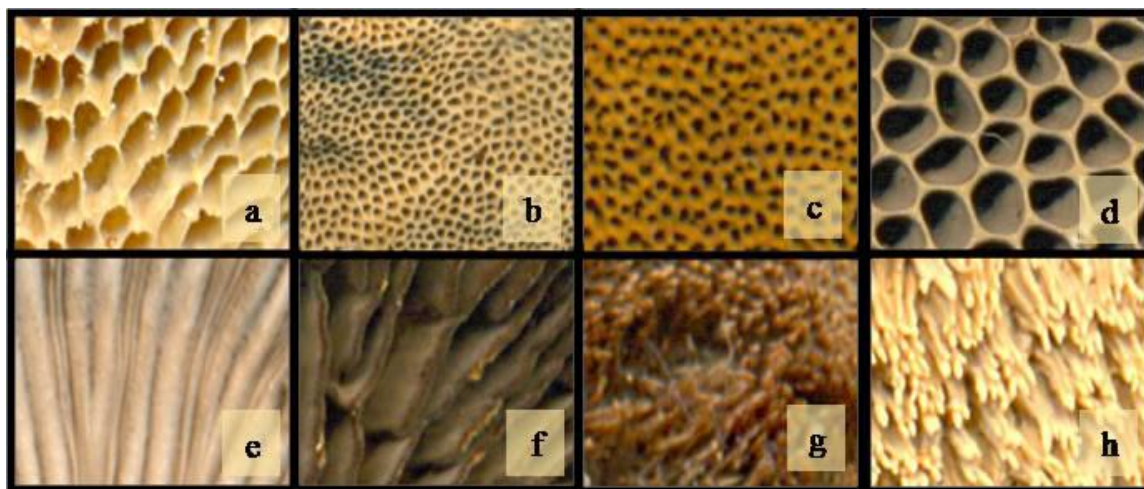
A importância biotecnológica atribuída à ordem *Agaricales* está no fato dos fungos da subdivisão *Basidiomycotina* produzirem as enzimas celulasas e lignases, em especial as ligninas peroxidases devido à sua atuação no ciclo do carbono por ocasião da decomposição dos resíduos vegetais realizados pelos Basidiomicetos. Numa visão biotecnológica, tais enzimas possuem alto valor considerando sua aplicabilidade em muitos processos. Segundo WISEMAN (1975), as celulasas são utilizadas para os seguintes propósitos: Dissolução de paredes celulares para consumo alimentar, produção de ágar-ágar de algas marinhas, pré-processamento para prevenir a gelificação, coadjuvante na extração de óleos vegetais, amaciamento e flavorização de cogumelos, auxiliar digestivo em ração e em alimentos vegetais, remoção de resíduos fibrosos, recuperação de amido e gomas de resíduos fibrosos e preparação de frutas e verduras desidratadas (WISEMAN, 1975).

Podem ser citados como produtores de celulasas os seguintes *Agaricales*: *Leucoprinus gongylophorus* (BACCI et al., 1995); *Vouvariella volvacea* (CAI et al., 1994); *Phanerochaete chrysosporium* (KAURI; KUSHNER, 1988); *Coniophora puteana*; *Lentinula edodes* e *Pleurotus ostreatus* (SCHMIDT; KEBERNIK, 1988). Ocorrem *Agaricales* reconhecidamente excelentes produtores dessas enzimas, como: *Phlebia radiata* (VARES et al., 1995), *Phanerochaete chrysosporium* (CAMARERO et al., 1994; MAYFIELD et al., 1994) e *Phanerochaete sórdida* (KONDO et al., 1994). Outros produtos também são produzidos ou originados de cogumelos da ordem *Agaricales* como fibras, ácidos graxos, vitaminas e sais minerais.

#### 2.4. Ordem *Polyporales*

Os indivíduos da ordem *Polyporales* apresentam aspectos amplamente diversificados, são indivíduos eucariotos, heterotróficos e sua reprodução por esporos se apresenta bastante variada e os seus ciclos de vida se mostram diferenciados (KIRK et al., 2008).

Atualmente a classificação dos fungos que apresentam poros têm revelado que a forma tubular (Figura 4), encontrada no himênio representa um caráter que evoluiu várias vezes no grupo dos basidiomicetos, indicando uma convergência morfológica entre a variedade de fungos para o aumento da superfície destinada à produção de basidiósporos (HIBBETT & BINDER, 2002).



**Figura 4.** Poliporóides (*Basidiomycota*). Tipos de superfície himenial. a: poróide angular; b: poróide circular; c: poróidededalóide; d: poróide hexagonal; e: falso-lamelar; f: lamelar; g: hidnóide; h: irpicóide. Fotos: M. C. Abrahão.

As características que se destacam para a delimitação dos gêneros de fungos com poros são: reação de fenoloxidasas, tipo de septos das hifas generativas presentes na margem de crescimento da colônia, engrossamento da parede das hifas, cystídios, sexualidade, hospedeiro e comportamento nuclear dos micélios (RAJCHENBER, 2006).

O himênio se caracteriza por revestir os tubos internamente, nos quais ocorre a produção das estruturas férteis como basídios e basidiósporos e basidiolos (Basídio imaturo, no qual ainda não se desenvolveram os esterigmas) e outras que são estéreis como cystídios, medas (agrupamento de estruturas à maneira de um cone. Hifas agrupadas dos Basidiomycetes que, atravessando o himênio, se projetam no exterior) e setas (cerdas, formação pilosa estéril, estruturas escuras, rígidas, presentes no himênio de certos *basidiomycetes*) (GUERRERO, 2003). Os basídios são os locais de formação dos basidiósporos sexuais depois de passarem pela cariogamia e a meiose. Os basídios têm clara importância para a reprodução sexual, no entanto para a identificação de espécies de macrofungos portadores de poros, se mostram de menor valor. Com relação aos basidiósporos, estes são estruturas de grande importância na identificação e podem mostrar variadas formas e tamanhos. Estes fungos são considerados gimnocárpicos porque desde o início da formação do basidioma o himênio fica exposto. A superfície himenial tem grande importância e apesar de um tipo se mostrar dominante pode ocorrer outros tipos (ABRAHÃO, 2009).

## 2.5. Ordem Auriculariales

Esta ordem reúne os fungos pertencentes à classe *Agaricomycetes* onde estão grande parte das espécies identificadas como heterobasidiomicetos ou fungos gelatinosos, como também são conhecidos, pois apresentam um basidiocarpo gelatinoso e seus esporos são produzidos em basídios septados (apocíticos). Todas as espécies dessa ordem são

consideradas saprófitas ou saprofíticas e para a maioria a madeira em decomposição caracteriza o seu substrato. Várias espécies desses macrofungos são produzidos como fonte de alimento em ritmo comercial principalmente na China (URBEN et al, 2004).

Diversas espécies de *Auricularia* têm seu cultivo destinado para alimentação, como por exemplo *Auricularia auriculae-judae*, em especial na China, como também a espécie *Auricularia polytricha* e *Auricularia delicata*. Algumas espécies possuem basidiomas conspicuos, em forma de botão, de lobo auricular ou de esxudado. A superfície que contém esporos (himenóforos), podem ter o aspecto verrucoso, dendado, lisos ou poróide. Outras espécies possuem basidiomas secos e coriáceos.

Uma revisão dessa ordem foi realizada pelo micologista Robert Bandoni (1984), utilizando microscopia de transmissão eletrônica na investigação dos poros de aspecto septais do *Auriculariales*. Ficou comprovado que as espécies com basídios ‘auricularioides’ não têm a rigor, proximidade parental, além do que os *Auriculariales* possuíam proximidade maior com os *Exidia*, um gênero pertencente à família *Auriculariaceae* cujas espécies são consideradas saprotróficas e tem ocorrência em madeira morta ou de tombamento recente e seus basidiocarpos são de consistência getatinosa. Possuem corpos frutíferos ou basidioma variado como lobados, em forma de botão ou de corpos ou ainda pustulares e os seus aparentados com basídios ‘tremeloides’ e não com outros indivíduos auricularioides (BANDONI, 1984). Através de uma estimativa realizada em 2008, foi considerado que a ordem *Auriculariales* possuía 32 gêneros e algo além de 200 espécies (KIRK, 2008).

Esta ordem está dividida em três famílias: A) - Possuindo himênio externo e um tipo de basídio simples, que se origina diretamente de uma hifa: *Auriculariaceae*. B) - Possuindo himênio externo e basídio que se forma de um probasídio ou hipobasídio: *Septobasidiaceae*, C) - Não possuindo himênio externo e sim fechado em estrutura chamada perídio: *Phleogenaceae*.

Os membros das famílias *Septobasidiaceae* e *Phleogenaceae* são de espécies geralmente parasíticas e não causam podridões em madeira, já a família *Auriculariaceae*, seus membros são, na sua maioria, causadores de deterioração em madeira; no entanto, aparentemente eles somente se aproveitam do resultado do ataque de outros organismos, não sendo eles mesmos a causa de podridões primárias (BOYCE, 1938). Desta família, o gênero maior, mais conhecido e o mais importante, é o *Auricularia*. Os fungos contidos nesse grupo, apresentam consistência gelatinosa, corpo mole em estado fresco. Realmente mostram alguma aparência com a orelha humana. Geralmente são curto-pedicelados. Em condição seca são muito membranosos e coriáceos, no entanto voltam à condição gelatinosa e ao aspecto úmido quando são molhados ou umedecidos, ainda que estejam secos por muitos anos. Pequenos e delicados pêlos podem ou não os recobrir.

Para ocorrer a classificação de uma espécie nesse gênero, é preciso considerar alguns elementos macroscópicos formadores do basidioma como Píleo: quanto aos quesitos tamanho, forma, consistência, com estipe ou não, Superfície: quanto à pilosidade, conformação e cor. Quanto aos elementos microscópicos, se evidencia o contexto: consistência, cor, espessura; hifas do contexto: reação em hidróxido de potássio (KOH), espessura, cor, septação, direção predominante, ramificação; se ocorre ou não camada medular. Himênio: basídios: formato e dimensões; cor e conformação da superfície; esporos: forma, cor e dimensões (BOYCE, 1938).

Na visão como grupo, a distribuição desses fungos tem aspecto cosmopolita. Em 2008, foi feita uma estimativa que apontava a ordem *Auriculariales* contendo 32 gêneros com um número superior a 200 espécies (KIRK, 2008). Várias espécies da família *Auriculariaceae* são comestíveis, e as espécies *Auricularia auricula-judae* e *Auricularia polytricha*, são produzidas comercialmente, especialmente na China e Sudeste Asiático. São denominados

comercialmente como cogumelo-negro ou cogumelo-orelha e são exportados na forma seca, em pó ou inteiros.

## 2.6. Fungos ou Cogumelos Comestíveis

Se perde na história do homem o uso de cogumelos como alimento. Desde o século XVII existe o cultivo de cogumelos na Europa, uma prática encontrada em muitas partes do mundo atualmente. O povo japonês cultiva há vários séculos, sobre troncos em decomposição, o cogumelo shiitake. Atualmente esse cogumelo é encontrado amplamente em regiões do ocidente. Muitos fungos hoje são cultivados devido à grande aceitação como alimento em vários países. Além do aproveitamento na culinária, os fungos têm sua utilidade na indústria farmacêutica e por isso são produzidos em escala industrial. São utilizados na fermentação para fabricação de bebidas e alimentos (TERÇARIOLI et al., 2010).

Vários fungos Basidiomicetos que são decompositores de madeira e de outros materiais lignocelulósicos, se classificam também como fungos comestíveis, assim é o caso do *Lentinus strigosus* de ocorrência na Amazônia e do fungo *Oudemansiella canarii* de ocorrência em fragmentos da Mata Atlântica. O cultivo desses organismos tem evoluído com o tempo e atualmente é considerada uma atividade de importância econômica, em especial, a produção de espécies dos gêneros *Agaricus*, *Pleurotus* e *Lentinus* (GUZMÁN et al., 1993).

A produção de cogumelos comestíveis vem ganhando espaço também na mesa dos ocidentais, estima-se que aproximadamente 2.000 espécies são catalogadas como potencialmente comestíveis, sendo necessário desenvolver mais pesquisas para se ter um conhecimento mais claro da situação. Aproximadamente 25 cogumelos são utilizados na culinária atualmente e um número ainda menor é cultivado.

Algumas espécies de cogumelos podem ser cultivadas para alimentação. Dentre estes, somente seis são cultivados em demanda industrial e podemos citar: *Lentinula edodes*, *Flammulina velutipes*, *Pleurotus ostreatus*, *Agaricus bitorquis*, *Volvariella volvacea* e *Agaricus brunnescens*.

## 2.7. Importância e Papel dos Cogumelos no Ambiente

Os fungos possuem fundamental importância nos ecossistemas aquáticos e terrestres em função de seus papéis como sapróbios, parasitas ou simbioses e também como constituintes do último nível trófico na função de decompositores. Em qualquer lugar que haja matéria orgânica a ser decomposta, também são encontrados os sapróbios. Os fungos têm importância primordial nos diversos ambientes, estando entre os principais responsáveis pela ciclagem de nutrientes, sobretudo nos ecossistemas florestais.

Várias espécies têm sido consideradas como indicadoras de distúrbios em florestas naturais, uma vez que são encontradas unicamente em áreas com maior preservação; muitas dessas espécies têm o comportamento de colonizarem apenas troncos grandes, que já estão em avançado processo de degradação (SAMUELSSON, et al. 1994).

Os fungos exercem atuação também sobre a liberação de elementos químicos como nitrogênio (N), fósforo (P), potássio (K), enxofre (S) entre outros, num processo de mineralização; atuam no combate à lixiviação quando estocam elementos, mas podem também imobilizar elementos o que os tornam conseqüentemente prejudiciais; atuam no transporte de água, de minerais e outros elementos entre o solo e a planta ou mesmo entre as plantas. A atuação dos fungos se manifesta também através da modificação das taxas de água e no movimento de íons; no acúmulo de materiais tóxicos; na alteração da permeabilidade do solo e no processo de agregação; na modificação da troca iônica e da capacidade de campo do

solo; na remediação do solo; na síntese de substâncias húmicas; na cadeia alimentar; na síntese de substâncias que exercem influência bioquímica no ambiente como antibióticos, polissacarídeos, proteínas, e outros compostos; como estimulante da germinação de sementes, além de outras funções (WICKLOW & CARROL, 1981).

Possuem intervenção positiva no ambiente uma vez que os substratos utilizados para seu cultivo, substratos lignocelulósicos, têm origem em produtos naturais e no final o processo não se constitui em emissores de lixo (WASSER, 2005).

## **2.8. Importância Econômica dos Cogumelos no Mundo**

Referente ao aspecto econômico, podemos citar como um dos processos mais importantes que envolvem a utilização de fungos a transformação de resíduos de lignina-celulose, que resulta na produção de cogumelos comestíveis. Como importância econômica, é possível indicar a produção de polissacarídeos que são usados em vários seguimentos da indústria alimentícia, farmacêutica, têxtil, cosmética, química, entre outras. Além dessas aplicações, os polissacarídeos atuam como substâncias emulsificantes (moléculas que possuem um lado que atrai a água, enquanto outro a repele, por isso consegue agir na interface entre líquido e gordura, fazendo com que as substâncias não se dispersem), texturizantes (substâncias que mudam a textura dos alimentos), estabilizantes (aditivos alimentares que asseguram as características físicas de emulsões e suspensões) e espessantes (substância que pode aumentar a viscosidade de um líquido sem substancialmente alterar suas outras propriedades), propriedades amplamente usadas pela indústria (KARACSONYI; KUNIAK, 1994). Não só polissacarídeos, mas compostos fenólicos são produzidos pelos macrofungos. Estas substâncias agem como antioxidantes e são exemplos de antioxidantes fenólicos vindos dos fungos, os ácidos fenólicos, os tocoferóis, os taninos e os flavonoides (STAFUSA, 2013).

## **2.9. Fungos na Medicina**

A classe *Gasteromycetes*, representa uma classe bem definida do filo *Basidiomycota* com aplicação medicinal. Alguns desses fungos são utilizados por séculos em aplicações medicinais, principalmente em países do Oriente, e como consequência dessa prática temos hoje, à disposição, várias substâncias de comprovada ação farmacológica. Algumas espécies foram manuseadas pelos chineses no tratamento de doenças como epilepsia, gota, reumatismo e câncer (ALEXOPOULOS et al., 1996).

Entre os Basidiomicetos, pertencentes à família *Ganodermataceae*, existe o fungo *Ganoderma lucidum*, muito estudado pelas características medicinais que apresenta, entre elas a imunomodulação e a atividade antitumoral devido à polissacarídeos e triterpenóides, substâncias presentes neste fungo e utilizadas com fins terapêuticos já há séculos no Japão, na Coreia e na China (URBEN, 2014).

Dentro do território brasileiro, a Agência Nacional de Vigilância Sanitária (ANVISA), não reconhece o aspecto medicinal dos cogumelos, não obstante serem a bastante tempo já utilizados na Europa, América do Norte e parte do continente asiático. Porém, o cultivo de fungos com potencial medicinal mostra-se relevante e a produção de produtos derivados de fungos e o aumento do conhecimento de sua aplicação na medicina, favorecerá a aceitação e utilização por parte de um número maior de usuários no Brasil. Os polissacarídeos de macrofungos, têm merecido estudos já de longa data, sobretudo pelas propriedades que apresentam como, antiinflamatória, anticoagulante, imunomoduladora, além de outras de ação também terapêutica (ZAIDMAN et al., 2005).



Os compostos fenólicos produzidos por macrofungos, são substâncias que exercem o papel de antioxidante, agindo na prevenção de doenças neurológicas, cancerosas e cardiovasculares. Também possuem papel antiinflamatório, assim como alguns polissacarídeos e impede a agregação de plaquetas do sangue. A proteção dessas substâncias, conferidas às moléculas de ácido desoxirribonucleico (DNA), permite uma defesa contra processos cancerígenos (HARBORNE; WILLIAMS, 2000).

## 2.10. Fungos Comestíveis no Brasil

A produção de cogumelos comestíveis, comum entre populações de outros países, é uma prática biotecnológica que vem crescendo a cada dia no Brasil. O conhecimento sobre os cogumelos comestíveis e seus usos no Brasil, estão em pleno desenvolvimento, não sendo poucos os estudos desenvolvidos, direcionados aos cogumelos classificados como macrofungos e com potencial comestível. O Território brasileiro, está se aproximando dos costumes gastronômicos vindos das culturas asiática e européia no que se refere ao consumo de cogumelos comestíveis. Em contato com esses povos, o Brasil adquiriu alguns hábitos alimentares, sendo o consumo de cogumelos comestíveis um deles (ANGELI et al., 2002).

Entre os anos de 1968 e 2004 houve um aumento significativo na produção de cogumelos comestíveis no Brasil, passando de 20 para 5.000 toneladas. São exemplos de cogumelos cultivados no Brasil: *Boletus edulis* (fungi secchi), *Pleurotus ostreatus*, *Lentinula edodes* (shiitake) e *Agaricus bisporus* (champignon de Paris). Além desses existem aqueles que são nativos e comestíveis, mas não são produzidos comercialmente, como por exemplo: *Auricularia fuscusuccinea*, *Macrolepiota procera*, *Polyporus tenuiculus* e *Oudemansiella canarii* (TERÇARIOLI et al., 2010).

Até o ano de 1995, de forma comercial, apenas as espécies *A. bisporus*, *P. ostreatus* e *L. edodes* eram produzidos. Já ocorre um aumento no uso de cogumelos como alimento no Brasil, e estes apresentam sabor agradável somado ao seu alto valor nutricional, além de possuírem sais minerais e vitaminas. Da família *Agaricales*, destacamos o *Oudemansiella canarii*, presente em todo o Território nacional, ocupando vários biomas (RUEGGER, et al., 2001).

Apesar da herança recebida, a ingestão de cogumelos comestíveis no Brasil é modesta em comparação com outros países, tanto em função do pouco conhecimento que ainda persiste na população sobre os benefícios do seu consumo e ainda outras duas razões: primeiro, quanto ao sabor, pois mesmo sendo comestíveis o gosto e/ou o cheiro de alguns deles podem não agradar a todos como o que se observa com a espécie *Laetiporus sulphureus* (Bull.) Murrill (1920), que mesmo tendo um sabor um tanto apimentado é muito seco. A segunda razão, é o consumo em quantidade exagerada que pode causar dores estomacais, como ocorre com *Armillaria mellea* Fries (1821), conhecido como cogumelo mel (GONÇALVES, 2012).

De qualquer forma, o aspecto positivo que envolve o consumo de cogumelos no Brasil é o fato da procura e da produção estarem aumentando em torno de 30% ao ano, sobre tudo em relação ao Shimeji e o Shiitake que representam os cogumelos mais consumidos entre os brasileiros (FAPEMG, 2005 e SEBRAE, 2006). Shiitake significa cogumelo da madeira, em japonês. O cultivo desse cogumelo no Brasil é realizado em pó de serra ou em troncos de eucalipto (*Eucaliptus* sp.) de um metro de comprimento e aproximadamente dez centímetros de diâmetro. Em um desses troncos pode ser produzido de cinco a seis safras de cogumelos (SEBRAE, 2005).

A produção de cogumelos comestíveis, comum entre populações de outros países, é uma prática biotecnológica que vem crescendo a cada dia no Brasil. As condições climáticas



também interferem na produção de cogumelos comestíveis no Brasil. Devido ao clima das regiões Sudeste e Sul, temos as condições favoráveis para que as espécies *Lentinula edodes* (Shiitake) (Berk) Pegler, *Agaricus bisporus* (Champignon-de-Paris) e *Pleurotus* spp., formem o grupo de cogumelos comestíveis mais cultivados no Brasil. Para as outras espécies de cogumelos comestíveis, existe maior dificuldade na sua produção em função do clima extremamente quente na maior parte do ano no território brasileiro, o que obriga os produtores ao uso de câmaras climatizadas, fato que aumenta os custos com a produção dos cogumelos (SEBRAE, 2005).

Segundo Trierveiler-Pereira & Baseia (2009), quarenta espécies foram registradas para o Brasil até 2009. Na verdade, vem crescendo o cultivo de cogumelos em várias partes do Brasil, uma vez que essa cultura permite a reciclagem de determinados resíduos agrícolas e agro-industriais. Em função do aproveitamento desses resíduos, o cogumelo *Agaricus bisporus* (J.E. Lange) Imbach (1946), conhecido como champignon-de-Paris, representa a primeira espécie de cogumelo comestível a ser cultivada no Brasil. Além desta posição de destaque para o *Agaricus bisporus* também o *Pleurotus ostreatus* (Jacq. Ex Fr.) P. Kumm, 1871 e o *Lentinula edodes* (Berk) Pegler, tornaram-se os cogumelos mais populares no Território brasileiro, ficando o *A. bisporus* em primeiro lugar e o *P. ostreatus* em segundo lugar no ranking dos cogumelos mais consumidos no Brasil (GRUPO URAKAMI, 2009). São exemplos de cogumelos cultivados no Brasil: *Boletus edulis* (fungi secchi), *Pleurotus ostreatus*, *Lentinula edodes* (shiitake) e *Agaricus bisporus* (champignon-de-Paris) (RUEGGER, et al., 2001).

Em certas partes do Brasil o cultivo de cogumelos comestíveis se mantém de forma bastante tradicional, como se observa no estado de São Paulo, na região de Mogi das Cruzes, onde o cultivo de cogumelos é realizado da forma antiga e geralmente por famílias chinesas que preservaram as técnicas vindas de muitas gerações e não são empregados conhecimentos científicos mais elaborados (COUTINHO, 2004).

No que se refere ao cultivo com finalidade comercial, o cultivo de cogumelos comestíveis em proporção comercial iniciou-se no Brasil a partir de 1950 através de imigrantes italianos que habitaram as regiões de Cabreúva e Atibaia, também no estado de São Paulo (BONONI, 2003).

A região do Alto Tietê (SP) é a maior produtora de cogumelos porém, o consumo per capita de cogumelos ainda tem pequena expressividade, ficando em torno de 0,6 kg/ano em comparação com o consumo de países da Ásia e da Europa em que o consumo é de 3 a 3,5 kg/ano (VILELA, 2009).

A ordem *Agaricales* é de grande importância para o Brasil, pois é uma das maiores e de grande valor na diversidade de macrofungos, possuindo o maior número de espécies de cogumelos comestíveis. Sua importância se traduz no fato de ocorrerem em vários habitats, isto é significativo para o Brasil dado ao grande número de Biomas no Território (URBEN, 2017).

Uma grande quantidade de fungos da classe *Basidiomycetes* decompositores de materiais lignocelulósicos, se classificam como fungos comestíveis, assim é o caso do *Lentinus strigosus* Fr. (1825), de ocorrência na Amazônia brasileira, como outros fungos que agora começam a ser descobertos e utilizados na gastronomia brasileira. Existem cogumelos nativos e comestíveis, no Território Nacional que não são produzidos comercialmente no Brasil como por exemplo: *Auricularia fuscosuccinea* (Mont.), *Macrolepiota procera* (Scop.) Singr, *Poliporus tenuiculus* (P. Beauv) Fr. e *Oudemansiella canarii* (Jungh.) Höh, 1909. O cultivo desses organismos tem evoluído com o tempo e atualmente é considerado uma atividade de importância econômica, em especial, a produção de espécies dos gêneros *Agaricus* L. ex. Fr., *Pleurotus* (Fr.) P. Kumm, 1871 e *Lentinus* (GUZMÁN et al., 1997).

A produção dos cogumelos comestíveis tem o sucesso da sua qualidade relacionada com o substrato utilizado e representa uma fase importante da produção, pois muitas das propriedades organolépticas presentes nos cogumelos são fornecidas pelo substrato. A grande quantidade de serragem que as indústrias madeireiras produzem, pode ser direcionada para a produção de cogumelos objetivando um destino ecologicamente correto para estes resíduos, diminuindo o acúmulo desse material. Dessa forma, poderia ser incentivado o uso de serragem produzida pelas serrarias do território brasileiro para o cultivo de cogumelos comestíveis. Conforme Bononi et al. (1999), podem ser citadas as seguintes espécies de fungos comestíveis localizadas nas florestas do Brasil, *Armilaria mellea* (Vahl) P. Kumm; *Auricularia delicata* (Mont. Ex Fr.) Henn; *Agaricus silvaticus* Schaeffr. (1833); *Auricularia fuscosuccinea* (Mont.); *Agrocybe perfecta* (Rick) Sing; *Coprinus comatus* (O. F. Mull) Pers; *Flavolus brasiliensis* (Fr.) Fr.; *Laetiporus sulphureus* (Bull.) Murril; *Lepista nuda* (Bull.); *Macrolepiota procera* (Scop.) Singer; *Oudemansiella canarii* (Jungh.) Höhn, 1909; *Pleurotus ostreatoroseus* e *Suillus edulis*. Acrescente-se à essa relação o macrofungos *Panus strigellus* cuja produção ocorre em Manaus (ISHIKAWA, 2012).

## 2.11. Roça de Toco do Povo Yanomami

Os índios Yanomami, estão divididos em quatro grupos linguísticos: Ninam, Sanumá, Yanomae e Yanômami. No lado brasileiro, o território Yanomami, com uma extensão de 9.664.980 hectares ou 96.650 Km<sup>2</sup>, se espalha pelos Estados do Amazonas e de Roraima, formando a sétima maior população indígena do país, com cerca de 38.000 indivíduos, distribuídos em 228 comunidades (ISA, 2016).

Os índios Yanomami, como a grande parte dos povos indígenas, desenvolvem a roça de tocos, uma prática de cultivo na qual durante o processo os cogumelos Yanomami são produzidos. O processo que constitui a roça de tocos se desenvolve através da derrubada de uma parte da mata, sua queimada, o pousio e a volta à utilização da área para o plantio, obedecendo intervalos de três ou quatro anos entre um plantio e o próximo.

Técnicas indígenas de cultivo e produção de alimentos não usam agrotóxicos, os quais são amplamente usados em outras práticas de cultivo pelo não indígena. O uso predatório dos recursos naturais e a destruição da natureza, de forma geral, é substituído pelo uso racional dos recursos disponíveis no ambiente pelo povo Yanomami. Muito das suas práticas ancestrais ainda são mantidas, como por exemplo, o plantio através do sistema chamado roça de tocos. O termo “roça de toco” tem origem na forma como os Yanomami preparam a terra para o cultivo da mandioca (*Manihote sculenta*), quando escolhem um lugar considerado apropriado, mantendo o sistema de rodízio.

A produção nessas roças se inicia com a abertura de determinada área de selva com o uso de facão, foice e machado. Derrubam as árvores e fazem a queimada, nesse processo as cinzas do material vegetal (matéria orgânica do entorno) ficam no solo e deixam os troncos que não queimaram totalmente, espalhados no local. O não uso de maquinário permite a permanência dos tocos de árvores na área de plantio. Após o resfriamento do solo as mudas de mandioca são plantadas e num intervalo de noventa dias depois do plantio, começam a surgir os primeiros cogumelos nos troncos caídos que não foram plenamente consumidos na queimada e esses cogumelos vão se transformar em alimento. A roça dos Yanomami é abandonada, colocada em pousio e após um período de três ou quatro anos é reutilizada. Entre o pousio e a recuperação da mata é o período quando ocorre o surgimento das quinze espécies de cogumelos comestíveis (ISA, 2016).

Convém ressaltar que a roça de toco desenvolvida pelos Yanomami se encaixa nos padrões do que encontramos na descrição de Mazoyer e Roudart (2010), onde a prática de

derrubada e queimada para o desenvolvimento dos cultivos são feitos em florestas densas, floresta secundária, savana, capoeira e outros ambientes. A prática é feita na área anteriormente roçada, porém “sem destocagem”, ou seja, sem a retirada dos tocos. As áreas assim trabalhadas são utilizadas num período de “um, dois ou três anos”, eventualmente pode se estender esse período e logo após são deixadas em pousio por um tempo antes de serem desmatadas, queimadas e novamente cultivadas (MAZOYER e ROUDART, 2010).

A roça de toco, que parece ser uma forma de plantio desenvolvida e utilizada por quase todas as comunidades indígenas, se constitui em técnica aprendida com os caboclos, os caipiras e sertanejos, tendo sido no passado, uma das formas mais aplicadas para o cultivo de alimentos no Território brasileiro. Certos grupos indígenas passaram a utilizar estas práticas de cultivo da terra, porém a prática da roça de toco, na sua forma original, descartando o uso de maquinário e insumos agrícolas, permanece sendo praticada por muitos indígenas que dessa forma tiram da floresta sua alimentação de maneira a não destruir o seu ambiente, mantendo a preservação da floresta. Ao contrário da roça de tocos dos Yanomami, o tipo de plantação com a utilização de maquinário e insumos agrícolas, se faz presente em muitas outras áreas de plantio na floresta Amazônica, colocando parte desse bioma em um ciclo constante onde acontecem as derrubadas, a queima e o abandono da área por um espaço de tempo de três ou quatro anos, caracterizando um pousio em função do empobrecimento e esgotamento do solo (FEARSLIDE e BARBSOSA, 1998).

A roça de toco não é uma prática de cultivo atribuída exclusivamente aos Yanomami ou colocada de lado na atualidade. Ainda se pratica variadas formas de plantio através da derrubada e queimada, que se estende por florestas tropicais localizadas na Ásia, na América do Sul e na África. Esta prática está sob vários nomes como por exemplo, em Madagascar chama-se tavy, na África é lougan, na Indonésia seu nome é ladang, na Filipinas chama-se kaingin, na Península Indochinesa recebe o nome de ray e na América Central é conhecida por milpa. São cultivos temporários que em geral duram apenas um, dois ou no máximo três anos, raramente de maior duração (MAZOYER e ROUDART, 2010).

### 2.11.1. Ocorrência dos cogumelos Yanomami

O conhecimento dos cogumelos como medicamentos, alimentos e utilizados em rituais religiosos e manifestações culturais teve início no Brasil no século XIX através dos indígenas. Muitos grupamentos indígenas do Brasil são conhecidos como micófitas, como os Bororó, os Umutina, os Caiapó, os Yanomami, os Escuana, entre outros (URBEN et al., 2004). Especificamente com relação aos Yanomami, eles constituem um grupo social de caçadores e agricultores da floresta tropical, situada no Norte da Amazônia Legal.

As terras Yanomami ocupam 96.650 Km<sup>2</sup> na floresta tropical, possuindo assim uma rica biodiversidade que é aproveitada por um subgrupo da etnia Yanomami denominado de Sanõmas, que habitam uma área Yanomami próxima à fronteira com a Venezuela, no extremo noroeste de Roraima conhecida por Awaris. Costumam incluir na sua alimentação espécies de cogumelos comestíveis, surgidos no seu sistema de plantio. Sete deles, foram identificados como novas ocorrências na literatura científica (ISA, 2016). Em conformidade com o desenvolvimento da roça dos Yanomami, o surgimento dos cogumelos ocorre em épocas diferentes do ano. Os cogumelos reunidos no conjunto chamado cogumelos Yanomami podem ser representados pelo *Lentinula strigosus* Fr. (1825), o *Panus lecomtei* (Fr.) Coner, e são consumidos por esses indígenas (FIDALGO e PRANCE, 1976). Outros cogumelos podem ser acrescentados à essa relação de cogumelos Yanomami, como as espécies *Pleurotus djamor* (Rumph. Ex Fr.), *Panus strigellus* (Berk.) Oveh, *Flavolus brasiliensis* (Fr.) Fr., *Lentinula rapfanica* (Murrill) Mata & R.H. Petersene *Auricularia delicata* (Fr.) Henn. Outras

espécies ainda podem surgir como resultado da prospecção feita pelos índios Yanomami (ISA, 2016).

Os Yanomami desenvolvem o “cultivo” de aproximadamente quinze espécies de macrofungos, as quais são utilizadas como base alimentar e como substituto da proteína animal, sobretudo quando a caça se torna mais difícil para suprir suas necessidades. Para os Yanomami, os cogumelos possuem nomes como orelha de veado, croc-croc, ânus peludo e fígado de anta. Os nomes são atribuídos em função do aspecto físico que apresentam no momento em que são encontrados nas chamadas roças de tocos, formadas por estes indígenas (ISA, 2016).

O surgimento dos cogumelos é atribuído ao modo como a roça é preparada. Uma vez que cessa a produção da mandioca após três ou quatro anos, a roça é deixada em pousio até chegar à condição de floresta outra vez. Então, entre o pousio e a volta à condição de floresta, ocorre o brotamento simultâneo das espécies de cogumelos comestíveis dos Yanomami (COSTA, 2018).

## 2.12. Produção Orgânica

A preocupação com o meio-ambiente, os recursos naturais e a ecologia como um todo por parte dos agricultores, fez surgir métodos e procedimentos novos no âmbito agrícola, sustentáveis e mais seguros. Segundo o International Federation of Organic Agriculture Movements (IFOAM, 1998), os agricultores que se utilizam dessas práticas em que não são utilizados agrotóxicos, são considerados produtores orgânicos e assim, proporcionam uma produção agrícola de qualidade e com a vantagem de reduzir as consequências indesejáveis da agricultura convencional (IFOAM, 1998).

A Lei 10.831/03, comumente chamada Lei de Orgânicos, determina os parâmetros para a produção orgânica, onde objetiva entre outros pontos a “sustentabilidade econômica e ecológica, a maximização dos benefícios sociais, a minimização da dependência de energia não-renovável, empregando, sempre que possível, métodos culturais, biológicos e mecânicos [...]” (AZEVEDO et al., 2014).

A partir da década de 1970, a produção orgânica no Brasil obteve maior projeção por ocasião do surgimento dos movimentos a favor da agricultura ecológica em todo o mundo. Somente na década de 1980, as manifestações começaram a deixar claro o quanto era relevante a proposta de procedimentos alternativos para a agricultura no Brasil (DAROLT, 2011). No que se refere aos produtores agrícolas, o Brasil possuía em torno de cinco mil produtores agrícolas em 2012, que desenvolviam suas atividades baseados nas normas de produção orgânica. Esse número subiu para quase sete mil produtores em 2013, distribuídos em pouco mais de dez mil unidades de produção orgânica em todo o país (AZEVEDO et al., 2014).

No estado do Rio de Janeiro existem alguns produtores de cogumelos comestíveis e dentre os macrofungos cultivados podemos citar como exemplo o *Lentinula edodes* (shiitake), o *Agaricus bisporus* (champignon-de-paris) e o *Pleurotus ostreatus* (shimeji) além de outros. Esses produtores trabalham sob um sistema orgânico de produção, pois se utilizam de técnicas específicas, usando recursos naturais, socioeconomicamente disponíveis, respeitando a integridade cultural das comunidades rurais, objetivando a sustentabilidade quanto ao aspecto econômico e ecológico de forma geral e mais especificamente na região onde estão instalados, entre outras ações conforme estão colocadas na Lei 10. 831 (AZEVEDO et al; 2014).

São objetivos dos produtores de cogumelos comestíveis no Rio de Janeiro “usar, sempre que possível, recursos renováveis em sistemas de produção localmente organizados; processar produtos orgânicos usando recursos renováveis; produzir produtos orgânicos

totalmente biodegradáveis e evoluir em direção a uma cadeia completa – produção, processamento e distribuição – que seja socialmente justa e ecologicamente comprometida” (IFOAM, 1998).

A produção de cogumelos orgânicos é objeto de atenção do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA), o qual através das Instruções Normativas (IN) 37 e (IN) 38, definiu os procedimentos para a produção orgânica de cogumelos comestíveis, de mudas e de sementes orgânicas. Fazem parte da norma o tipo de solo adequado para o cultivo, o tipo da madeira empregada como substrato para cultivo do cogumelo, bem como as características da água e do controle de pragas (AZEVEDO et al; 2014).

O Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA), Órgão do Governo Federal, através das Instruções Normativas IN37/2011 e IN46/2011 atualizada pela IN17/2014, trazem textos que regularizam e normatizam os procedimentos com relação à produção orgânica. Outro órgão de extrema importância é a International Federation of Organic Agriculture Movements (IFOAM), com sede na Alemanha, que apresenta Normas Básicas para a Produção e Processamento de Alimentos Orgânicos. A Lei 10.831/2003 dispõe sobre a agricultura orgânica e dá outras providências. O conjunto dessas ferramentas fornece bases para o desenvolvimento da Agricultura Orgânica no Brasil que vão direcionar para o mercado e comercialização de produtos orgânicos, entre eles os cogumelos comestíveis.

### 2.13. Mercado e Comercialização

Compreender o funcionamento do mercado é a fase mais importante sobre um determinado empreendimento, no caso o mercado de cogumelos comestíveis, pois indica quais etapas devem ser realizadas ou não. Verificar a existência de compradores em potencial e como proceder no empreendimento através do conhecimento das necessidades do consumidor, da existência de concorrência e outras informações inerentes ao desenvolvimento da atividade pode trazer solidez ao empreendimento (SEBRAE, 2007).

Entende-se por Mercado Consumidor o conjunto de consumidores envolvendo os homens, as mulheres (ambos adultos) e/ou até mesmo as crianças com idade de comprar um produto que demandam, isto é, necessitam e podem vir a adquirir esse determinado produto (SEBRAE, 2007). Sendo assim, é necessário oferecer o produto, no caso os cogumelos comestíveis, em maior número possível de pontos de vendas o mais próximo do consumidor, e disseminar a informação sobre as qualidades nutracêuticas dos cogumelos comestíveis. Hoje, em função da diversidade de cogumelos comestíveis e mais a mudança de hábito alimentar, vem surgindo um maior número de exploradores desse tipo de mercado. A partir da criação do Instituto Biodinâmico de desenvolvimento Rural (IBD) em Botucatu em 1990, a produção orgânica passou a ter projeção comercial, denotando assim, maior expressividade no consumo de orgânicos. Hoje, encontramos cogumelos frescos em quase todos os supermercados, mercearias de bairros, laticínios, hortifrúteis e feiras-livres de todo o Brasil.

O interesse do mercado por alimentos funcionais e considerados mais saudáveis ou produtos que tenham origem orgânica e o efeito de marketing cada vez mais eficaz, estão mudando, aos poucos, o hábito da população, tornando o consumo de cogumelos comestíveis em mais uma opção de alimento. Atualmente são conhecidas em torno de dez mil espécies de cogumelos comercializadas, contudo aproximadamente duas mil, pertencem no mínimo a trinta gêneros que são tidas como comestíveis. Dentre estas, vinte estão sob cultivo para comércio e industrializadas um número inferior a dez (BRAGA, 1998).

Com relação às espécies cultivadas, podemos considerar o *Lentinula edodes* (Shiitake) cujo consumo vem crescendo com o passar dos anos, pois seu aroma e sabor se mostram agradáveis para o consumo humano. O Shiitake pode ser conservado em geladeira e sua

durabilidade chega a quinze dias, se for congelado pode durar até seis meses. Outra maneira é seca-los e comercializa-los como cogumelos secos (SEBRAE, 1999). Para o *Pleurotus ostreatus* (cogumelo ostra), o cultivo acontece em resíduos vegetais como bagaço de cana-de-açúcar, palha, resíduos cítricos e outros substratos; *Volvariella volvacea* Singer, apreciado no oriente e sendo amplamente cultivado na China e *Agaricus bisporus* (Champignon de Paris), espécie cultivada em palha e esterco (URBEN, 2004).

Mais de setenta países cultivam a espécie *Agaricus bisporus* cuja produção anual é estimada em um milhão de toneladas e seu valor da produção anual passa de quatorze bilhões de dólares (URBEN, 2004). Contabilizando o total de espécies de *Pleurotus* que são mais cultivadas, a produção se aproxima de vinte mil toneladas por ano, para *Lentinula edodes* (Shiitake), essa produção está em cento e cinquenta mil toneladas ao ano (URBEN, 2004). A estimativa para a produção mundial dos cogumelos *L. edodes* (Shiitake) e *A. bisporus* (Champignon de Paris), está em torno de oitenta e seis por cento e com tendência ao crescimento (RAVEN 2007). Muitas espécies de *Agaricales* estão localizadas em ambientes naturais e podem ser domesticadas e cultivadas. Sob este aspecto podemos citar *Tricholoma lobayense*, *Amanita caesaria*, *Pleurotus citrinopileatus* Singer, 1943, *Russula brevipe*, *Lactarius deliciosus* (L. ex Fr.) S.F. Graye *L. sanguifluus* (URBEN, 2004).

Nos dias atuais encontramos uma certa variedade de marcas de cogumelos sendo comercializadas, no entanto, os locais de cultivo ainda são restritos. O cultivo comercial de cogumelos concentra-se nas regiões Sul e Sudeste do Brasil, destacando-se *Agaricus bisporus* (champignon de Paris), *Lentinula edodes* (Shiitake), *Pleurotus sajor-caju* (hiratake), *Pleurotus ostreatus* (shimeji), e mais recentemente *Agaricus brasiliensis* (himematsutake) popularmente conhecido como cogumelo do sol (URBEN, 2004).

Atualmente, aprimoraram-se procedimentos de simulação de condições ambientais, reprodutivas e nutricionais, que viabilizam a produção em larga escala do *Agaricus bisporus*. Existem duas formas básicas de produção: A forma artesanal, que é desenvolvida de maneira simplificada com aplicação de menor investimento e a forma industrial, que permite grande produtividade e maior regularidade em função de maiores e melhores instalações e investimentos mais vultosos, podendo atender a demanda do comércio de forma mais segura no fornecimento. Durante a colheita fica claro o diferencial entre os sistemas de produção artesanal e industrial (SEBRAE, 2007).

O grande desconhecimento sobre os cogumelos leva a pensar que todos são venenosos, o alto preço praticado, a falta de hábito alimentar quanto ao consumo de cogumelos comestíveis e a baixa produtividade ainda existente, trazem dificuldades para a comercialização de cogumelos no Território brasileiro (SILVA, 2011). Para maior aceitação e consumo os cogumelos comestíveis podem ser comercializados de várias formas como secos, fatiados em conserva, in natura inteiros ou em conserva inteiros, sendo muito utilizados em pratos internacionais (MONTEIRO et al., 2005). O valor agregado dos cogumelos comestíveis é aumentado em função das suas propriedades consideradas fitoterápicas ou medicinais e, segundo a perspectiva de empreendimento, a redução dos custos de produção pode significar grande sucesso nessa atividade (EIRA et al., 1997).

Apesar do crescimento na produção de cogumelos comestíveis no Brasil, ainda são reduzidos os agronegócios de cogumelos uma vez que os produtores permanecem em número reduzido e o estado de São Paulo apresenta a maior concentração deles (URBEN, 2004). As regiões Sudeste e Sul do Brasil, representa centros de cultivo comercial de cogumelos onde se destacam as espécies *Pleurotus ostreatus* (shimeji), *Pleurotus sajor-caju* (hiratake), *Lentinula edodes* (Shiitake), *Agaricus bisporus* (champignon) e o *Agaricus brasiliensis* (himematsutake) sendo identificado de forma popular como cogumelo do sol (URBEN, 2004). No Brasil existe um aumento no consumo de cogumelos que se justifica pela procura por alimentos mais

saudáveis, sem agrotóxico, maior quantidade de proteína e menos gordura, aliado a fatores terapêuticos ou propriedades curativas ou preventivas (BRAGA, 1998). A procura de produtos que venham substituir os substratos tradicionais pode ser uma medida no sentido de minimizar o custo da produção realizada no Território nacional, bem como a determinação de áreas destinadas à produção de substratos utilizados no cultivo dos cogumelos (URBEN, 2017).

## **2.14. Cultivo de cogumelos – Técnicas**

É de grande importância a escolha do substrato, não só para uma boa produtividade, como também para alcançar a qualidade do produto final. Os resíduos, como casca de café, palhas de trigo, arroz e milho, bagaço e palha de cana-de-açúcar, folhas de bananeira, além de outros substratos, são materiais orgânicos de produção renovável com grande conteúdo de carbono e energia. Observa-se que na natureza o processo de frutificação de cogumelos é lento e demanda meses para o surgimento dos corpos de frutificação. Em condições axênicas esse processo sofre uma aceleração, permitindo que as pesquisas sejam otimizadas (EIRA, 2003).

Alguns substratos de cultivo foram testados como, por exemplo, serragem de madeira, recolhida em serrarias da região, bem como farelos de arroz, trigo e soja. As fontes de nutrientes mais comumente usadas como suplemento do substrato são os farelos de soja e o de arroz, uma vez que várias espécies de fungos Basidiomicetos têm o crescimento dos seus micélios favorecidos com esses adicionais (ROSSI; MONTEIRO; MACHADO, 2001).

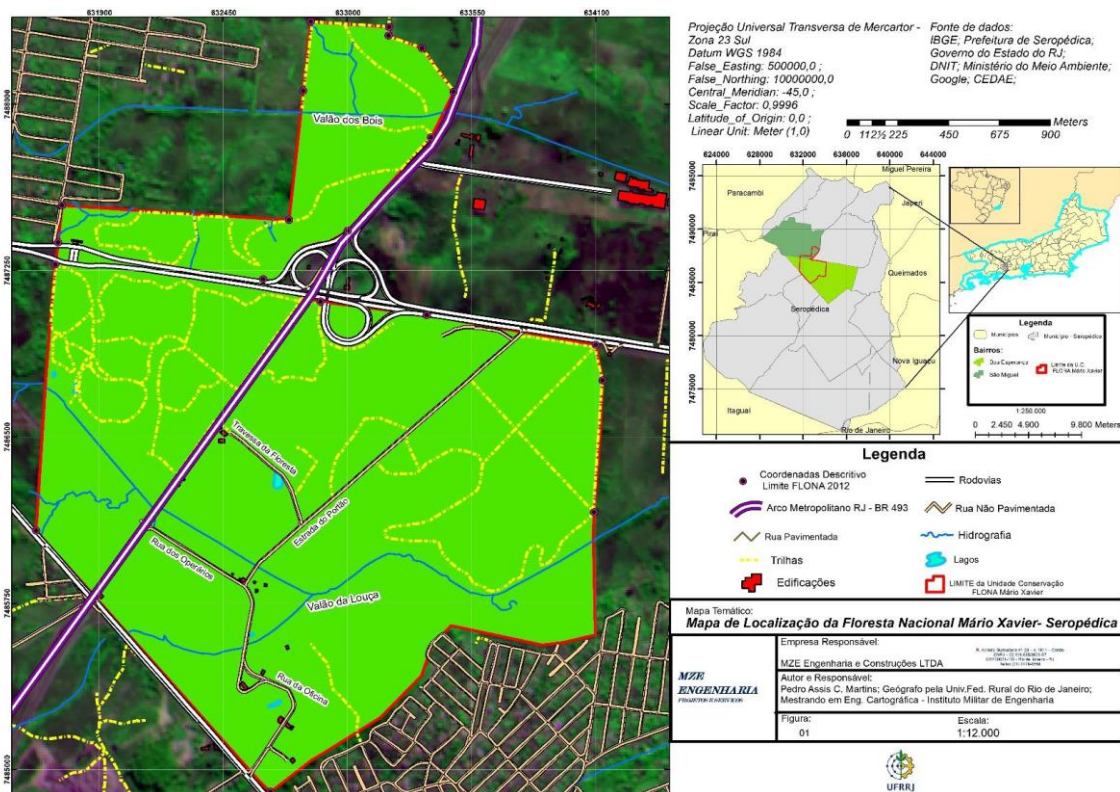
Grande variedade de resíduos são utilizados como substratos para cultivar fungos. Aqueles de natureza lignocelulósicos têm grande oferta de carbono. Pode ser usado algumas substâncias químicas como carbonato de cálcio ( $\text{CaCO}_3$ ) e sulfato de magnésio ( $\text{MgSO}_4$ ). Outros materiais como os farelos, oferta principalmente nitrogênio e também micro e macronutrientes além de aminoácidos e proteínas. Usualmente é feita uma mistura incluindo esses dois compostos na formulação do substrato. Porém as concentrações requeridas em tais formulações são bastante variadas e a opção é por produtos encontrados na região (MACEDO et al., 2012). Os bons resultados obtidos no cultivo de macrofungos, está na dependência dos fatores abióticos como umidade, oxigênio, temperatura e também na formulação do substrato e o tipo de cogumelo com sua especificidade para tal meio de cultivo.

## **2.15. Floresta Nacional**

### **2.15.1. Floresta Nacional (FLONA) Mário Xavier**

A FLONA Mário Xavier é uma das Unidades de Conservação (UC) da Mata Atlântica; foi criada pelo Decreto Federal nº 93.369 de 08 de dezembro de 1986; sua coordenação regional e vinculação pertence ao Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio) com sede em Brasília, Distrito Federal. Esta UC está constantemente sob ameaças de incêndios e pela utilização de sua área como pasto onde essa atividade não recebe nenhum cuidado ou tratamento. A densidade demográfica do Município de Seropédica no ano de 2017, indicava 84.416 mil habitantes, segundo o Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE), colocando o Município como 31º de maior contingente populacional do estado (IBGE, 2017).





**Figura 5.** Mapa de localização da FLONA Mário Xavier. Fonte: acervo FLONA Mário Xavier.

Esta Unidade de Conservação está localizada no Município de Seropédica, na Região Metropolitana do Rio de Janeiro, na Rodovia BR 465, Km 51, Cep: 23835-400, Seropédica/RJ. Sua denominação ocorreu em homenagem ao Engenheiro Agrônomo Dr. Mário Francisco Xavier que foi um dos primeiros administradores da Flora. Possui uma área que abrange 495,99 hectares. Seropédica está sob as coordenadas geográficas de  $22^{\circ} 44' 38''$  de latitude sul e  $43^{\circ} 42' 28''$  de longitude oeste, na região oeste da Baixada Fluminense a uma elevação de 26 metros do nível do mar. Faz limite a leste, com loteamentos urbanos, com bairros do município e com propriedade rural; a nordeste faz limite com a rodovia Presidente Dutra (BR-116) e a rodovia RJ-125; a norte e noroeste, faz limite com a Fazenda Águas Lindas e com o bairro São Miguel; a oeste, faz limite com a propriedade rural de AMB CCP2 Empreendimentos Imobiliários Ltda., com o conjunto habitacional “Minha Casa, Minha Vida” e propriedade rural; a sudeste, faz limite com a antiga estrada Rio São Paulo, hoje nomeada BR-465. Apresenta relevo suave e quase plano, com ondulações tipo “meia laranjas”. Integra a Bacia Hidrográfica do Rio Guandu.

A (FLONA) está distante do centro urbano de Seropédica por um quilômetro e uma distância de quatro quilômetros separam a (UC) da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro - UFRRJ, do Centro de Pesquisa da EMBRAPA/Agrobiologia e da Estação Experimental de Seropédica PESAGRO-Rio, instituições de grande importância no suporte ao município no que se refere ao ensino superior e à pesquisa em âmbito nacional.

A Flona Mário Xavier sucedeu a Estação de Experimentação Florestal Engenheiro Agrônomo Mário Xavier. Esta Estação Experimental por muitos anos representou uma posição de destaque no âmbito florestal no Estado do Rio de Janeiro, principalmente no que se refere à produção de mudas de essências nativas. Esta UC representa um dos últimos fragmentos de floresta secundária sobre a planície aluvionar do rio Guandu e pode representar para o



município de Seropédica um dos últimos bancos de germoplasma da vegetação original da região (SANTOS & MELLO FILHO 1999). A Flona Mário Xavier se enquadra na categoria de uso Sustentável conforme a Lei do SNUC nº 9.985/2000.

A (UC) Mário Xavier apresenta vegetação nativa, mas também a plantada (*Eucalyptus* sp), ocorre seqüestro de carbono, alterações microclimáticas, proteção do solo e incorporação de matéria orgânica, por exemplo. Desde 2013, a companhia Centrais Elétricas S/A (FURNAS) efetuou o plantio superior à duas mil mudas de 48 espécies nativas da Mata Atlântica na floresta. Entre elas o Ipê Amarelo (*handroanthus albus*) (cham.) Mattos, 1948, Urucum (*Bixa orellana*) L., e Ingá (*Inga edulis*) Martius e espécies classificadas como vulneráveis na lista de atenção do Centro Nacional de Conservação da Flora – CNCFLORA, do Ministério do Meio Ambiente, como a Garapa (*Apuleia leiocarpa*), Cedro (*Cedrela fissilis*) Vell e Jacarandá da Bahia (*Dalbergia nigra*) (Vell.) Allemao ex Benth 1860. A rodovia Presidente Dutra (BR 116), impôs à (FLONA) Mário Xavier uma fragmentação ao Norte; e outra fragmentação pela rodovia do Arco Metropolitano do Rio de Janeiro (AMRJ), BR-493 a noroeste, fragmentando ainda mais a superfície de 495,99 hectares.

Para a definição do tipo de clima do município de Seropédica foi utilizada a metodologia segundo a Classificação de Köppen adaptada ao Brasil, onde se utiliza os dados de pluviosidade média e temperatura média na determinação dos tipos climáticos, que são representados por letras. Diversas combinações podem ser obtidas com as letras indicando vários tipos climáticos, que podem ocorrer no Brasil tais como: Bsh (semi-árido com temperaturas elevadas), Aw (temperaturas elevadas com chuvas de verão), Cfa (inverno frio e verão quente), Cwa (temperaturas moderadas com verão quente) e o Cwb (inverno frio e verão brando).

### **2.15.2. Infraestrutura**

A FLONA Mário Xavier é formada por um conjunto de bens móveis e imóveis, representando seu patrimônio e conta com estruturas como a sede da Administração, a casa do administrador, o centro de vivência, o viveiro florestal com galpão de beneficiamento de sementes, galpão de repicagem, a casa para técnico, a oficina de carpintaria, o engenho de serra, a oficina mecânica, um amplo laboratório de sementes, um galpão garagem, um galpão para depósito de materiais, uma câmara fria e várias viaturas, máquinas e equipamentos e um compartimento de máquinas pesadas (Figuras 6 e 7).



**Figura 6.** Sede administrativa – câmara fria – centro de vivência – viveiro florestal. Fonte: acervo FLONA Mário Xavier.



**Figura 7.** Oficina de carpintaria – galpão garagem – oficina mecânica. Fonte: acervo FLONA Mário Xavier.

### 2.15.3. A fauna da FLONA Mário Xavier

A FLONA Mário Xavier ainda apresenta uma considerável mancha de espécies nativas que está sob um processo de degradação ambiental em direção à transformação em

mata secundária. Nesse processo de degradação já ocorreu o desaparecimento de muitas espécies arbóreas de valor comercial ou de grande importância ecológica (COIMBRA FILHO, 1977). Dois ecossistemas se destacam pela sua importância ecológica, sendo a floresta secundária e campos inundáveis. Trabalhos de (AMORIM, 2007) e (SKILL, 2015), mostraram que poças d'água e pequenos lagos são corpos limnológicos que oferecem alimentação e abrigo para um contingente de fauna semiaquática e aquática com expressiva diversidade. Duas espécies de caráter endêmico são relatadas, o peixe anual *Notholebias minimus* G.S. Myers, 1942 e o anfíbio *Physalaemus soaresi* Izecksohn, 1965. Segundo Machado et al., (2008), estas duas espécies constam no Livro Vermelho que mostra a fauna brasileira sob a ameaça de extinção.

O peixe *Notholebias minimus* é chamado de “anual” pelo fato de viver em corpos aquáticos temporais e seus ovos serem resistentes à dessecação, sendo assim, os ovos são enterrados após a cópula e sua postura. No período da estiagem as lagoas, poças e pequenos riachos secam parcialmente causando a morte dos peixes. No entanto, os ovos de *Notholebias minimus* ficam enterrados esperando o período de chuva seguinte, para então eclodirem e um novo ciclo de vida se instalar. Como estes peixes surgem com as chuvas em ambiente onde antes era solo seco, induziram ao pensamento de que estes peixes vinham com as chuvas. Segundo Lacorte e Nj (1983), esta espécie foi encontrada na Floresta Nacional (FLONA) Mário Xavier em 1941.



**Figura 8.** *Notholebias minimus*. Peixe endêmico da FLONA Mário Xavier. Fonte: <https://www.google.com/url>

O anfíbio *Physalaemus soaresi*, é o representante de outra espécie endêmica encontrada na Unidade de Conservação Mário Xavier, habitando corpos limnológicos da FLONA. Não fosse a proteção recebida desde 1945, estas espécies da UC Mário Xavier, que constituem sua fauna aquática e semiaquática, estariam sob forte risco de extinção.





**Figura 9.** Outra espécie endêmica da FLONA Mário Xavier, a rã *Physalaemus soaresi*.  
 Fonte: [https://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/f/f2/Physalaemus\\_cuvieri01a.jpg](https://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/f/f2/Physalaemus_cuvieri01a.jpg)

#### 2.15.4. A flora da FLONA Mário Xavier

O Bioma onde o município de Seropédica está inserido, é classificado como Bioma Mata Atlântica e sua cobertura vegetal é formada pelos tipos Floresta Ombrófila Densa Montana e Alto Montana e sua distribuição Fitogeográfica ocorre em função dos índices de precipitação regionais e a saturação dos solos; sua fitofisionomia tem como diferencial em comparação às outras formações arbóreas do Brasil, a existência de fanerófitos, que são subformas de vida macro e mesofanerófitos, lianas lenhosas e epífitas (IBGE, 2012).

Durante o processo antrópico de ocupação dessa área, ocorreu a redução das florestas ali existente, incluindo a Flona Mário Xavier. O processo de recomposição da flora tem o seu início como Horto e logo após como Estação Florestal Experimental.

Alguns aspectos do processo de recomposição da Flona, são apontados por Santos et al. (1999), como se seguem: No ano de 1945, ocorre o plantio de 17 áreas homogêneas de 1ha cada, utilizando espécies nativas, em espaçamento 2x2m. O talhão de sapucaia é um representante remanescente em bom estado de conservação desses plantios e está localizado na estrada que dá entrada na Flona; em 1945, ocorre o plantio de nove espécies de eucaliptos: *Eucalyptus alba*, *E. paniculata*, *E. trabutii*, *E. citriodora*, *E. robusta*, *E. botryoides*, *E. tereticornis*, *E. rostrata* e *E. saligna*. Os eucaliptos existentes são originários desses antigos plantios. Entre os anos de 1949 e 1950, ocorre o plantio de um talhão misto com 49 espécies da flora brasileira, em linhas de 50 mudas de cada; plantio, por volta de 1970, de espécies isoladas como forma de enriquecimento das áreas que apresentavam processo de regeneração natural.

O processo de regeneração natural das áreas sem cobertura natural tem um ritmo acelerado a partir dessa época. Em 1997, um convênio firmado entre a FLONA Mário Xavier e a Cia. Metalúrgica Barbará (atual Saint Gobain Canalizações S.A.), realiza o plantio de 210 ha com as espécies *E. urophylla* e *E. citriodora*.

### 3. MATERIAL E MÉTODOS

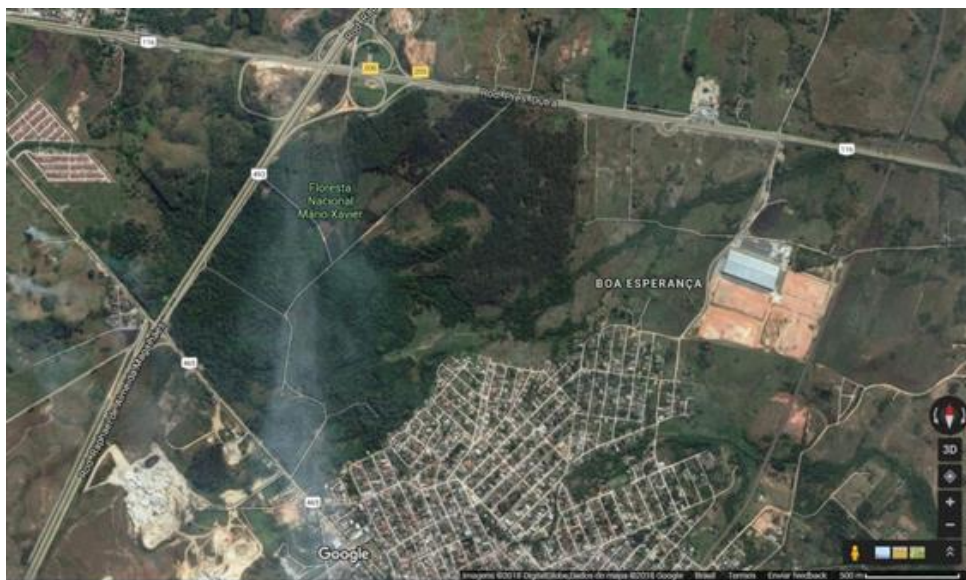
A pesquisa foi realizada nos períodos de 21 de setembro a outubro de 2017 e 27 de setembro a outubro de 2018 na Floresta Nacional (FLONA) Mario Xavier.

#### 3.1. Descrição da Área de Estudo

A Unidade de Conservação FLONA Mario Xavier, abriga em seus limites o fragmento florestal nativo mais significativo do município de Seropédica. Integra a Bacia Hidrográfica do Rio Guandu. A FLONA é atravessada por dois córregos perenes: Valão da Draga e Vala dos Bois, sendo os dois já bastante contaminados por esgotos de moradias próximas. A Rodovia Presidente Dutra (BR 116), impôs à FLONA Mário Xavier uma fragmentação ao Norte; e outra fragmentação pela rodovia do Arco Metropolitano do Rio de Janeiro (AMRJ), BR-493 a noroeste, fragmentando ainda mais a superfície dessa Unidade de conservação.

Atualmente, a (UC) possui várias espécies de eucaliptos, podendo ser citadas, por exemplo, *Eucalyptus trauti*; *Eucalyptus robusta*; *Eucalyptus saligna*; *Eucalyptus botryoides* e *Eucalyptus paniculata*. Todos da família *Myrtaceae*. Ocorre também um tipo de eucalipto que sendo da família *Myrtaceae*, pertence a outro gênero. É a espécie *Corymbia citriodora*, do gênero *Corymbia*.

Outras espécies surgiram de forma espontânea e outras através de plantio de espécies isoladas dos gêneros: *Enterolobium*; *Swietenia*; *Inga*; *Tabebuia*; *Gmelina*; *Puleia*; *Tecoma*; *Astronium*; *Cordia*; *Spathodea*; *Cassia* L. 1753; *Crescentia* L. 1753; *Triplaris*; *Ligustrum*; *Hibiscus*; *Coroupita*; *Erythrina*; *Lanchocarpus*; *Dalbergia*; *Melia*; *Mimusops*, além de outros gêneros (SANTOS, 1999).



**Figura 10.** Imagem aérea que mostra a Floresta Nacional (FLONA) Mario Xavier e alguns bairros em seu entorno no município de Seropédica, RJ. Fonte: Google Maps (2018).

#### 3.2. Coleta dos Fungos Basidiomicetos

Todas as coletas foram realizadas pela manhã, repetindo as incursões na mata conforme necessário para coletar os indivíduos analisados, já coletados no período de setembro a outubro de 2017 e setembro a outubro de 2018. Estas incursões contaram com a

autorização do Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade (Sisbio), No. 61500-1, de acordo como previsto na legislação, No. 3/2014, para o acesso e o uso de dados e informações recebidas pelo Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio).

O acesso ao patrimônio genético foi devidamente documentado e registrado no site do Sistema Nacional de Gestão do Patrimônio Genético e do Conhecimento Tradicional Associado (Sisgem). Foram usadas as trilhas preexistentes na área da Flona, que estão demarcadas e sinalizadas. Cada local de coleta amostrado foi georeferenciado mediante uso do GPS garminTrex 10 - 010-00970-00, e posteriormente os dados foram agrupados numa planilha de excel contendo as seguintes informações: número de coleta, número de indivíduos, substrato em que foi achado, coordenadas, código da linhagem assignado quando isolado. A Tabela 1 apresenta o gênero, números de espécies e os nomes científicos das espécies encontradas nos períodos de coletas.

**Tabela 1.** Gêneros e o número de espécies de Fungos Basidiomycetos encontrado na Flona Mário Xavier nos períodos de 2017 e 2018.

Gênero	Número de espécies coletadas	Espécie
<i>Auricularia</i>	21	<i>Auricularia delicata</i>
<i>Favolus</i>	15	<i>Favolus brasiliensis</i>
<i>Ganoderma</i>	18	<i>Ganoderma australe</i>
<i>Lentinus</i>	42	<i>Lentinus crinitus</i>
<i>Macrocybe</i>	14	<i>Macrocybe titans</i>
<i>Oudemansiella</i>	33	<i>Oudemansiella canarii</i>
<i>Panus</i>	28	<i>Panus strigellus</i>
<i>Pleurotus</i>	16	<i>Pleurotus djamour</i>
<i>Polyporus</i>	23	<i>Polyporus tricholoma</i>
<i>Psilocybe</i>	12	<i>Psilocybe cubensis</i>
<i>Pycnoporus</i>	60	<i>Pycnoporus sanguineus</i>
<i>Schizophyllum</i>	40	<i>Schizophyllum commune</i>

### 3.2.1. Material necessário para coleta

Foram usados uma máquina fotográfica, que é de grande utilidade para tirar fotos dos cogumelos no local de coleta, pois muitos deles até chegarem ao laboratório mudam algumas características fenotípicas como coloração, tamanho, textura; uma faca ou canivete, que é útil para auxiliar a retirada do basidioma do substrato e sempre que possível, trazer junto parte do substrato. Sacos de papel pardo são usados para colocar individualmente a amostragem e evitar a mistura de esporos. É necessário acondicioná-los de forma a manter bastante ar no seu interior, evitando assim, danificar os fungos coletados; canetas e uma caderneta para anotar detalhes importantes como substrato, coloração, local de coleta, etc. Uma lupa de mão é importante para verificar algumas características que posteriormente possam mudar até a chegada ao laboratório. Caixas de papelão ou plástico para o transporte de espécimes frágeis.

Foi coletada quantidade suficiente de basidiomas para fazer os cortes, o isolamento, a identificação e ter material suficiente de referência para depositar em herbário.

### 3.2.2. Parte do tratamento do material coletado

Os procedimentos adotados para a coleta, preservação e herborização do material tiveram como referência Fidalgo & Bononi (1984). Os macrofungos foram colocados em

estufa modelo LB 82-180 LABTEC 220v em temperatura entre 40 °C e 45 °C no laboratório de Química Biológica da UFRRJ. A identificação das espécies teve como base as características macro e micromorfológicas dos basidiomas (TEIXEIRA, 1995; RYVARDEN, 1991), e através da solução de iodo de Melzer (utilizado para detectar polissacarídeos constituintes de paredes de hifas, de basidiósporos e outras microestruturas) para reações dextrinoides (que adquire coloração vermelha) e amiloides (que adquire coloração azul ou verde) (TEIXEIRA, 1995). Os protocolos de Teixeira (1995), orientaram as análises das microestruturas. Os cortes foram realizados à mão livre, utilizando lâmina de metal. Os fragmentos dos fungos, antes de serem observados ao microscópio óptico, foram imersos em álcool 70%, por um período de 1 a 2 minutos para ocorrer a reidratação e logo após foram montados entre lâmina e lamínula com solução de hidróxido de potássio (KOH) 3-5%, para manter a hidratação. Estruturas que se mostraram muito hialinas e difícil de serem observadas, foram tratadas com uma combinação de uma gota de KOH 3-5% e uma gota de corante floxina 1%. As medidas, feitas em dez repetições, foram realizadas com solução de KOH. A identificação das espécies foi realizada com a utilização de bibliografia apropriada, consulta em sites na internet (world wide web – www) e comparação com espécimes disponibilizadas no mercado.

O material coletado foi depositado no herbário do Departamento de Entomologia e Fitopatologia (DEnF), Herbário Fitopatológico Verlande Duarte Silveira, da UFRRJ. A nomenclatura e classificação teve embasamento em Kirk et al. (2001) e consultas realizadas nas bases de dados do Fungal Biodiversity Centre (CBS 2008) e do Index Fungorum (CABI Bioscience et al. 2008).

As espécies isoladas in vitro foram depositadas e conservadas a 4 °C na micoteca criada para este fim, no Laboratório de Química Biológica do Departamento de Solos, Agronomia, UFRRJ.

### **3.2.3. Descrição do material e classificação**

Após realizada a coleta, os materiais foram levados ao laboratório, e lhes foram assignados um número para cada indivíduo coletado e posteriormente foram feitas todas as anotações macroscópicas necessárias, seguindo o modelo de descrição, para identificação taxonômica proposto por Müller et al (2004). Esta análise foi feita a olho nu e também com a utilização de microscópio e de lupa estereoscópica.

A ficha de coleta de dados das características dos macrofungos, é de extrema utilidade e contém informações como: temperatura ambiente, horário da coleta, tipo de topografia, características do solo, vegetação predominante, tipo de clima e pluviosidade. Seu uso deve ser feito ainda em campo, para anotações das características dos fungos, durante a coleta, porque algumas características podem sofrer alterações quando os fungos são retirados do seu ambiente natural. Assim, tem-se como exemplo a ficha presente na Figura 11.



No. \_\_\_\_\_ Colector \_\_\_\_\_ Dia \_\_\_\_\_ Olor \_\_\_\_\_  
 Localización \_\_\_\_\_ Sabor \_\_\_\_\_  
 Tamanho Pileo: \_\_\_\_\_ cm, mm Color Pileo \_\_\_\_\_  
 Superfície Pileo: seco/húmido/higrófilo/brilhoso/sedoso/opaco/resbaloso/acetoso/viscoso/pegajoso  
 Superfície Estípo: seco/húmido/higrófilo/brilhoso/sedoso/opaco/resbaloso/acetoso/viscoso/pegajoso

**POSICION DEL ESTIPO**  
 cêntrico excêntrico lateral apical

**UNION DE LAS LAMELAS**  
 Libre Angosto Adnato Adnato con diente Decurrente Sinuado Arqueado

**MARGEN LAMELA**  
 Parejo Serrado Ondulado Erosionado Crenado

**LAMELAS**  
 COLOR \_\_\_\_\_ ANCHO \_\_\_\_\_ mm  
 DISTANCIA: al margen  $\geq 1$  mm 2 lam./mm 3 lam./mm  $>3$  lam./mm  
 $\frac{1}{2}$  dist. al margen  $\geq 1$  mm 2 lam./mm 3 lam./mm  $>3$  lam./mm

**TIPO DE VOLVA**  
 escamoso nupiforme anillado concêntrico revestido

**BASE DEL ESTIPO**  
 cespitoso rizóides inserto estrigoso almofadilla pegado ruizomor

**SUPERFICIE DEL PILEO**  
 lisa velutina aterciop viciosa diminuto pubescente radialmente fibriloso tesselado reticulado agrietado escamul levantado aplastado escuamul pruinoso/polvoriento granular verrugoso costroso rugoso escrobicul

**MARGEN DEL PILEO**  
 tarelado estriado sulcado estriado plegado estriado margen enrollado

**FORMA DEL PILEO**  
 ondulado rimoso/agrietado elevado liso Tuberculoso estriado umbonado con papila ligeramente hundido mod. hundido marcadamente hundido infundibuliforme cuspidado/mucronado plano ligeramente umbonado plano/umbo plano plano/papilado mamiforme/papilado campanulado convexo/hemisférico amplexiforme pambólico plano ampliamente convexo cónico

**ANILLO**  
 borde sencillo borde doble invertido membranoso cortina

**FORMA Y CONTENIDO DEL ESTIPO**  
 sólido relleno hueco igual delgado en la base en el ápice atenuado base claviforme bulbosa comp

**ESTIPO:**  
 color \_\_\_\_\_ ancho \_\_\_\_\_ largo \_\_\_\_\_ mm/cm

MUELLER, GREGORY M.; BILLS, G. F.; FOSTER, MERCEDES S., Biodiversity of fungi. Inventory and monitoring methods, 2004

**Figura 11.** Ficha de coleta de dados com as características morfológicas externas de cada parte dos cogumelos.

A descrição foi realizada com o apoio de uma equipe que teve a colaboração de um especialista do Jardim Botânico do Rio de Janeiro e Doutores do Departamento de Fitotecnia da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ).

### 3.2.4. Herborização e acondicionamento do material

Uma vez realizadas as anotações necessárias, os fungos coletados foram secos em estufa, localizada no Laboratório de Química Biológica da UFRRJ, modelo LB 82-180 voltagem 220V, entre 45-50°C, especialmente fungos carnosos; para aqueles basidiomas que não são tão carnosos, a secagem foi feita em dessecador com sílica. Realizada a secagem, os materiais foram acondicionados em sacos de polipropileno, e colocados nos mesmos sacos de papel, onde estavam todas as anotações feitas durante a coleta.

No laboratório, com basidiomas de cada espécie coletada, foram preparadas placas de Petri, forradas com papéis estéreis, sobre os quais foram colocados fragmentos dos pileos para



a deposição de esporos (esporadas) e obtenção dos carimbos. Armazenados em tubos Falcons e conservados em ambiente refrigerado.

### **3.2.5. Análise macroscópica**

Para as medidas macroscópicas, utilizou-se régua flexível com divisões em centímetros e milímetros. Dos basidiomas de cada espécie foram medidos respectivamente comprimento (maior distância paralela ao substrato) x largura (do substrato à margem) x espessura (da superfície abhimenial à himenial) e registrados os valores extremos dessas medidas. O basidioma foi cortado longitudinalmente na porção mediana, para obter a região mais espessa. As demais análises foram feitas a olho nu ou com o auxílio de microscópio estereoscópico Micronal VM.

Foram anotados dados referentes ao basidioma (modo de fixação no substrato, consistência e dimensões), píleo (formato), estipe (posição, formato, dimensões, superfície e cor), superfície abhimenial (aspecto e cor), margem (aspecto e cor), superfície himenial (tipo, formato de poros, cor, número de poros/mm e tubos) e contexto (disposição das hifas, cor, espessura e aspecto). Os mesmos procedimentos foram aplicados aos macrofungos com lamelas.

### **3.2.6. Análise microscópica**

A identificação das espécies baseou-se principalmente nos caracteres microscópicos, ou seja, nas microestruturas, representadas pelas hifas, pelos basidiósporos e tipos de basídios, cistídios, cistidiólos, dendrófises e medas (TEIXEIRA, 1962; 1993; 1994; 1995; FIDALGO; FIDALGO, 1967; FIDALGO, O., 1968; RYVARDEN, 1991). As microestruturas foram analisadas segundo recomendações de Teixeira (1962; 1995). A evidência de reações dextrinóides (adquirindo coloração avermelhada) e amiloides (assumindo tons de azul ou verde), testadas em reagente de Melzer, assim como dados de morfologia também foram utilizados (GILBERTSON; RYVARDEN, 1986; GUGLIOTTA; BONONI, 1999).

Devido ao intumescimento das estruturas tratadas em solução de KOH, todas as medidas (10 repetições) foram efetuadas apenas em tal solução, evitando-se assim possíveis discrepâncias.

Os indivíduos coletados e codificados, foram divididos em três partes para cada morfotipo, parte um (1), corpóforos bem desenvolvidos, obtendo-se os carimbos de cada espécie e foram estudados os esporos e conservados a  $-10^{\circ}\text{C}$  para posteriores análises, dois (2) as amostras foram colocadas à  $45^{\circ}\text{C}$  em estufa com dupla circulação de ar por um período de 24 à 72 horas dependendo do grau de umidade do cogumelo, três (3) posteriormente, esses cogumelos foram armazenados para herborização.

A análise microscópica foi realizada por meio de 50 cortes a mão livre na região himenial dos exemplares, os cortes foram feitos com o auxílio de uma lâmina de aço inoxidável, usando a metade de uma lâmina de barbear Gillette Wilkinson. Os fragmentos dos fungos a serem examinados foram imersos em álcool 75%, por 1 a 2 minutos, para re-hidratação e montados entre lâmina e lamínula com gota de solução de KOH 3-4% para observação das estruturas. Quando as estruturas estavam muito hialinas, dificultando a observação, foi utilizada uma gota de KOH 3-4% combinada com uma gota de solução aquosa de floxina 1%, a fim de melhor evidenciá-las. Foi feito raspagens com seringas histológicas com a finalidade de retirar basídios, basidiósporos e todas as estruturas possíveis. Os cortes foram feitos com auxílio de um apoio de papelão duro e fragmentos de isopor, com ajuda de uma lupa estereoscópica. Estes cortes continham as superfícies himeniais e

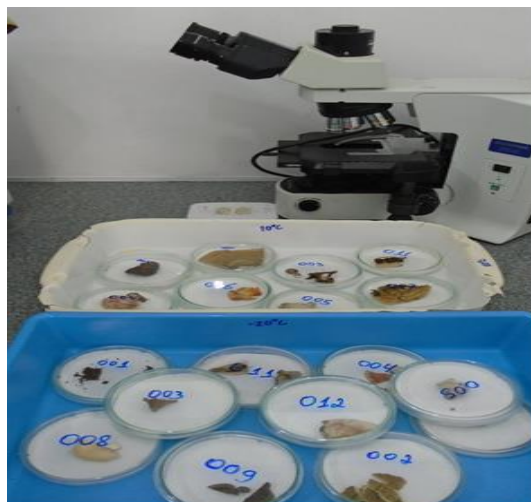
microestruturas e foram depositados entre lâmina e lamínula com o reagente de Melzer para a observação da reação amilóide (azulada) ou dextrinóide (avermelhada) e, solução aquosa de hidróxido de potássio (KOH) 3% para observação da reação xantocróica (negra) (SINGER, 1951). As lâminas assim montadas permitiram a observação do sistema hifal monomítico (basidiomas formado apenas por hifas generativas), dimítico (basidiomas com hifas generativas e ligadoras (ou esqueléticas) e trimítico (basidiomas com os três tipos de hifas), da disposição das hifas do contexto, de elementos estéreis (cistídios, setas), de basídios e de basidiósporos. Na montagem dos cortes (entre lâmina e lamínula), para observação ao microscópio Olympus modelo BX 41, foram usadas as seguintes soluções: soluções aquosas de floxina a 1% e de KOH a 3-5%, misturadas sobre a lâmina.

A primeira solução (floxina a 1%) é um corante citoplasmático e a segunda (OH) é um hidratante (RYVARDEN, 1991). Floxina 1%: 1g de floxina dissolvido em 100 ml de água destilada. KOH 3-5% dissolvido 3-5g em 100 ml de água destilada. Reagente de Melzer: composto a base de iodo, utilizado para detectar a presença de polissacarídeos constituintes de paredes de hifas, basidiósporos e outras microestruturas. Azul de algodão dissolvido em ácido láctico, para verificar a reação de cianofilia para basidiósporos, basídios, pseudoparáfises, cistídios e hifas.

A



B



**Figura 12.** Morfotipos coletados, identificados e armazenados em freezer a -20°C (A); e colocados sobre papel autoclavado para obtenção dos esporos (B).

### 3.2.7. Taxonomia clássica

Os procedimentos de análises para identificação das espécies mediante uso da taxonomia clássica foram feitos através de análise macroscópica, sendo realizados a olho nu, no campo e com auxílio de lupa de mão, e lupa estereoscópica em laboratório. Com o apoio da ficha de coleta de Müller et al (2004), foram observados e registrados os dados sobre o basidioma (tipo, forma do píleo, modo de fixação no substrato, cor, consistência e dimensões), superfície do píleo (cor e aspecto), margem (cor e aspecto), superfície himenial (tipo e cor; número de poros por milímetros e comprimento dos tubos), estipe (posição, forma, dimensões, superfície e cor) e contexto (cor, espessura e aspecto).

A identificação taxonômica foi realizada no Laboratório de Química Biológica do Solo no Departamento de Solos, IA-UFRJ e no Laboratório de micologia do Departamento de Fitopatologia da UFRJ.

### 3.3. Isolamento *In Vitro* das Espécies

Após a coleta, foram realizados os isolamentos das espécies para obtenção de culturas axênicas dos fungos. Este procedimento foi objetivando o isolamento direto dos fungos a partir dos fragmentos de basidiomas (AINSWORTH, 1993), mediante clonagem. Para a esterilização dos basidiomas, os fragmentos foram submersos em álcool 70% por 1 minuto, hipoclorito de sódio 2,5% por 1 a 4 minutos (tempo de ação da substância dependendo da consistência do basidioma), novamente imersos em álcool 70% por 30 segundos e finalmente lavados com água destilada e esterilizada (SOUZA et al., 2004). Fragmentos menores de tecido interno dos fragmentos de basidiomas higienizados foram transferidos assepticamente, para placas de Petri contendo meio batata dextrose agar (BDA) previamente esterilizado a 121 °C por 15 minutos. Após isolamento, as placas de Petri foram mantidas em incubadora a 26 °C até observação de crescimento micelial, as culturas foram sucessivamente repicadas até obtenção de culturas axênicas e puras. As culturas puras foram mantidas em placas em meio de cultivo batata dextrose agar (BDA) e meios alternativos desenvolvidos no laboratório, de Química Biológica do Solo no Departamento de Solos IA-UFRRJ, contendo serragens (colmo de *Pennisetum purpureum*) e borra de café descritos no trabalho, mantidas sob refrigeração a 4 °C usando uma BOD como câmara fria para a conservação da recente criada Micoteca.

#### 3.3.1. Preparação do meio de cultura

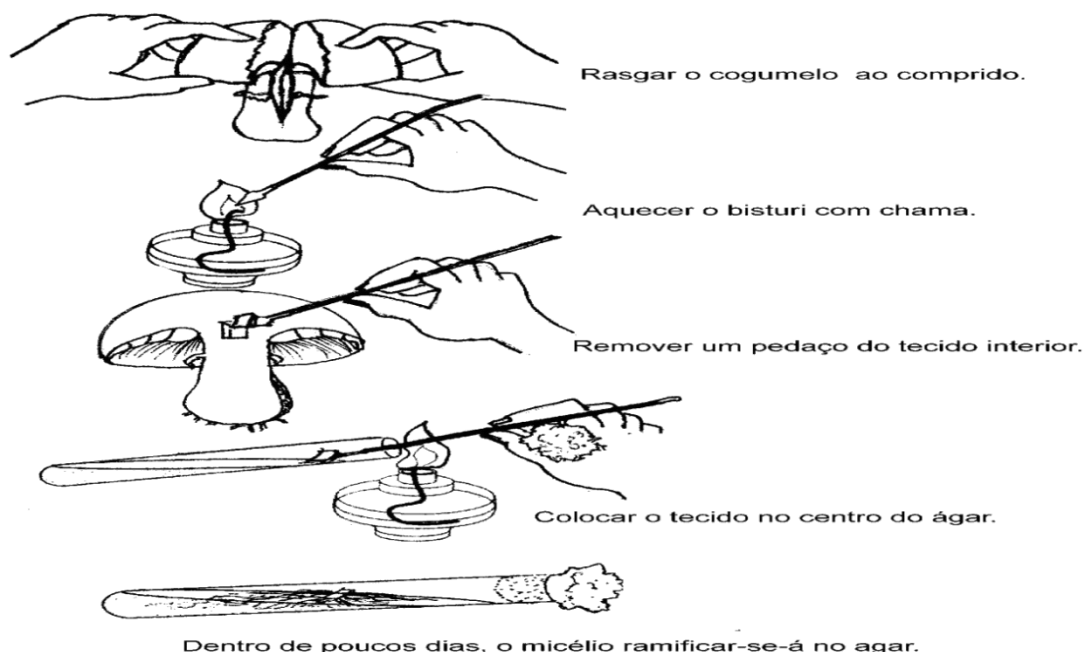
O meio utilizado foi o BDA (Batata Dextrose Agar), preparado, segundo a forma tradicional: Ingredientes: 200 g de batata (*Solanum tuberosum*) cortada em cubos, 20 g de pó de ágar, 20 g de dextrose ou açúcar branco comum, 1 litro de água.

As batatas foram lavadas, pesadas e cortadas em pequenos pedaços; foram cozidas durante 15 a 20 minutos até se tornarem moles; retiradas do fogo, foi acrescentado a dextrose e o ágar; foi acrescentado a quantidade apropriada de açúcar e ágar, observando para que o meio de cultivo não se tornasse demasiadamente mole ou demasiadamente duro; foi acrescentado água ao caldo até se obter exatamente 1 litro; a mistura foi mexida de vez em quando e aquecida moderadamente até o ágar derreter; o ágar foi vertido quente nas garrafas tomando-se o cuidado para não ficar encaroçado; foi vertido 1cm<sup>3</sup> do meio de cultura em cada placa de Petri (10-15 ml) que corresponde a metade da placa de Petri; em seguida, foram fechadas as garrafas com tampões de algodão.

#### 3.3.2. Autoclave dos materiais de laboratório

Foi colocada água na autoclave vertical, modelo CS nº de fabricação 21561, voltagem de 220, até atingir o nível do suporte ou então apenas cobrindo todos os materiais tipo banho maria até 1/3 da altura de cada frasco; foram colocadas as garrafas nos suportes, cobrindo-os com uma cobertura de plástico para prevenir que os tampões de algodão fossem umedecidos por água; logo após, a tampa foi fechada; o orifício da saída de pressão esteve aberto desde o começo do processo para permitir que o ar saísse. Demora alguns minutos desde o momento de ebulição até a saída do vapor; logo após, o orifício da saída de pressão foi fechado; o medidor de pressão mostra a pressão de 1 atm; a esterilização foi realizada durante 20-30 minutos a 120°C.

### 3.3.3. Isolamento mediante clonagem de tecidos



**Figura 13.** Isolamento de fungo. Fonte: Nieuwenhuijzen (2007), ISBN Agromisa: 978-90-8573-085-9.

O isolamento do fungo consistiu em fazer sua assepsia anteriormente com solução de hipoclorito de sódio para sua desinfecção e água destilada para a lavagem (SCHUZ et al., 2003). Depois rasgou-se o cogumelo ao comprimento, foi aquecido um bisturi em bico de Bunsen, se removeu um pedaço do tecido do interior do basidioma e foi colocado no centro da placa de Petri com meio BDA (batata dextrose ágar) e incubados a 21-26 °C com a finalidade de favorecer o crescimento do micélio em câmara de crescimento (BOD) modelo NT 718 no Laboratório de Química Biológica na UFRRJ, usada como incubadora.

Todas as colônias, quando crescidas e ocupando toda a superfície dos frascos, foram armazenadas em bolsas de 350 gramas a 4 graus Celsius em câmara de crescimento modelo NT 718 no Laboratório de Química Biológica na UFRRJ. Foram preparadas várias culturas de ágar com base na cultura inicial. Posteriormente, o desenvolvimento foi acompanhado a cada 24 horas e novas repicagens foram feitas até a obtenção de isolados puros.

### 3.3.4. Meios de cultivo alternativos e estudo do pH

Foram selecionadas três espécies de macrofungos para serem cultivadas: *Oudemansiella canarii*, *Panus strigellus* e *Schizophyllum commune*.

Foi feito um estudo de desenvolvimento das espécies selecionadas usando dois meios de cultivo alternativo como substitutos do BDA tradicional de acordo com ensaios prévios realizados no laboratório.

Para cada espécie foi seguido um critério de seleção e foram selecionadas 3 espécies previamente isoladas, caracterizadas e mantidas na micoteca do Laboratório de Química Biológica:

1. *Oudemansiella canarii*, ocorre várias vezes no ano na Flona e sendo vista também nos fragmentos florestais da Universidade Rural, tem sido reportada como

comestível, sendo comum no território brasileiro e ocorre em diferentes biomas (RUEGGER et al., 2001), embora pouco estudada.

2. *Panus striguellus*, espécie neotropical ocorre em vários biomas (DRECHSLER-SANTOS et al., 2012) de características peculiares, cor roxo, consumido pelo grupo indígena Yanomami do Amazonas (COIMBRA et al., 2018).

3. *Schizophyllum commune*, espécie amplamente distribuída no mundo, exceto na antártica, usada como modelo genético para estudo dos basidiomicetos, é comestível e medicinal (IMTIAJ et al., 2008; OHM et al., 2010).

#### **a) Formulação do meio de cultura BDA-controle**

Foi montado um estudo inteiramente casualizado, usando duas formulações mais o controle: Borra de café e agar (BCA), pó de serragem e agar (SSA) e BDA como controle, e três variações de pH (5,5; 6,0; 6,5), e 4 repetições (3x3x4), totalizando 12 placas por espécie, 36 placas em total.

BDA- controle: o meio de cultura (BDA), foi preparado com pH 5,5; e posteriormente foi adicionado uma gota de hidróxido de sódio (NaOH) para aumentar o pH para 6,0. O mesmo procedimento foi feito para pH 6,5 adicionado duas gotas de (NaOH). Para medir o pH, foi utilizado o pHmetro modelo SP1800 Sensoglass 110 volts. As placas com os meios foram identificadas e esperou-se o meio solidificar na câmara de fluxo com ar ligado. O mesmo procedimento foi feito para cada espécie.

Após a solidificação foram retirados fragmentos de sete milímetros (7 mm), de diâmetros da massa micelial de uma placa matriz com colônias puras de *O. canarii*, *P. striguellus* e *S. commune* crescidas em BDA, e logo em seguida os fragmentos, um por placa, foram transferidos para as placas com os tratamentos; após a transferência do disco com micélio, as placas foram vedadas com filme pvc e incubadas na estufa biological oxygen demand (BOD) a 25 °C por 8 dias e foi acompanhado o crescimento micelial a partir de 48 horas com medições usando um app digital realizadas através do aplicativo 2D câmera mensure a cada 48 horas e um celular smartphone.

#### **b) Formulação do meio de cultura alternativo usando borra de café**

Para a elaboração do meio de cultura foi usada a borra de café como fonte alternativa de substrato, recolhida da área de serviço do laboratório, secada em estufa de dupla circulação de ar a 45 °C, e preparados meios de cultura igual a BDA sem caldo de batata, nos pH 5,5, 6,0 e 6,5. Foram utilizados 30g de borra de café, 10g de ágar e 10g de dextrose para 500 ml de água destilada.

Foram utilizados 50 ml do meio de cultura já preparado com a borra de café incorporada e divididos em três béquers contendo cada um 15 ml do meio de cultura. Foi feita a leitura do pH indicando meio de caráter ácido (5,2). Para ajustar o pH para os valores mais básicos de 6,0 e 6,5 foi adicionado a base hidróxido de sódio (NaOH) gota a gota até ajustar os valores. Para medir o pH, foi usado o mesmo procedimento que no meio BDA. O meio foi autoclavado em autoclave vertical modelo Primatec - CS a 1 atm durante 40 min. a 120 °C. Depois de autoclavado o meio de cultura, foi levado para a câmara de fluxo para ser vertido nas placas de Petri e posteriormente foi feita a transferência de fragmentos das matrizes de cada espécie, igualmente como descrito para BDA. Após a transferência do disco com micélio, as placas foram vedadas com filme pvc e incubadas na estufa biological oxygen demand (BOD) a 25 °C por 8 dias e foi acompanhado o crescimento micelial a partir de 48

horas com medições usando um app digital realizadas através do aplicativo 2D câmera mensura a cada 48 horas e um celular smartphone.

### **c) Formulação do meio de cultura alternativo usando pó de serragem (SSA)**

Foi elaborado um meio de cultura alternativo usando o farelo de capim elefante (*Pennisetum purpureum*), como fonte alternativa de substrato igualmente a pH 5,5, 6,0 e 6,5. Foi utilizado 30g de farelo de capim, 10 g de ágar e 10 g de dextrose para 500 ml de água destilada. Para medir o pH foi utilizado 50 ml do meio de cultura já preparado (farelo de capim elefante) divididos em três béquer contendo cada um 15 ml do meio de cultura. Foi feita a leitura do pH indicando um meio ácido (4,8), necessitando ajustar o pH para todos os valores 5,5; 6,0 e 6,5; adicionando a base hidróxido de sódio (NaOH), gota a gota até ajustar cada valor. Para medir o pH, foi usado o mesmo procedimento que no meio BDA. O meio foi autoclavado em autoclave vertical modelo Prismatec - CS a 1atm durante 40 min. a 120 °C.

Depois da autoclave o meio de cultura foi levado para a câmara de fluxo para ser feito a inoculação, vertendo o meio de cultura na placa de Petri de 90 mm de diâmetro. Após verter o meio de cultura FCA na placa de Petri, foi feita a inoculação mediante a transferência de fragmentos de 7mm de diâmetro de micélio das matrizes contendo as colônias puras. Após a transferência, as placas foram vedadas com filme pvc e incubadas na estufa biological oxygen demand (BOD) a 25 °C por 8 dias e foi acompanhado o crescimento micelial a partir de 48 horas com medições usando um app digital realizadas através do aplicativo 2D câmera mensura a cada 48 horas e um celular smartphone.

### **d) Observação e medição do diâmetro da colônia**

A partir de 48 horas foram feitas as medições da área ocupada pelo micélio com ajuda de um smartphone e um aplicativo (app) digital ON 2D-Camera Measure, Potatotree Soft instalado a partir da Play Store®.

Uso do app: foram feitas calibrações sempre usando a mesma referência de área conhecida e altura da câmera até o objeto, após este procedimento foram feitas as fotos, rodando 3 vezes a placa de petri em baixo e com a câmera fixa, e medições da área colonizada foram calculadas a partir da média de 3 medidas.

### **e) Análises estatísticas**

Os resultados foram analisados estatisticamente usando como base os programas SISVAR e o Stagraphic Centurium versão XVII. Foram realizadas análises de variâncias simples e multivariadas dependendo do caso.

## **3.4. Cultivo das Espécies Seleccionadas**

### **3.4.1. Preparação do inóculo**

A partir do crescimento na placa contendo uma colônia pura e nativa, foi preparado o inóculo ou semente. O procedimento teve início com o grão de trigo (*Triticum aestivum* L.1753) que foi deixado sob hidratação no período de 24 horas. No dia seguinte o grão foi colocado a 1 atm a 120°C duas vezes por 40 minutos em autoclave vertical modelo CS, número de fabricação 21561 e voltagem de 220. Após isso foi adicionado 1 % de cal ou

carbonato de cálcio ( $\text{CaCO}_3$ ) sob o peso total do grão úmido. Esse material foi colocado em recipientes de vidro, fechado e levado para autoclave para esterilização.

O procedimento de esterilização ocorreu a 1 atm durante 40 minutos a  $120^\circ\text{C}$ . Em seguida os recipientes foram levados para a sala de microbiologia no Laboratório de Química Biológica do Solo na UFRRJ para os grãos de trigo serem inoculados. A inoculação foi feita pela transferência do micélio, já cultivado em placas de vidro estéril, para os recipientes contendo os grãos de trigo, onde o fungo passa a se desenvolver sobre os grãos, utilizando seus nutrientes. A inoculação foi realizada em câmara de fluxo (capela) em ambiente estéril. Posteriormente os inóculos foram reservados até seu uso em refrigeração a  $5^\circ\text{C}$ .

### 3.4.2. Produção dos substratos de cultivo

Para a produção dos substratos para os fungos citados, foram utilizadas as seguintes formulações, previamente testadas no laboratório, como segue:

Formulação de substrato para o macrofungo *Oudemansiella canarii*: 2 Kg de capim elefante (*Pennisetum purpureum*), 240 g de cevada (*Hordeum vulgare* L. 1753), 24g de açúcar mascavo, 24g de rocha fosfórica e 24g de cal (carbonato de cálcio ( $\text{CaCO}_3$ )).

Formulação de substrato para os macrofungos *Panus strigellus* e *Schizophyllum commune*: 2,5 Kg de serragem de eucalipto sp., 250g de cevada (*Hordeum vulgare*), 250g de farinha de arroz (*Oriza sativa*), 25g de açúcar mascavo, 25g de rocha fosfórica e 25g de cal ( $\text{CaCO}_3$ ).

Os componentes foram misturados em um tonel de plástico cortado ao meio e adicionado água até atingir umidade de 60% para *Panus strigellus* e *Schizophyllum commune* e de 75% para *Oudemansiella canarii*. Em seguida foram preparadas bolsas de 350g com esse substrato, e levadas para autoclave vertical modelo CS, número de fabricação 21561 e voltagem de 220 para serem esterilizadas a 1 atm por 40 minutos a  $120^\circ\text{C}$ . Após resfriamento natural, as bolsas foram inoculadas com micélios presentes nos grãos de trigo. As bolsas foram armazenadas em temperatura controlada ( $25\text{-}26^\circ\text{C}$ ) para o crescimento micelial.

### 3.5. Cultivo e Variáveis Analisadas

O experimento de produção foi conduzido sob condições axênicas. O substrato foi incubado em câmara climatizada a temperatura de  $25 \pm 2^\circ\text{C}$ , na ausência de luz e umidade relativa em torno de 80-85%, com o objetivo de permitir a colonização do substrato até emissão dos primórdios, durante 25 dias. Posteriormente à inoculação, quando então foram transferidos para a câmara de produção, a temperatura foi reduzida de 25 ou  $\pm 2^\circ\text{C}$  para  $23 \pm 1^\circ\text{C}$  para induzir a “frutificação” e permitir a produção dos basidiocarpos (cogumelos) de maneira mais uniforme possível.

A luminosidade foi mantida em 2000 Lux, com fotoperíodo de 12 h/ d-1. A umidade relativa foi ajustada para 90% durante a “frutificação”. A taxa de renovação de ar na câmara de cultivo foi de 5 x h-1, para manter o nível de  $\text{CO}_2$  controlado durante a fase de produção dos basidiocarpos. A temperatura interna do substrato de cultivo foi monitorada durante o experimento utilizando-se um termômetro de haste digital. O período total de cultivo foi de 100 dias. O cultivo de cogumelos axênicos, ou seja, cogumelos cultivados com substratos esterilizados (vapor úmido sob pressão), e em câmaras climatizadas, garante um padrão elevado de substrato, sendo assim um ponto positivo para produtores que necessitam padronizar seus procedimentos para o cultivo em série.

Após a “frutificação”, os cogumelos quando maduros foram colhidos e pesados, sendo em seguida secos em estufa de circulação de ar ( $55 \pm 5^\circ\text{C}$ ) para a determinação da umidade e

da massa seca. Durante o cultivo, foram analisadas as seguintes variáveis: eficiência biológica (EB) em relação aos substratos e rendimento (R). Foi utilizada a eficiência biológica para expressar a produtividade ou produção da biomassa fúngica, caracterizada pela conversão do meio de cultivo em basidiocarpos (cogumelos). Este índice é o mais utilizado pelos pesquisadores, o que facilita a comparação dos resultados com a literatura (TISDALE et al., 2006; DAS & MUKHERJEE, 2007):

$$EB = \frac{MFC}{MSS} \cdot 100$$

Onde:

EB= Eficiência biológica, %  
MFC= Massa fresca de cogumelos, g  
MSS= Massa seca de substrato, g

A perda de matéria orgânica (PMO) é o índice que avalia a decomposição do substrato pelo fungo. Tal índice é baseado na perda da matéria orgânica decomposta pelo fungo que é determinado por meio da diferença entre a massa seca do substrato inicial, e a massa seca do substrato residual. A PMO foi avaliada conforme Sturion (1994), expressa pela seguinte fórmula:

$$PMO = \frac{MSSI - MSSR}{MSSI} * 100$$

Onde:

PMO= Perda de matéria orgânica %  
MSSR= Massa seca do substrato residual, g  
MSSI= massa seca de substrato inicial, g

Finalmente o rendimento (R) foi avaliado de acordo com a expressão abaixo:

$$R = \frac{MFC}{MFS} * 100$$

Onde:

R= Rendimento, g kg<sup>-1</sup>  
MSSR= Massa fresca de cogumelos, g  
MSSI= massa fresca de substrato, g

Os dados foram submetidos à análise de variância e as médias foram comparadas pelo teste de Tukey (5%). Para tal, foi utilizado o programa SISVAR 4.2 desenvolvido pelo Departamento de Ciências Exatas, da Universidade Federal de Lavras - UFLA, Lavras, MG.

Compreendemos a eficiência biológica como sendo o índice mais utilizado para expressar (em porcentagem) o rendimento da biomassa de um fungo, procedimento que permite a aferição dos resultados obtidos entre os autores (SALES-CAMPOS; ANDRADE, 2011).

As variáveis analisadas foram: eficiência biológica (EB%) e rendimento (R g Kg<sup>-1</sup>).



$$EB (\%) = \frac{\text{Massa fresca dos basidiomas (g)}}{\text{Massa seca do substrato (g)}} \times 100$$

Quanto ao parâmetro Rendimento, ele é expresso pela massa fresca de basidiomas sobre a massa fresca do composto, segundo fórmula:

$$R (g \text{ kg}^{-1}) = \frac{\text{Massa fresca dos basidiomas (g)}}{\text{Massa fresca do substrato (g)}}$$

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado (DIC) com número de tratamentos definido, com linhagens de *Oudemansiella canarii* cada uma com repetições definidas, onde a unidade experimental correspondeu a um saco com certa massa (em gramas) de composto úmido.

Os dados foram submetidos à análise de variância e as médias foram comparadas pelo teste de Tukey com 5% de probabilidade de erro, utilizando-se o programa estatístico SISVAR 4.2.

### **3.5.1 Cálculo das percentagens de consumo de composto (CC), produtividade (P) e eficiência biológica (EB)**

$$CC = 100 \frac{3}{4} \{ (\text{Composto final de matéria seca} / \text{Composto inicial de matéria seca}) \times 100 \}$$

$$P = (\text{peso de matéria seca do cogumelo} / \text{peso de matéria seca inicial do composto}) \times 100$$

$$BE = (\text{peso de matéria fresca do cogumelo} / \text{peso de matéria seca inicial do composto}) \times 100$$

## 4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

### 4.1. Clima de Seropédica

O Clima de Seropédica, baseado na Classificação Climática de Köppen é do tipo Aw ou Tropical do Brasil, verão úmido, sendo chuvoso e com inverno seco.

Conforme dados Meteorológicos fornecidos pelo Instituto Nacional de Meteorologia do 6º Distrito de Meteorologia-RJ (Tabelas 2, 3 e 4), temos as seguintes informações sobre a precipitação, a temperatura e a umidade relativa do ar, nos períodos de setembro a outubro de 2017 e 2018, para o município de Seropédica:

**Tabela 2.** Dados de temperatura (°C) para o município de Seropédica-RJ (setembro-outubro 2017-2018).

	Temperatura (°C)					
	Mínima Absoluta		Média		Máxima Absoluta	
	Set	Out	Set	Out	Set	Out
<b>2017</b>	12,3	16,3	23,3	24,6	37,9	38,5
<b>2018</b>	13,4	13,7	22,8	23,5	35,4	36,9

Fonte: INMET/6º DISME RJ.

**Tabela 3.** Dados de umidade relativa (%) para o município de Seropédica-RJ (setembro-outubro 2017-2018).

	Umidade Relativa (%)					
	Mínima Absoluta		Média		Máxima Absoluta	
	Set	Out	Set	Out	Set	Out
<b>2017</b>	15	17	63	70	100	100
<b>2018</b>	23	26	73	78	100	100

Fonte: INMET/6º DISME RJ.

**Tabela 4.** Dados de chuva acumulada (mm) para o município de Seropédica-RJ (setembro-outubro 2017-2018).

	Chuva Acumulada (mm)	
	Set	Out
<b>2017</b>	15	17
<b>2018</b>	23	26

Fonte: INMET/6º DISME RJ.

### 4.2. Identificação dos Macrofungos

Na coleta realizada na Floresta Nacional Mário Xavier (FLONA), no período compreendido de setembro a outubro de 2017 e setembro a outubro de 2018, foram coletados um total de (330) trezentos e trinta espécimes e agrupados de acordo com características semelhantes. Do total, foram identificados doze (12) espécimes encontrados sobre troncos de árvores caídas e em estado de decomposição (Tabela 5). Considerando as características macroscópicas, foi possível identificar doze (12) basidiomicetos a nível de espécie e três (03) ordens: *Agaricales*, *Polyporales* e *Auriculariales*.

**Tabela 5.** Gêneros e o número de espécies encontrados na Flona Mário Xavier nos períodos de 2017 e 2018.

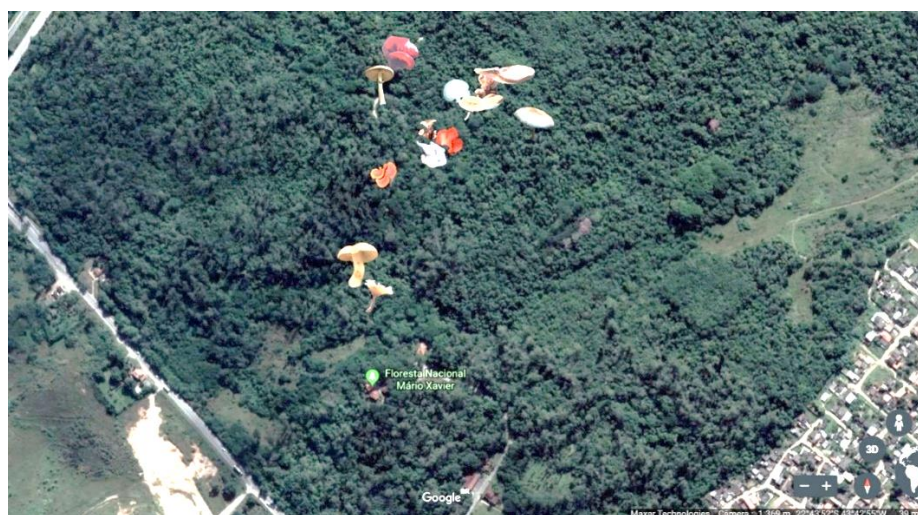
Nº.	Gênero	Número de espécies coletadas	Espécie
1	<i>Auricularia</i>	21	<i>Auricularia delicata</i>
2	<i>Favolus</i>	15	<i>Favolus brasiliensis</i>
3	<i>Ganoderma</i>	18	<i>Ganoderma australe</i>
4	<i>Lentinus</i> * <sup>3</sup>	42	<i>Lentinus crinitus</i>
5	<i>Macrocybe</i>	14	<i>Macrocybe titans</i>
6	<i>Oudemansiella</i> * <sup>1</sup>	33	<i>Oudemansiella canarii</i>
7	<i>Panus</i>	28	<i>Panus strigellus</i>
8	<i>Pleurotus</i>	16	<i>Pleurotus djamor</i>
9	<i>Polyporus</i>	23	<i>Polyporus tricholoma</i>
10	<i>Psilocybe</i>	12	<i>Psilocybe cubensis</i>
11	<i>Pycnoporus</i>	60	<i>Pycnoporus sanguineus</i>
12	<i>Schizophyllum</i> * <sup>2</sup>	40	<i>Schizophyllum commune</i>

\*Espécies que foram observadas e coletada em ambos períodos.

As espécies identificadas foram: *Schizophyllum commune* (isolado 001), *Macrocybe titans* (002), *Panus strigellus* (003), *Oudemansiella canarii* (004), *Lentinus crinitus* (005), *Pycnoporus sanguineus* (006), *Polyporus tricholoma* (007), *Ganoderma australe* (008), *Auricularia delicata* (009), *Psilocybe cubensis* (019), *Pleurotus djamour* (011), *Favolus brasiliensis* (012) e uma décima terceira espécie que não foi incluída como material de estudo, o macrofungo *Trametes ochracea*.

As espécies *Lentinus crinitus*, *Schizophyllum comune* e *Oudemansiella canarii* se repetiram na coleta de 2018. Os morfotipos identificados até o gênero (isolados 001, 002, 004, 007, 008, 009, 011 e 012) pertencem à família *Poliporaceae*.

O local da coleta de cada espécie ou espécimes, foi demarcado por superposição das coordenadas sobre uma imagem extraída do Google Maps (Figura 14), sendo apresentada a localização de cada espécie dentro da Mata.



**Figura 14.** Superposição das coordenadas de acordo com a ordem de coleta e cada tipo de espécie identificada.

A relação dos 12 espécimes coletados e o local de coleta foi agrupada e os dados apresentados na Tabela 6. Número de amostras de cada indivíduo, o tipo de substrato e respectivas coordenadas. A relação é de grande importância para este trabalho e para a Floresta Nacional Mário Xavier aliando-se a outros trabalhos que estão sendo realizados nesta região, principalmente por pesquisadores do Departamento de Geografia da UFRRJ, mas que não pesquisam a micodiversidade dessa Unidade de Conservação.

**Tabela 6.** Relação de espécimes coletados e locais de amostragens georeferenciados no transepto realizado no período de 2017-2018.

Número <sup>*1</sup>	Amostra	Nº. de Indivíduos coletados	Substrato	Localizações	Código da Linhagem <sup>*2</sup>
1	5	40	Madeira	S 22°43.820' W 043°42.486'	SCZ0609
2	15	14	M.O	S 22°43.933' W 043°42.562'	MCB2009
3	3	28	Madeira	S 22°43.815' W 043°42.486'	PST1011
4	10	33	Madeira	S 22°43.804' W 043°42.407'	ODU0705
5	36	42	Madeira	S 22°43.776' W 043°42.458'	SCZ 0609
6	91	60	Madeira	S 22°43.841' W 043°42.539'	
7	40	23	Madeira	S 22°43.937' W 043°42.554'	
8	43	18	Madeira	S 22°43.774' W 043°42.453'	
9	51	21	Madeira	S 22°43.739' W 043°42.429'	AUR0409
10	49	12	M.O	S 22°43.769' W 043°42.549'	
11	6	16	Madeira	S 22°43.817' W 043°42.482'	DJM2309
12	8	15	Madeira	S 22°43.770' W 043°42.462'	

\*1 - Espécies em ordem de listagem segundo a Tabela 5; \*2 - As linhagens se encontram isoladas e conservadas no Laboratório de Química Biológica do IA, UFRRJ e as espécies desidratadas e catalogadas em tramitação para depósito na coleção do Departamento Fitopatologia da UFRRJ, assim como estão sendo reportadas no Sisgem.

### 4.3. Descrição dos Morfotipos Coletados

As Tabelas 7 a 18 apresentam os dados iniciais de nomenclatura e identificação dos morfotipos isolados estudados, precedendo suas respectivas descrições e informações obtidas em análise.

**Tabela 7.** Dados iniciais do morfotipo isolado 001.

Nome Científico	Família	Forma	Coloração
<i>Schizophyllum commune</i>	<i>Schizophyllaceae</i>	Parabólica	Cinza/Rosado

***Schizophyllum commune* Fr., Observ. Mycol. (Havniae) 1:103. 1815** – É um fungo da ordem *Agaricales* que pode ser reconhecido pelo basidioma acinzentado, viloso e aparentemente lamelado e comestível. Espécie muito comum de ampla distribuição mundial, podendo ser parasita ou saprófita em diversos substratos, mais raramente em coníferas (PEGLER, 1983). **Basidioma** anual, pileado sésil, imbricado, lateralmente atado. **Píleo** flabeliforme, coriáceo, 0,5-4 × 0,4-1,3 cm, até 0,1 cm de espessura. **Superfície** pilear vilosa, radialmente estriada, concentricamente zonada, acinzentada; margem vilosa, lobada, frequentemente incisa e involuta, concolor a superfície pilear. Frequentemente as bordas das cânulas adjacentes estão fundidas. As **brânquias** ou cânulas, possuem cor cinza para rosado, irradiando do ponto de fixação (central ou lateral); são divididas longitudinalmente e se

curvam para proteger o himênio, a parte fértil do fungo, no período da seca. **Superfície** himenial aparentemente lamelar, formada por cânulas radiais enroladas, cinza-acastanhada.

As folhas abaixo da superfície são divididas em duas ao longo do comprimento (caráter típico deste fungo e daí, seu nome cinético: schizo = dividir e filo = folha). O *Schizophyllum commune* não é exatamente um fungo agaricóide. **Estipe** pouco desenvolvida, medindo 1 cm de comprimento e não muito visível no substrato. Quando posicionado embaixo da madeira morta o corpo de frutificação tem fixação central através da parte estéril com aspecto séssil. **Contexto** homogêneo, concolor a superfície himenial.

Reação em KOH negativa. **Sistema hifálico** monomítico; hifas generativas não amilóides e não dextrinóides, com grampos de conexão e espículas, hialinas, parede fina a espessa, 2,5-6,25 µm de diâmetro, não infladas. **Basídios** estreitamente clavados, 6 x 4 µm. **Basidiósporos** elipsóides a alantóide-cilíndricos, hialinos, lisos não amilóides e não dextrinóides, parede fina e lisa, 2,5-6,25 x 1,25-2,5 µm.

**Distribuição geográfica:** cosmopolita (COOKE, 1961). Substrato: encontrado em madeira em decomposição de gimnospermas. **Material examinado:** BRASIL, Mata Atlântica, FLONA Mário Xavier, Seropédica-RJ.

**Tabela 8.** Dados iniciais do morfotipo isolado 002.

Nome Científico	Família	Forma	Coloração
<i>Macrocybe titans</i>	<i>Tricholomataceae</i>	Plana	Marrom

***Macrocybe titans* (PEGLER, LODGE e NAKASONE, 1998)** – É um gênero de fungos da ordem *Agaricales*. As espécies formam enormes cogumelos carnudos e pálidos, que frequentemente crescem em pedaços de madeira morta no chão. O peso do cluster pode exceder 30 kg. Podem alcançar até 100 cm (um metro) de diâmetro, são macrofungos carnudos e comestíveis. Estes fungos crescem no solo, solitários ou em grupos. **Basidiomas** grandes, brancos, em grupos unidos pela base do estipe. **Pileo** com 22 cm de diâmetro, convexo a plano, pouco deprimido no centro, ondulado em direção à margem; superfície lisa e escamosa, pode ocorrer uma pequena protuberância central dando um aspecto umboplano; branco à esbranquiçado, amarelado à rosa amarelado; claro na parte central, cinza claro para a margem.

**Estipe** com 16 cm de comprimento, 4 cm de diâmetro, sem anel, cor branca, posição central a excêntrica, cilíndrico, bulboso a clavado para a base, sólido, com escamas cinzas. **Contexto** de 1 a 1,8 cm de espessura, compacto, branco. Himenóforo com lâminas aderidas, sinuosas, largura de 1 mm, regular, de borda inteira; brancas à esbranquiçadas. **Basídios** cilíndricos a cilíndrico-clavados, de 29 a 41 µm de comprimento e 5,0 a 8,0 µm de largura, com esterigmas regularmente de 4 a 9 µm de comprimento, subhialinos em KOH. **Basidiósporos** de 5,0 a 6,5 µm de largura e 3,5 a 5,0 µm de comprimento, ovóides, subglobosos ou elipsóides, lisos, apiculados, de parede fina, gutuladas, hialinos a subhialinos em KOH, azuis com azul de algodão em lactofenol. **Esporos** subglobosos, de (5-) 6-7 x 4-5 (-6) µm, hialinos.

**Pleurocistídios** sub-cilíndricos, com a extremidade superior apontada, medindo 25-60 x 6-8 (-10) µm e sendo hialinos; cilíndrico; vermiforme. **Queilocistídio** hialina, 14-40 x 4-5 µm. Estruturas como cistídios pouco abundantes, fusóides, de ápice lanceolado a filiforme, de parede fina de 36 a 46 µm de comprimento e 10 a 13 µm de largura, hialinos a subhialinos em KOH e abundantes estruturas cistidióides de tamanho similar ao dos basídios, de conteúdo celular denso e refringente. Trama himenoforal regular. **Contexto** formado por hifas fibuladas, de parede fina, hialinas em KOH.

**Distribuição geográfica:** espécie de grande abrangência na América do Sul e na Mata Atlântica. **Substrato:** fragmentos de madeira em decomposição depositado no solo. **Material examinado:** BRASIL, Mata Atlântica, FLONA Mário Xavier, Seropédica-RJ.

**Tabela 9.** Dados iniciais do morfotipo isolado 003.

Nome Científico	Família	Forma	Coloração
<i>Panus strigellus</i>	<i>Poliporaceae</i>	Infundibulariforme	Marrom

***Panus strigellus* ((Berk.) Overh., J. Dept. Agric. Porto Rico 14: 353. 1930)** – Este macrofungo é um cogumelo comestível, servido nos restaurantes. Também é consumido pelo povo indígena Yanomami na Amazônia Legal (ISA, 2016). **Basidioma** aplanado a ciatiforme. **Píleo** glabrescente, superfície escamulosa, margem enrolada, infundibuliforme, amarelo pálido a ocráceo, esquâmulas espiniformes dispersas sem organização aparente. **Superfície** aveludada. Margem curvada e ciliada, com 5 cm de diâmetro. **Lamelas** decurrentes, mais claras que a superfície do píleo. **Estipe** central ou excêntrico, velutinoso, curto, 2,5 cm de comprimento e 3 mm de diâmetro, superfície estrigosa, base inserta, forma e conteúdo igual, anel ausente, volva ausente, Sistema hifal dimítico, hifas generativas fibuladas, 2-3 µm de diâmetro, parede fina; hifas esqueléticas, 2,5-4 µm de diâmetro, parede espessada.

**Gloeocistídios** fusóides, 35-65 x 6-12 µm. Basídios clavados, 13-17 x 4-5 µm. **Basidiósporos** ovóides a elipsóides, 5-6 x 3-3,5 µm, hialinos, lisos. Os cistídios apresentam parede fina e/ou parede espessa (pleurocistídios e queilocistídios) e a pileipeles é indiferenciada, do tipo epicutis, às vezes triconodermis. Os **esporos** são cilíndricos-elipsóides, hialinos, 5-7 x 2-2,5 µm. **Queilocistídios** cilíndrico-vesiculares, irregularmente ondulados e pontiagudos ou com rombos, de 15-30 x 2-6 µm. Eles crescem em grandes conjuntos em troncos podres, às vezes parcialmente enterrados.

**Distribuição geográfica:** espécie comumente encontrada na América do Sul, de distribuição restrita à América Latina (PEGLER, 1983b). Possui ocorrência registrada para a Mata Atlântica (Paraná e Santa Catarina) e Cerrado (São Paulo) (MEIJER, 2008; GUGLIOTTA, 2015). **Substrato:** madeira morta, geralmente enterrada. **Material examinado:** BRASIL, Mata Atlântica, FLONA Mário Xavier, Seropédica-RJ.

**Tabela 10.** Dados iniciais do morfotipo isolado 004.

Nome Científico	Família	Forma	Coloração
<i>Oudemansiella canarii</i>	<i>Physalacriaceae</i>	Plana	Branca

***Oudemansiella canarii*** – Este gênero foi proposto por Spegazzini (1881) para acomodar uma única espécie, *O. platensis* (Speg.) Speg. (*Agaricus platensis* Speg.), descrita na Argentina e hoje considerada sinônimo da espécie Pantropical *O. canarii* (Jungh.). De acordo com Dorfeldt (1985) *Oudemansiella* sp foi considerado como restrito às espécies com véu, estritamente lignícolas (sem apêndice rizomórfico), com superfície superior não himeniforme e esporos lisos e *Xerula* com as espécies sem véu, estipe com apêndice rizomórfico, com a superfície superior himeniforme com ou sem pileocistídios e esporos lisos. *Oudemansiella canarii* pertence à ordem Agaricales.

**Basidioma** gregário a disperso, às vezes cespitoso, lignícola. **Píleo** convexo a aplanado, castanho-claro quando jovem, depois branco, recoberto por escamas que formam pequenas placas castanho-claras quando maduro, carnoso, superfície às vezes levemente viscosa, margem involuta a plana, 5-9 cm de diâmetro. **Lamelas** aderidas, totalmente brancas, espaçadas, com lamelulas, margem lisa; borda estéril ou heteromorfa com queilocistídios semelhantes aos pleurocistídios, porém mais fusóides que ventricosos. **Estipe** cilíndrico a

curvo, com bulbo na base, completamente branco, lisa, 3-5 mm de diâmetro x 4,5-10 cm de comprimento, posição central, anel e volva ausentes, presença de rizomorfa. **Esporada** branca.

**Contexto** hialino, parcialmente gelatinizado, com hifas de parede fina, septadas, grampos de conexão não visualizados, 5,6-12,6 µm de diâmetro. Forma e conteúdo do estipe, delgados. **Basidiósporos** globosos a levemente subglobosos, lisos, hialinos, parede espessa, normalmente com apenas uma gota refrativa, inamilóides, 21-23,8 x 18,2-23,8 µm (Q = 1,0-1,15). **Basídios** clavados, hialinos, de parede fina, tetraesporados, inamilóides, 40,6-49,9 x 12,6-14 µm. **Pleurocistídios** fusóides a ventricosos fusóides com ápice arredondado, hialinos, de parede fina a levemente espessa, inamilóides, 77-128,8 x 12,6-26,6 µm. **Trama da lamela** regular a ligeiramente irregular, hialina, com hifas de parede fina, septadas, grampos de conexão não visualizados, às vezes infladas, 4,2-8,4 µm diâmetro. **Superfície** superior formada por elementos terminais clavados, cilíndricos ou levemente ventricosos, hialinos ou com conteúdo vacuolar castanho.

**Distribuição geográfica:** é de distribuição pantropical. **Substrato:** madeira em decomposição. **Material examinado:** BRASIL, Mata Atlântica, FLONA Mário Xavier, Seropédica-RJ.

**Tabela 11.** Dados iniciais do morfotipo isolado 005.

Nome Científico	Família	Forma	Coloração
<i>Lentinus crinitus</i>	<i>Poliporaceae</i>	Amplamente parabólica	Esbranquiçada

*Lentinus crinitus* ((L ex Fr.) Fr. Syst. Orb, Veg. 77. 1825) – É um macrofungo comestível e ainda com aplicações em biotecnologia. É também consumido pelo povo indígena Yanomami na Amazônia Legal (ISA, 2016). **Basidioma** coriáceo, levemente infundibuliforme. **Píleo** isolado ou em grupo, coriáceo-rígido, resistente e com aspecto infundibuliforme quando seco, quando fresco apresenta-se flexível, com pequena depressão central arredondada, 1,5 a 2,5 cm diâmetro. **Superfície** dorsal recoberta por espessa pilosidade que geralmente dispõe-se em feixes aglomerados, tomando aspecto escamoso, de coloração castanho-claro a castanho-escuro e, ao envelhecer, os pelos tornam-se mais enegrecidos, tendendo a superfície ficar glabra. **Margens** com tomento mais denso que a região central, quase totalmente involuta quando seco, sendo que, quando fresco, é horizontalmente expandida, de bordos ligeiramente divididos em pequenos lóbulos lisos; superfície central glabra.

**Estipe** em posição central, anel e volva ausentes, superfície estrigosa, forma e conteúdo igual, medindo 1,0 a 2,0 cm de diâmetro e 2,0 a 3,0 cm de comprimento. Contexto creme, medindo 0,1 cm de espessura. **Lamelas** decurrentes, interconectadas na base formando uma rede, apresentando pequenas glândulas em toda sua extensão, castanho-claro a castanho-escuro, margens finamente serrilhadas. Haste de mesma coloração do píleo, central-cilíndrico, levemente sinuosa, possuindo pêlos delgados e escamosos, recobrendo sua superfície, sendo que às vezes tais pêlos são quase inexistentes. **Basídios** clavados (12 -15 x 4,5 µm). **Basidiósporos** cilíndricos a elipsóides, 6-6,5 x 2-2,5 µm (Q = 2,87), hialinos, lisos.

Os **queilocistídios** são cilíndrico-vesiculares, irregularmente ondulados e pontiagudos ou com rombos, de 15-30 x 2-6 µm. **Sistema de hifas** dimítico, com hifas generativas e esqueléticas.

**Distribuição geográfica:** América Tropical (PEGLER, 1983b). Para o Brasil, é registrada a ocorrência do táxon nas regiões Norte (AM, AP, PA, RO), Nordeste (AL, BA, PB, PE, RN, SE), Centro-Oeste (MS, MT), Sudeste (ES, SP) e Sul (PR, SC) (MEIJER, 2008; DRECHSLER-SANTOS et al., 2012; GUGLIOTTA, 2015). **Substrato:** encontrado em sua

grande maioria sobre troncos em decomposição; foi observado sobre um tronco de *Lecythis* (Sampucaia), da família *Lecythidaceae*, em decomposição. **Material examinado:** BRASIL, Mata Atlântica, FLONA Mário Xavier, Seropédica-RJ.

**Tabela 12.** Dados iniciais do morfotipo isolado 006.

Nome Científico	Família	Forma	Coloração
<i>Pycnoporus sanguineus</i>	<i>Poliporaceae</i>	Ligeiramente umbonado	Rosea

*Pycnoporus sanguineus*, macrofungo da ordem *Agaricales*, possui tipo de podridão branca. É caracterizado pela coloração laranja-avermelhada do basidioma, caráter diagnosticado em campo. É uma espécie comum em ambientes abertos, ensolarados e com grande alteração antrópica, restrita a áreas temperadas do hemisfério norte. É encontrado em troncos caídos ou não, de quase todos os tipos de madeira decídua. **Basidioma** fino, lignícola, anual, pileado a efuso-reflexo, séssil a subestipitado, solitário a imbricado ou lateralmente conato. **Pileo** aplanado, dimidiado a flabeliforme, 5-6 cm de largura e 3-4,5 cm de comprimento. **Superfície** abhimenial vermelho-alaranjada, tomentosa, puberulosa, esbranquiçada e glabra na maturidade e apresentando zonas esbranquiçadas e concentricamente zonadas, laranjas a laranja-avermelhadas. **Margem** fina, concolor a superfície abhimenial, glabra, aguda, inteira. **Superfície** himenial poróide, concolor a superfície abhimenial, 2-8 poros por mm, regulares, angulares. **Estipe** ausente. **Contexto** fibroso-esponjoso, laranja, com algumas porções brancas, xantocróico, até 0,4 cm espesso.

**Poros** regulares, circulares, pequenos, 2-8 por mm; superfície dos poros laranja-avermelhada. Tubos laranja-avermelhados, até 0,4 cm de profundidade; dissepimentos finos, inteiros. Sistema hifal trimítico; **hifas generativas** com ansas, hialinas, de parede fina 2-3 µm de diâmetro; **hifas esqueléticas** hialinas a levemente amareladas, retas, com ou sem ramificações, 3,5-5,5 µm diâmetro; **hifas conectivas** hialinas a amareladas, muito ramificadas, parede espessada a sólida, tortuosa 2-3 µm diâmetro. Elementos estéreis ausentes. **Basídios** tetrasterigmados, clavados, com ansa basal, 10-15(16,5) x 4-6 µm. **Basidiósporos** cilíndricos, hialinos, com parede fina e lisa, IKI-, 4-5(-5,5) x 2-3 µm.

**Distribuição geográfica:** amplamente distribuída em áreas tropicais e subtropicais (GILBERTSON & RYVARDEN, 1987). **Substrato:** espécie saprófita sobre angiospermas. **Material Examinado:** BRASIL, Mata Atlântica, FLONA Mário Xavier, Seropédica-RJ.

**Tabela 13.** Dados iniciais do morfotipo isolado 007.

Nome Científico	Família	Forma	Coloração
<i>Polyporus tricholoma</i>	<i>Poliporaceae</i>	Côncava	Alaranjada

*Polyporus tricholoma* (Mont., *Annals. Sci. Nat.*, ver. 2, 8: 365. 1837) – Apesar de ser encontrada em qualquer época do ano, esta espécie ocorre com maior frequência no mês de outubro, estendendo-se até o mês de março (TEIXEIRA & FIDALGO, 1983). É um macrofungo da ordem *Polyporales* e de uso comestível. Também consumido pelo povo Yanomami na Amazônia Legal (ISA, 2016). **Basidioma** anual, centralmente estipitado, solitário, coriáceo e enrugado quando seco. **Pileo** circular, côncavo quando jovem, umbilicado a infundibuliforme quando mais velho, 2,0-2,5 cm de diâmetro, 1,5-0,2 cm de espessura. **Superfície** superior bege a castanha, às vezes com o centro mais escuro, glabra, azonado, enrugado quando seco. **Margem** concolor à superfície superior, inteira, ciliada, involuto quando seco. **Estipe** cilíndrico, creme a castanho-claro, 1,8-6 x 0,2-0,5 cm. **Superfície** himenial poróide, branca a creme, poros regulares, hexagonais, 4-6 mm; tubos concolares à superfície himenial, até 0,1 cm de comprimento.



**Basídios** hialinos, tetraesporados, 12,5-15 x 5-6,25 µm. **Basidiósporos** cilíndricos a sub-cilíndricos, hialinos, não-amilóides, parede fina a lisa, 6,25-7,5 x 2,5(-3, 75) µm. **Contexto** homogêneo, branco a creme, muito fino, menos de 0,1 cm de espessura. Elementos estéreis ausentes. **Sistema hifálico** dimítico; hifas não amilóides e não dextrinóides; hifas generativas com grampios de conexão, hialinos, parede fina e lisa, 2,5-3,75 µm de diâmetro; hifas esqueleto conectivas hialinas, parede espessa a sólida, dominantes no contexto e no dissepimento, 3,75-7,5 µm de diâmetro, algumas infladas até 20 µm de diâmetro.

**Distribuição geográfica:** espécie comum na América Tropical, facilmente reconhecida pelo basidioma centralmente estipitado, margem ciliada e poros pequenos (GUGLIOTTA & BONONI, 1999). **Substrato:** encontrado em madeira de gimnosperma em decomposição. **Material examinado:** BRASIL, Mata Atlântica, FLONA Mário Xavier, Seropédica-RJ.

**Tabela 14.** Dados iniciais do morfotipo isolado 008.

Nome Científico	Família	Forma	Coloração
<i>Ganoderma australe</i>	<i>Ganodermataceae</i>	Convexa	Amarelo-claro

***Ganoderma australe* ((Fr.) Pat., Bull. Soc. mycol. Fr. 5: 65 (1890))** – O macrofungo *Ganoderma* não tem utilização como fungo comestível, porém possui grande importância sob o aspecto ecológico e biotecnológico. Quanto ao gênero *Ganoderma* (do grego ganos = brilho, e derma = pele, tecido), foi proposto por Peter Adolf Karsten em 1881, a partir de um espécime europeu, o *Polyporus lucidus* (Curtis) Fr., apresentando o píleo estipitado, lacado e com seus basidiomas de parde dupla, que primeiramente havia sido descrito como *Boletus lucidus*, por William Curtis, no século XVI (KARSTEN, 1881). Não é um fungo comestível, porém possui aplicações biotecnológicas e farmacêuticas.

**Basidioma** lignícola, perene, séssil, solitário a lateralmente conato. **Píleo** aplanado a ungulado, com 15 cm de largura, 9,5 cm de comprimento e 8 cm de altura. **Superfície** abhimenial marrom-escuro, apresentando crustas de coloração preta, glabra, concentricamente zonada. **Margem** creme-clara, direita a involuta, obtusa, lobada, sem pêlos, zona inferior estéril até 0,3 mm. **Superfície** himenial poróide, de coloração creme a marrom escuro, 4-5 poros/mm, circulares, lisos inteiros, tubos marrons-avermelhados, 0,1 a 4 mm de profundidade. **Contexto** homogêneo, marrom-avermelhado, 0,4 cm de espessura média.

**Sistema hifálico** dímitico, com hifas não amilóides e não dextrinóides; hifas generativas hialinas, com ansas, parede fina, 1,66-2,49 µm de diâmetro; hifas esqueléticas arboriformes de coloração amarelo a amarelo-escuro, parede espessa, de 2,49 a 5,81 µm. **Basidiósporos** elipsóides, truncados, de coloração amarelo a marrom, apresentando endósporo e exósporo separados por uma parede fina, 8,75-11,25 x 5,0-6,25 µm.

**Distribuição geográfica:** com relação ao Brasil, este macrofungo está presente na Mata Atlântica e na Floresta Amazônica. **Substrato:** geralmente encontrado em tronco de árvores vivas e galhos mortos. **Material examinado:** BRASIL, Mata Atlântica, FLONA Mário Xavier, Seropédica-RJ.

**Tabela 15.** Dados iniciais do morfotipo isolado 009.

Nome Científico	Família	Forma	Coloração
<i>Auricularia delicata</i>	<i>Auriculariaceae</i>	Ondulada	Marrom clara

***Auricularia delicata* ((Fries) P. Henn. Engler's Bot. Jahrb.: 492. 1893)** – Este macrofungo pertence à ordem *Auriculariales* e ao gênero *Auricularia*. É um gênero bastante comum no Brasil e todas as espécies são comestíveis (LUZ, 2008). Conforme característica

do gênero, esta espécie parece não ser específica de determinada planta, podendo surgir em qualquer tipo de gimnosperma ou angiosperma, sobretudo em lugares úmidos. **Píleo** castanho-amarelado, levemente rosado quando jovem ou umedecido; conchóide (semelhante a uma concha) quando isolado; quando coalescente apresenta-se multilobado; 3-6 cm de largura, curtíssimo-pedicelado, estipe confundindo-se com o píleo. **Superfície** castanho-amarelada, glabra a minimamente velutina, pubescência apenas vista por meio de lupa.

**Pêlos** amarelado-clorinos, mais abundantes junto à inserção do insignificante estipe; são formados por hifas sinuosas, afinando para a extremidade distal, apresentando engrossamento súbito na base; 70-140 mm de comprimento, por 4-6 µm de diâmetro; a base alcança de 7-1 cm de diâmetro. Margem glabra, lisa quando jovem, ondulada a lobada quando adulto, de mesma cor que a da superfície. Contexto duplo, gelatinoso, sem camada medular, composto de hifas hialinas, muito ramificadas, de 2-2,5 µm de diâmetro.

**Himênio** de mesma cor que a da superfície, reticulado-alveolado, alvéolos 2-8 por cm, de forma irregular aproximadamente quadrangular, às vezes hexagonal; as pregas têm 1 mm de altura, na média. Basídios cilíndrico-fusiformes, 35-50 x 4,5-5 µm. **Esporos** hialinos, cilíndrico-reniformes, no geral com uma grande gota de substância oleosa, às vezes várias gotas pequenas; 10-13 x 4-5 µm.

**Distribuição geográfica:** é um macrofungo com distribuição mundial, nas regiões tropicais, subtropicais e temperadas. No Brasil foi encontrado em Santo Amaro (Bahia), no Rio de Janeiro e no Paraná (HENNING, 1902). **Substrato:** em troncos de árvores em decomposição. **Material examinado:** BRASIL, Mata Atlântica, FLONA Mário Xavier, Seropédica-RJ.

**Tabela 16.** Dados iniciais do morfotipo isolado 010.

Nome Científico	Família	Forma	Coloração
<i>Psilocybe cubensis</i>	<i>Strophariaceae</i>	Amplamente parabólica	Esbranquiçado

***Psilocybe cubensis* ((Earle) Singer, Sydowia 2: 37,1948)** – Este macrofungo pertence a ordem *Agaricales* e é encontrado no campo e interior de mata, sobre esterco. É um cogumelo coprófilo. Foi inicialmente descrito e documentado em Cuba por Franklin Sumner Earle, micologista norte-americano. Está entre os cogumelos alucinógenos mais conhecidos. *Psilocybe cubensis* não é enquadrado como um fungo comestível, no entanto possui propriedades farmacológicas. **Basidioma** de tamanho médio. **Píleo** com 3 a 6 cm de diâmetro. **Superfície** lisa, margem ondulada, forma plana ligeiramente umbonada, cônica, em forma de sino, transformando-se em convexa com a idade, geralmente cor de palha, tendendo para o marrom quando envelhecido, e tornando-se azulada quando tocada ou manipulada, de consistência macia.

**Estipe** de 6 a 9 cm de comprimento e 2 a 7 mm de diâmetro, forma e conteúdo claviforme, superfície fibrilosa, presença de anel (restos do véu universal) firme, com altura média de 10 cm. Volva circunsésil. **Lamelas** adnatas para adnexas, ligadas diretamente ao estipe ou separando-se imediatamente do estipe, firmes e chanfradas, juntas, de cor cinza, transformando-se em violeta-acinzentadas quando envelhecidas alargando-se um pouco próximo à base ou volva, seco, sem pelos, branco, manchando-se de azul quando tocado ou manipulado. **Basídio** de 7,78 - 8,28 µm, apresenta comumente 4 esporos. **Basidiósporos** de 10-17 µm por 7-10 µm, com formato elíptico a oval em vista lateral, de paredes espessas, com um grande poro no ápice. **Carimbo dos esporos** de coloração violeta escura.

**Distribuição geográfica:** distribuído pelos trópicos. São encontrados nos Estados Unidos, Colômbia, Austrália, Camboja e Brasil. *Psilocybe cubensis* pode ser localizado nas regiões equatorial e tropical, sempre sob condições de clima quente e estação chuvosa

(DINIZ, 1999). **Substrato:** encontrado em pastagens, depósitos de esterco, jardins e florestas. **Material examinado:** BRASIL, Mata Atlântica, FLONA Mário Xavier, Seropédica-RJ.

**Tabela 17.** Dados iniciais do morfotipo isolado 011.

Nome Científico	Família	Forma	Coloração
<i>Pleurotus djamour</i>	<i>Pleurotaceae</i>	Elevada	Rosea

***Pleurotus djamour* ((Fr.) P. Kumm; 1871)** – Fungo da ordem *Agaricales*, popularmente conhecido como cogumelo-ostra ou cogumelo-ostra-rosa. É um macrofungo comestível e também consumido regularmente pelo povo indígena Yanomami, habitantes da Amazônia legal (ISA, 2016). **Basidioma** frouxo a densamente gregário; pleurotóide. **Pileo** com 13-130 mm de largura, reniforme a flabeliforme, plano, extremidade da margem involuta, tornando-se deflexa, ondulada, lobada; fortemente higrófono; não estriado, translúcido, branco-puro a vermelho-pastel, às vezes marrom quando fresco; marrom a branco quando seco; rívoluso a ruguloso, não fibroso, seco. **Estipe** com 5 cm de diâmetro, 2 cm de comprimento, posição central e cor rosa. **Contexto** muito fino, 3 mm, próximo ao estipe e 0,1 cm acima do ponto médio das lamelas, rosa quando fresco, branco quando seco.

**Lamelas** próximas a aglomeradas, decorrentes, lamélulas numerosas, horizontais lineares a subventricosas, com largura de 6 mm, vermelho-pastel a vermelho-alaranjado, que dificilmente ou não desbotam ao secar. **Esporada** branco-avermelhada a vermelho-pálida/vermelho-pastel quando fresca. **Basídios** 30 x 6 µm, clavados, tetrasspóricos. **Basidiolos** clavados. **Basidiósporos** 7-9(-10) x 3-4(-4,7) µm, Q = -2-2,4(-2,5), subcilíndricos, lisos, de parede fina; não amilóides. **Trama** himenoforal composta de hifas estritamente cilíndricas, lisas, com 2,5 µm de largura, não amilóides, com pigmento intracelular, de parede fina ou, às vezes, com muitas hifas de parede espessa de 1,5 µm. Pileipellis composta de cadeias paralelas de hifas com 3-5 µm de largura, lisas, de parede fina, não incrustadas.

Pileitrama, tanto logo abaixo da pileipellis como na porção mediana, próximo à fixação ao substrato, consistindo de hifas lisas, cilíndricas a ligeiramente estranguladas, de largura 8 µm, frequentemente muito longas, com parede amarela fina ou de espessura 2 µm, algumas sendo, possivelmente, hifas esqueléticas. Muita das hifas de parede espessa apresentam grampos de conexão. **Distribuição geográfica:** comum em florestas ombrófilas densas, ombrófilas mistas, montanas e submontanas, estacional semidecidual submontana/montana e restinga, em florestas de galeria em área de estepe e também em centros urbanos. **Substrato:** em galhos e troncos mortos de dicotiledôneas (*Cecropia* sp., *Ficus* sp., *Vermonia* sp.) e *A. angustifolia*, em partes lignificadas mortas de algumas poucas monocotiledôneas (*E. edulis*, *S. romanzoffiana* e *Furcraea gigantea* Vent. (*Amaryllidaceae*)). **Material examinado:** BRASIL, Mata Atlântica, FLONA Mário Xavier, Seropédica-RJ.

**Tabela 18.** Dados iniciais do morfotipo isolado 012.

Nome Científico	Família	Forma	Coloração
<i>Favolus brasiliensis</i>	<i>Polyporeaceae</i>	Plana, ligeiramente umbonada	Esbranquiçada

***Favolus brasiliensis* ((Fr.) Fr. (1830))** – É um macrofungo da ordem *Polyporales*. É comestível, apreciado em restaurantes e também consumido pelo povo indígena Yanomami da Amazônia Legal (ISA, 2016). **Pileo** pleurópodo a muito estreito e raramente de estipe excêntrico; coriáceo-flexível, flabeliforme a dimidiado, 2-15 x 3-20 cm, com 2-6 mm de espessura. **Superfície** glabra; esbranquiçada a amarelada, tornando-se mais escura ao secar;

radialmente estriada em delicadas estrias. **Margem** às vezes de cor escura, queimada; aguda, fértil embaixo. **Contexto** esbranquiçado, 0,5-2 mm de espessura.

**Hifas do contexto** levemente citrinas, ramificadas, não septadas, de parede grossa e lúmen estreito a médio; tortuosas, variam de 2-5  $\mu\text{m}$  de diâmetro. Tubos mais escuros que a superfície, 1-4 mm de profundidade. **Estipe** lateral a muito raramente excêntrico; curto de 0-2 cm, com 0,5-1 cm de diâmetro. Poros longo-hexagonais, 3-10 x 1-2 mm, de bordos serrilhados a lacerados, agudíssimos, dissepimento formado por hifas semelhantes às do contexto. **Himênio** com cistídiose setas, inexistentes. **Basídios** hialinos, clavados, 6-7 x 16-20  $\mu\text{m}$ . **Basidiósporos** hialinos, cilíndricos, multi-gutulados, 2,5-3,5 x 7-11  $\mu\text{m}$ .

**Distribuição geográfica:** no Brasil está distribuído em todo o território nacional, inclusive na Amazônia colombiana (VASCO-PALACIOS et al., 2008). **Substrato:** em madeira podre e caída ou ainda de pé. **Material examinado:** Brasil, Mata Atlântica, FLONA Mário Xavier, Seropédica-RJ.

As imagens dos 12 basidiomas típicos dos espécimes coletados são apresentadas na Figura 15.



**Figura 15.** Basidiomas característicos das espécies identificadas na Floresta Nacional Mário Xavier, fragmento da Mata Atlântica do Estado do Rio de Janeiro, no município de Seropédica-RJ: 1. *Schizophyllum commune*, 2. *Macrocybe titans*, 3. *Panus strigellus*, 4. *Oudemansiella canarii*, 5. *Lentinus crinitus*, 6. *Pycnoporus sanguineus*, 7. *Polyporus*

*tricholoma*, 8. *Ganoderma australe*, 9. *Auricularia delicata*, 10. *Psilocybe cubensis*, 11. *Pleurotus djamor*, 12. *Favolus brasiliensis*.

### 1º) *Schizophyllum commune*

O macrofungo *Schizophyllum commune* foi identificado por toda a área visitada na Flona Mário Xavier e não apresentou uma relação com um substrato único. Conforme Silva (2008), *Schizophyllum commune* Fries, como indicado pelo nome, é uma espécie muito comum e de ampla distribuição, não tem especificidade por determinado substrato e sua comestibilidade é pouco conhecida no território brasileiro. Foi encontrado em uma grande área da Flona estudada. Tem comportamento cosmopolita, sendo comum no território brasileiro e encontrado também sobre cercas de madeira e outras estruturas também de madeira (FONSÊCA, 1999, GÓES-NETO & BASEIA 2006, GILBERTONI et al., 2007).

*Schizophyllum commune* pertence à família *Schizophyllaceae*. Essa família sempre foi motivo de controvérsia, devido à sua posição taxonômica. Atualmente a família continua incluída na ordem *Agaricales*, pelo tipo de superfície himenial, mas já foi considerada da família *Aphyllorphales*, devido ao basidioma gimnocárpico (quando o himênio está exposto desde o início do desenvolvimento do basidioma) (FONSÊCA, 1999; KIRK et al., 2008). *Schizophyllaceae* apresenta dois gêneros: *Auriculariopsis* Maire e *Schizophyllum* Fr. e sete espécies, com características distintivas, como o basidioma cupulóide eo himênio formado por falsas lamelas (KIRK et al., 2008; CBS, 2009). Na área de estudo deste trabalho foi encontrado apenas o gênero *Schizophyllum* Fr., com a espécie *Schizophyllum commune* Fr. *Schizophyllum* Fr. [como '*Schizophyllus*'], *Observ. Mycol. (Havniae)* 1: 103, 1815. Espécie-tipo: *Schizophyllum commune* Fr. [as '*Schizophylluscommunis*'], *Observ. Mycol. (Havniae)* 1: 103, 1815.

### 2º) *Macrocybe titans*

*Macrocybe titans* é um macrofungo de grandes proporções encontrado na FLONA Mário Xavier. O material coletado está de acordo com o que foi proposto por Pegler et al., (1998) para *Macrocybe titans*. Trata-se de um macrofungo comestível e com relação ao Brasil encontra-se em várias regiões de floresta da Mata Atlântica.

### 3º) *Panus strigellus*

A espécie *Panus strigellus*, pertence ao filo *Basidiomycota*, ao subfilo *Agaricomycotina*, a classe *Agaricomycetes*, a ordem *Polyporales* e a família *Polyporaceae*. Este macrofungo encontrado na Flona Mário Xavier é um fungo comestível, encontrado também em Manaus e consumido pelo povo Yanomami da Amazônia Legal (PEGLER, 1983 & VARGAS-ISLA, 2012). Este fato denota a similaridade de habitat entre as regiões de ocorrência desse fungo. Nas Américas, segundo Pegler (1983), *Panus strigellus* aparece sob vegetação densa e em áreas abertas. É o mesmo habitat oferecido pela Unidade de conservação Mário Xavier. O aspecto comestível de *P. strigellus* é reconhecido em vários lugares, como no Japão, por exemplo, onde ele recebe o nome de Aragekawakitake (VARGAS-ISLA, 2012). Entre os Yanomami recebe o nome de Siokoni amo (ISA, 2016). A comestibilidade de *P. strigellus* está registrada em uma amostra coletada no Estado de Roraima por Prance em 1973. Esta amostra foi depositada no Herbário do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA), segundo Vargas-Isla (2012). Os grupos indígenas da

Amazônia Legal têm apontado como gêneros mais comuns *Lentinula*, *Favolus*, *Auricularia* e *Lentinus* sensu stricto Pegler (1983).

Foi comprovado mediante análise molecular que o espécime coletado na Flona Mário Xavier e depositado na micoteca do Laboratório de Química Biológica do Solo da UFRRJ, é o macrofungo *Panus strigellus*.

#### **4º) *Oudemansiella canarii***

*Oudemansiella canarii* é um macrofungo de ampla distribuição no território brasileiro. Foram compiladas espécies por Bononi et al. (1981), no Parque Estadual das Fontes do Ipiranga (PEFI), no Herbário São Paulo, entre as espécies que lá se encontravam. As dimensões do basidioma e seus esporos de forma globosa permitem sua fácil identificação. O exemplar de *O. canarii* coletado na FLONA Mário Xavier foi identificado como um fungo comestível e nessa condição foi consumido. Wright e Albertó (2002), também consideraram essa espécie como comestível. No entanto, Gúzmam (1979), revelou ter dúvidas quanto a comestibilidade desse fungo. *O. canarii* possui importante papel na decomposição da madeira o que confere à esta espécie relevante atuação ecológica. Estão presentes em espaços abertos sobre árvores recém caídas. É muito comum serem comidos por insetos. Este macrofungo de ampla distribuição, encontrado no fragmento da Mata Atlântica na Flona Mário Xavier, foi assinalado por Singer (1964) como tendo uma distribuição geográfica na faixa tropical, localizando-se também na região Amazônica e ainda segundo Singer (1964), está mais objetivamente na Bolívia e na fronteira do Brasil com a cidade boliviana de Guyaramerin. Segundo Alves et al. (2012), *O. canarii* (Jungh.) Höhn também foi encontrado no município de São Gabriel, no Rio Grande do Sul.

Em pesquisas conduzidas por Cantor (1964) e por Pegler (1983), o macrofungo *Oudemansiella platensis* é sinônimo de *O. canarii*. Porém, pesquisas desenvolvidas por Petersen et al. 2008, conduziram ao entendimento de que *O. platensis* é uma espécie distinta, ainda que diferenças macro e microscópicas entre ambas as espécies sejam bastante reduzidas. Apesar das possíveis semelhanças, a espécie encontrada na Flona Mário Xavier foi catalogada como *Oudemansiella canarii*.

#### **5º) *Lentinus crinitus***

A família *Polyporaceae* apresentou maior número de gêneros e espécies, o que já era esperado, uma vez que essa família está entre as que apresentam maior diversidade específica entre os fungos poliporóides (ALEXOPOULOS et al., 1996). *Lentinus crinitus* é um macrofungo encontrado na região de Manaus. Constitui um dos fungos consumidos pelos Yanomami na Amazônia Legal, segundo Pegler (1983). Como todos os fungos consumidos pelos Yanomami, este também possui um nome comum, sendo chamado de Siokoni amo (ISA, 2016). Esse mesmo nome é atribuído aos fungos *Panus neostrigosus*, *Panus strigellus* (Berk.) Overh., *Panus velutinus* (Fr.) Sacc. e *Lentinus bertieri* (Fr.) Fr. (ISA, 2016). Esta espécie tem distribuição Pantropical, sendo encontrada do México até a Argentina. No território brasileiro apresenta ampla distribuição (FIDALGO 1968a, CAPELARI & MAZIERO 1988, PEGLER 1997, FONSÊCA 1999, SOTÃO et al., 2002, GIBERTONI et al., 2004, GÓES-NETO & BASEIA, 2006).

#### **6º) *Pycnoporus sanguineus***

*Pycnoporus sanguineus* (L.) Murrill. É um macrofungo que está presente na região de Manaus Pegler (1983). Não é um fungo comestível, porém foi relacionado neste trabalho por apresentar propriedades de interesse biotecnológico. Este macrofungo possui propriedades



nutracêuticas ou medicinais e desde tempos antigos já era utilizado para combater feridas, cólicas, hemorragias e até mesmo asma. Consta que tribos indígenas no território brasileiro usam este fungo para a cicatrização de feridas e faziam uso dele na forma de emplastos (BONONI & GRANDI, 1998). A distribuição dessa espécie é Pantropical (RYVARDEN & JOHANSEN, 1980). No Brasil é amplamente distribuída, sendo encontrada em São Paulo, Paraíba, Pará, Pernambuco e Alagoas (GUGLIOTTA & BONONI, 1999, SOTÃO et al., 2002, XAVIER-SANTOS, 2003, GIBERTONI et al., 2004, GÓES-NETO & BASEIA, 2006). *P. sanguineus* não apresenta características de comestibilidade, mas tem sido usado na produção de certas enzimas tais como a alfa-amilase e para degradar certos corantes empregados pela indústria têxtil (BONONI & GRANDI, 1998). A Flona Mário Xavier apresenta algumas áreas que se mostram pouco preservadas, com aspecto antropizado que, no entanto, se mostram propícias ao surgimento do *P. sanguineus*. Ambiente semelhante é encontrado no Parque Estadual da Cantareira, São Paulo, onde *P. sanguineus* foi coletado em área sem densa cobertura vegetal e sobe ação de muito sol e indicativo de antropização e baixos níveis de umidade. Alguns trabalhos indicam essa espécie de macrofungo como sendo reveladora do grau de preservação de uma área (GILBERTONI et al., 2007).

#### **7º) *Polyporus tricholoma***

O macrofungo *Polyporus tricholoma*, é um fungo comestível, encontrado também em Manus, segundo Pegler (1983), e consumido pelos Yanomami, fato também confirmado por Vargas-Isla, (2012). *P. tricholoma* na língua Yanomami é chamado Kotopo amo (ISA, 2016). O exemplar de *P. tricholoma* encontrado na Flona Mário Xavier é considerado um gênero cosmopolita. No entanto, Nuñez e Ryvardeen (1995), propõe que os fungos *Polyporus arcularius* (Batsch.) Fr. e *P. squamosus* (Huds.) Fr. sejam os que possuam distribuição cosmopolita. Além da ocorrência dessa espécie no fragmento de Mata Atlântica da Baixada Fluminense, outras espécies do gênero *Polyporus* tiveram sua presença registrada em diversos Estados e outros biomas brasileiros (FIDALGO et al., 1965; CAPELARI & MAZIERO, 1988; SILVEIRA & GUERRERO 1991; JESUS, 1996; GUGLIOTTA, 1997, SOTÃO et al., 1997, 2002; XAVIER-SANTOS 2003; SILVEIRA & WRIGHT, 2005).

#### **8º) *Ganoderma australe***

O macrofungo denominado *Ganoderma australe* não é um fungo comestível, porém apresenta propriedades medicinais. O espécime de *G. australe* coletado na FLONA Mário Xavier se apresentou em grandes proporções, medindo 18,5 cm de largura do píleo, 9,5 cm de comprimento e 8 cm de altura e com poros pequenos e regulares. Facilmente reconhecido em campo entre os demais macrofungos estudados pelo seu tamanho e o aspecto da superfície de seu píleo. Torres-Torres et al. (2012), esclarece que a rigidez da crosta fosca e a espessura da superfície do píleo podem ser fatores para facilitar o reconhecimento da espécie no ambiente de mata. De fato, os espécimes de *G. australe* foram bem reconhecidos na FLONA Mário Xavier, principalmente em função de suas características físicas.

#### **9º) *Auricularia delicata***

Este fungo está reunido em um grupo considerado monofilético, que têm origem em um ancestral comum, e sua morfologia apresenta variabilidade. A condição monofilética foi confirmada através de estudos de filogenia segundo informações do genoma constituinte do DNA (HIBBETT; VILGALYS, 1993; HIBBETT; DONOGHUE, 1995; MONCALVO et al., 2000), o que levou a mudança nos nomes científicos e o rearranjo das espécies em níveis

hierárquicos maiores. O macrofungo *Auricularia delicata* (Mont.) Henn., também foi encontrado na região de Manaus Pegler (1983). Este fungo comestível, encontrado na Flona Mário Xavier, também é consumido pelo povo Yanomami, no Amazonas, na Amazônia Legal (PEGLER, 1983).

#### **10º) *Psilocybe cubensis***

*Psilocybe cubensis* não é um macrofungo comestível, no entanto apresenta propriedades psicoativas e aplicações na medicina. *P. cubensis* representa um cogumelo enteógeno (palavra de origem grega que significa algo como “manifestação interior do divino”). É conhecido em todo o mundo e possui como princípios ativos a psilocibina e a psilocina, apresentando funcionamento parecido com o do neurotransmissor serotonina. Psilocibina e psilocina são substâncias relacionadas no grupo daquelas consideradas controladas no Brasil. Mas os cogumelos produtores dessas drogas, na sua forma natural, não o são. (WINSTOCK et al, 2017; TRIPBY, 2017). Segundo Nunes e Jólluskin (2007), em várias culturas tais substâncias faziam a conexão entre o mundo real e o fantasioso ou espiritual. Na atualidade, são utilizadas em manifestações festivas e com caráter terapêutico. Escobar e Roazzi (2010), indicam a década de 90 como o início das pesquisas utilizando psicoativos em seres humanos. Conforme Gabriel (2017), o macrofungo *P. cubensis*, pertencente ao filo *Basidiomycota* e a família *Agaricaceae*, e faz parte do gênero de fungos amplamente conhecidos como produtores de psilocibina, entre outras substâncias com propriedades psicoativas.

#### **11º) *Pleurotus djamour***

O macrofungo *Pleurotus djamour* encontrado na Flona Mário Xavier, é considerado um fungo comestível. Ocorre também em Manaus, segundo Pegler (1983), e também se constitui em alimento para o povo Yanomami na Amazônia Legal (VARGAS-ISLA, 2012). Para os Yanomami este fungo chama-se Hiwala amo (ISA, 2016). Sempre foi objeto de dúvida entre os micólogos a questão do gênero *Pleurotus* por ocasião da identificação de suas espécies. Singer (1986), coloca o gênero na família *Polyporaceae* e na ordem *Agaricales*. Por outro lado, Pegler (1983a e b), posiciona este macrofungo na família *Lentinaceae*. Neste trabalho, *Pleurotus djamour* está colocado na ordem *Agaricales* e na família *Pleurotaceae*. Além de ser encontrado em fragmentos de Mata Atlântica no Rio de Janeiro e em Manaus, também é encontrado no Rio Grande do Sul (PEREIRA, 1998). Além de serem comestíveis e terem sua comestibilidade já amplamente comprovada, *P. djamour* tem aplicação em processos biotecnológicos como a produção de enzimas, entre as quais estão as lipases, com importante papel na conversão de triacilgliceróis a ácidos graxos livres e glicerol (MESSIAS et al., 2011).

#### **12º) *Favolus brasiliensis***

O macrofungo *Favolus brasiliensis* (Fr.) Fr., tem ocorrência também na região de Manaus (PEGLER, 1983). *Favolus brasiliensis* (Fr.) Fr. É um macrofungo apreciado pelos Yanomami como alimento e recebe o nome de Waikasö amo (ISA, 2016). Este macrofungo encontrado na FLONA Mário Xavier é bastante apreciado em restaurantes em várias partes do Brasil.

Assim sendo, da família *Polyporaceae*, a mais abundante das 12 espécies estudadas, 6 correspondem a ela. De modo geral, as espécies encontradas neste gênero (*Polyporus*) são amplamente reconhecidas, por apresentarem basidiomas do tipo estipitados com hifas



esqueleto-conectivas ou do tipo "bovista", isto é, com um eixo central, apresentando diferentes tipos de ramificações, geralmente arboriformes com ramos dicotômicos (RYVARDEN, 1991). Este gênero também é um dos grupos de macrofungos mais estudados. De acordo com Justo et al. (2017) o MycoBank recebeu 577 propostas taxonômicas para *Polyporales*, de 2010 a 2017, incluindo 42 novos gêneros e uma nova família, a *Fragiliporiaceae* (ZHAO et al., 2015).

Este grupo constitui um dos principais fungos de decomposição da madeira, e as espécies de *Polyporales* são de interesse tanto para ecologistas de fungos como para cientistas aplicados (JUSTOS et al., 2017), talvez devido à sua diversidade e por estar amplamente distribuídos nas florestas, como foi constatado também na Flona Mário Xavier, que representa um fragmento da Mata Atlântica.

De acordo com Louza e Gugliolita (2007), o conhecimento deste táxon em áreas de Mata Atlântica no Brasil ainda é escasso e está restrito a poucos Estados brasileiros: Bahia (GÓES-NETO 1999; GÓES-NETO et al., 2003), Paraná (RAJCHENBERG & MEIJER 1990; RYVARDEN & MEIJER, 2002), Pernambuco (CAVALCANTI, 1976; GIBERTONI & CAVALCANTI, 2003), Santa Catarina (LOGUERCIO-LEITE 1990, 1992; GONÇALVES & LOGUERCIO-LEITE, 2001) e São Paulo (FONSECA 1999; GUGLIOTTA & BONONI, 1999).

No entanto, a ocorrência de espécies de *Polyporus* em outros Estados e biomas brasileiros já foi registrada (FIDALGO et al., 1965, CAPELARI & MAZIERO, 1988, SILVEIRA & GUERRERO, 1991, JESUS, 1996, GUGLIOTTA, 1997, SOTÃO et al., 1997, 2002, XAVIER-SANTOS, 2003, SILVEIRA & WRIGHT, 2005).

A família Schizophyllaceae sempre foi motivo de controvérsia devido à posição taxonômica. Atualmente continua incluída na ordem *Agaricales*, pelo tipo de superfície himenial, e já foi considerada em "*Aphylllophorales*" devido ao basidioma gimnocárpico (quando o himênio está exposto desde o início do desenvolvimento do basidioma) (FONSECA, 1999; KIRK et al., 2008). *Schizophyllaceae* apresenta dois gêneros: *Auriculariopsis* Maire e *Schizophyllum* Fr. e sete espécies, com características distintivas, como o basidioma cupulóide e himênio formado por falsas lamelas (KIRK et al., 2008; CBS, 2009).

A posição filogenética para *Polyporus* ainda hoje não é muito clara e há certa afinidade de algumas espécies com outros gêneros agaricóides, como *Lentinus*, *Panus* e *Pleurotus*, de acordo com (GOUVEIA E GUGLIOTTA, 2007) esta relação já foi evidenciada por (PEGLER 1983A, CORNER 1984, SINGER 1986). Estudos recentes demonstraram que este gênero não é monofilético (KO & JUNG 2002, KRÜGER 2002) havendo afinidade com *Datronia*, *Fomes* e *Lentinus* e, portanto, sendo necessária a revisão do conceito de *Polyporus* sensu stricto do ponto de vista filogenético.

Das doze (12) famílias encontradas na Flona a mais representativa, nesse trabalho, foi *Polyporaceae* com cinco (05) espécies, das sete (07) famílias restantes três apresentam espécies não comestíveis, mas que possuem importância na Biotecnologia, tais espécies são: *Pycnoporus sanguineus*, *Ganoderma australe* e *Psilocybe cubensis*. O conjunto das espécies comestíveis revela uma grande micodiversidade comestível oculta na Flona Mário Xavier, longe do conhecimento da população local.

Estes fungos poderiam ser consumidos pela população do entorno ou também estar presente no comércio local. Já era previsto um maior número de espécies em *Polyporaceae*, como ficou constatado durante as coletas, uma vez que esta família possui maior micodiversidade entre fungos poliporóides (GILBERTSON; RYVARDEN, 1986; ALEXOPOULOS et al., 1996). Estas informações concordam com estudos desenvolvidos anteriormente sobre macrofungos encontrados no Brasil (FIDALGO et al., 1965; BONONI,

1984a; b; CAPELARI; MAZIERO, 1988; SOTÃO et al., 1991; BONONI, 1992; ALMEIDA-FILHO et al., 1993; GUGLIOTTA; BONONI, 1999; GIBERTONI et al., 2007).

Esses estudos ainda que importantes são incipientes em diversas áreas do país e do Rio de Janeiro, embora exista documentação acerca da ocorrência de basidiomicetos na Mata Atlântica, como observado pela considerável riqueza taxonômica encontrada no fragmento de Mata Atlântica ora investigado.

A alta riqueza de espécies nos trópicos permite inferir que o estudo destes grupos pode levar ao conhecimento de novos gêneros e espécies com características singulares. De acordo com Maia et al., (2015), a partir dos trabalhos iniciados em 2010 que contribuíram com a Lista Brasileira de Fungos. Fungos sensu (MAIA e CARVALHO Jr., 2010) houve um aumento considerável da contribuição de trabalhos pelos diferentes grupos de pesquisas brasileiros e de depósito e inclusão de espécies nos diferentes herbários. Nesse período foram registradas 3.608 espécies de fungos e até 2015, mais 2.111 espécies, com uma contagem final de 5.719 para nomes de espécies que foram adicionados à nova versão disponível, sendo os *Basidiomycotas*, o grupo predominante que compõe a lista com registros de (2.741 espécies). Número consequente, dado este grupo, junto aos *Ascomycota* são os dois principais grupos de fungos, que detêm registros de mais de 30 e 60 mil espécies já descritas (KIRK et al., 2008), no mundo.

A criação da Micoteca no Laboratório de Química Biológica do Solo do Departamento de Solos é uma consequência do início dos estudos com este grupo *Basidiomycota* na Floresta Nacional Mário Xavier em Seropédica e portanto, também irá contribuir com o acervo de registros de coleções de espécies na Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro e de outras instituições, assim com os trabalhos liderados pelo Jardim Botânico do Rio de Janeiro.

Havendo poucos trabalhos de descrição para o Rio de Janeiro, é importante considerar que este é um dos primeiros trabalhos feitos *in situ* sobre descrição e isolamento de espécies de basidiomicetos pertencentes a um fragmento da Mata Atlântica do Estado do Rio de Janeiro e o primeiro do seu tipo para fungos basidiomicetos realizado pela Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ).

#### 4.4. Efeito de Diferentes Meios de Cultura BDA, SSA, BCA sob diferentes pH (5,5; 6,0; 6,5) em 3 Espécies Selvagens da Flona Mario Xavier

Na Tabela 19 são apresentados os dados do diâmetro da colônia dos morfotipos isolados *Schizophyllum commune* (SCHY), *Panus striguellus* (PNU) e *Oudemansiella canarii* (OUD). Os resultados das três espécies selecionadas da micoteca, cultivadas em dois meios alternativos usando resíduos e comparados ao BDA, sob a influência de três valores de pH indicam que esses isolados de espécies selvagens respondem de forma diferente sob influência dos substratos sendo possível seu cultivo no laboratório, assim como sua bioprospecção.

**Tabela 19.** Diâmetro máximo do micélio sob influência dos parâmetros analisados.

Espécies	Meios de Cultura								
	BCA			SSA			BDA-Controle		
	pH 5,5	pH 6,0	pH 6,5	pH 5,5	pH 6,0	pH 6,5	pH 5,5	pH 6,0	pH 6,5
SCHY	5,55 <sup>a</sup>	5,57 <sup>a</sup>	5,66 <sup>b**</sup>	5,59 <sup>a</sup>	5,56 <sup>a</sup>	5,68 <sup>b**</sup>	5,59 <sup>a*</sup>	5,47 <sup>b**</sup>	5,21 <sup>c***</sup>
PNU	5,55 <sup>a</sup>	5,57 <sup>a</sup>	5,63 <sup>a</sup>	5,57 <sup>a</sup>	5,61 <sup>a</sup>	5,65 <sup>a</sup>	5,85 <sup>a*</sup>	5,72 <sup>b**</sup>	5,56 <sup>c***</sup>
OUD	5,21 <sup>a</sup>	5,20 <sup>a</sup>	5,23 <sup>a</sup>	5,66 <sup>a</sup>	5,67 <sup>a</sup>	5,61 <sup>a</sup>	5,67 <sup>a</sup>	5,67 <sup>a</sup>	5,70 <sup>a</sup>

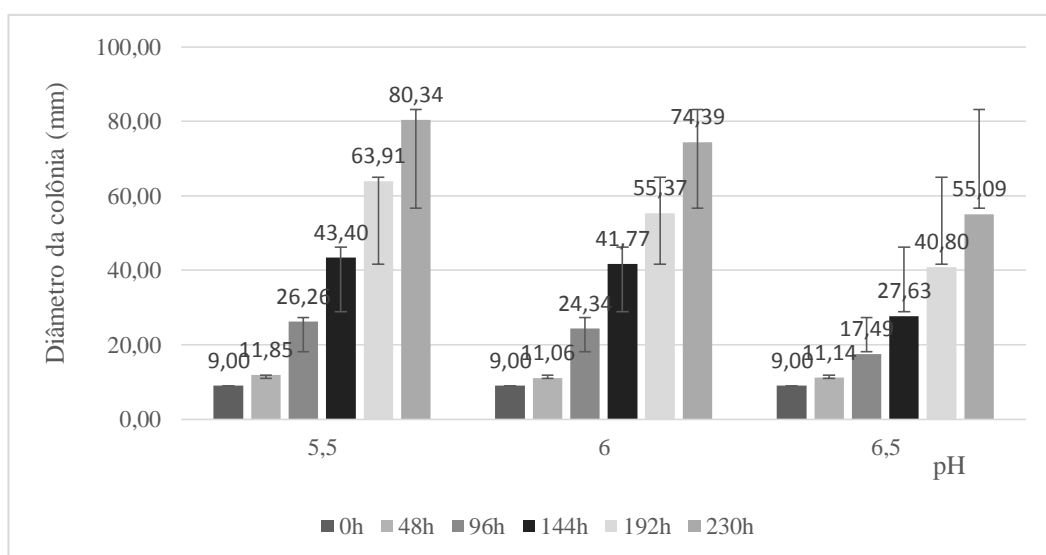
Análise de Variância. Os valores médios transformados do diâmetro das colônias (mm) são comparados na mesma linha, letras iguais não diferem significativamente segundo Tukey a uma probabilidade de  $p < 0,05$ . Cada valor é expresso pela transformação  $\ln(d)$  da área total calculada abaixo da curva ( $n=4$ ).

De acordo com as análises estatísticas (Tabela 19), o modelo aplicado estatisticamente foi sensível para detectar as variações na colonização e deu maior significância aos tratamentos onde o micélio não colonizou completamente a placa, quer dizer, o micélio não atingiu a colonização de 90 mm.

Um maior detalhe é possível observá-lo mediante as figuras que representam os diferentes tempos de incubação que permitiram acompanhar o crescimento micelial expresso pelo aumento do diâmetro das colônias.

Para *S. commune* não houve diferenças significativas no desenvolvimento do micélio nos meios de serragem e borra de café com relação ao controle (Tabela 1). Nos meios alternativos apenas houve diferenças significativas na resposta do micelial sob influência dos meios de cultura vs pH, para valores de pH de 6,5 no meio de borra de café (BCA) e no meio de serragem (SSA) que com relação ao controle BDA que foi o que menos cresceu, por tanto o que teve o pior desempenho quando comparado com os meios alternativos.

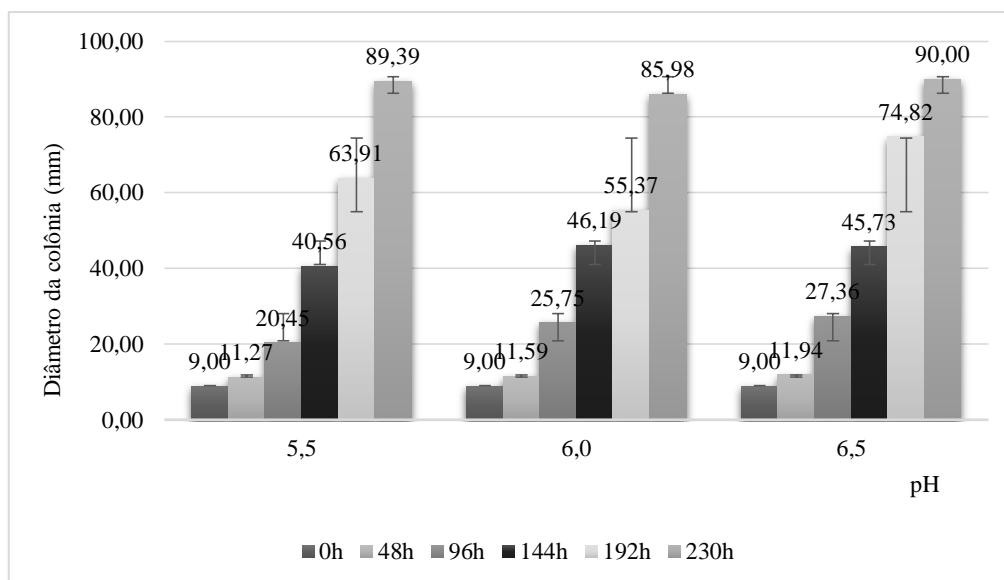
Na Figura 16, que representa a colonização no meio BDA-controle nos diferentes tempos de incubação e sob os pH (5,5; 6,0; 6,5), podemos observar que o micélio não alcança a colonização total da placa (90 mm). Embora o BDA seja um dos meios mais usados no laboratório para o cultivo de clones de basidiomicetos, talvez a colônia precise de mais tempo para colonizar completamente ou esteja faltando algum nutriente essencial e seja pertinente realizar mais testes com outros meios comuns no cultivo de fungos.



**Figura 16.** Crescimento micelial de *S. commune* em função do tempo de cultivo sob efeitos de diferentes pH no meio BDA– controle.

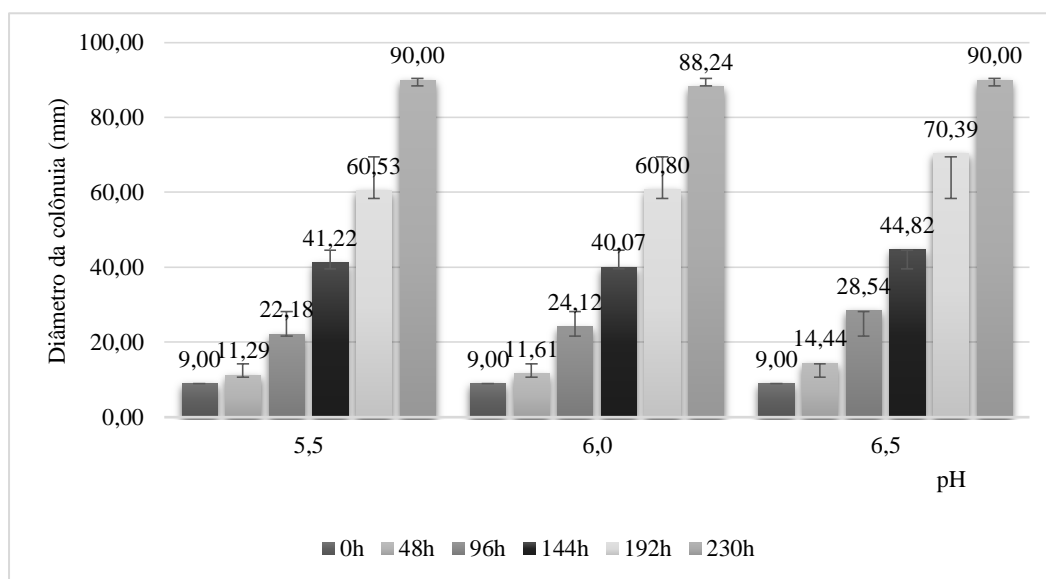
No meio com serragem (Figura 17), houve um maior desempenho do crescimento micelial chegando a colonizar completamente o diâmetro da placa (90 mm) sob pH 6,5. Observa-se que no meio BDA-controle (Figura 16), sob a mesma condição de pH 6,5 não houve uma colonização completa, o que evidencia que há efeito sinérgico do meio vs pH. O meio serragem (Figura 17), resultou melhor para *S. commune* com relação ao controle, neste estudo. No meio com serragem (Figura 17), houve um maior desempenho do crescimento micelial chegando a colonizar completamente o diâmetro da placa (90 mm) sob pH 6,5. Observa-se que no meio BDA-controle (Figura 16), sob a mesma condição de pH 6,5 não houve uma colonização completa, o que evidencia que há efeito sinérgico do meio vs pH. O

meio serragem (Figura 17), resultou melhor para *S. commune* com relação ao controle, neste estudo.



**Figura 17.** Crescimento micelial de *S. commune* em função do tempo de cultivo sob efeitos de diferentes pH no meio serragem – SSA.

De acordo com a Anova, o desempenho de *S. commune* no meio à base de borra de café (BCA - Figura 18), foi similar ao meio a base de serragem (SSA-Figura 17), sendo estes sem diferenças significativas, entretanto, foram os meios onde o fungo teve melhor desempenho quando comprado ao controle (BDA - Figura 16).



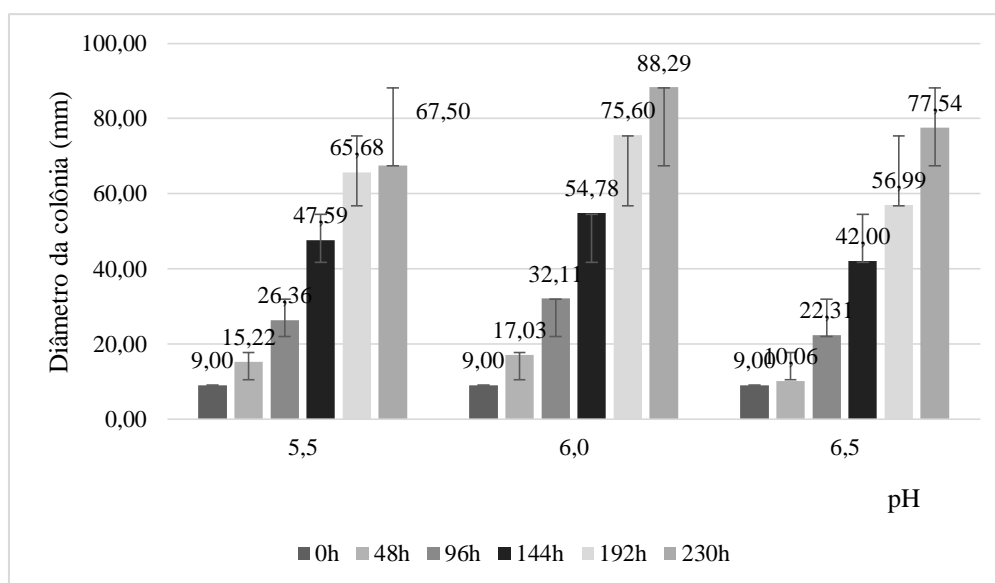
**Figura 18.** Crescimento micelial de *S. commune* em função do tempo de cultivo sob efeitos de diferentes pH no meio borra de café – BCA.

O *S. commune* é um potente e eficiente degradador de lignina e celulose, podendo ser encontrado em qualquer bioma exceto na Antártica e tem sido relatado que pelo menos 150 gêneros de plantas lenhosas podem constituir substratos e que também coloniza silagem de

madeira macia e grama (OHM, DE JONG, LUGONES, et al., 2010). Isto pode explicar por que o melhor desempenho esteja nos substratos alternativos com relação ao BDA, utilizados neste estudo.

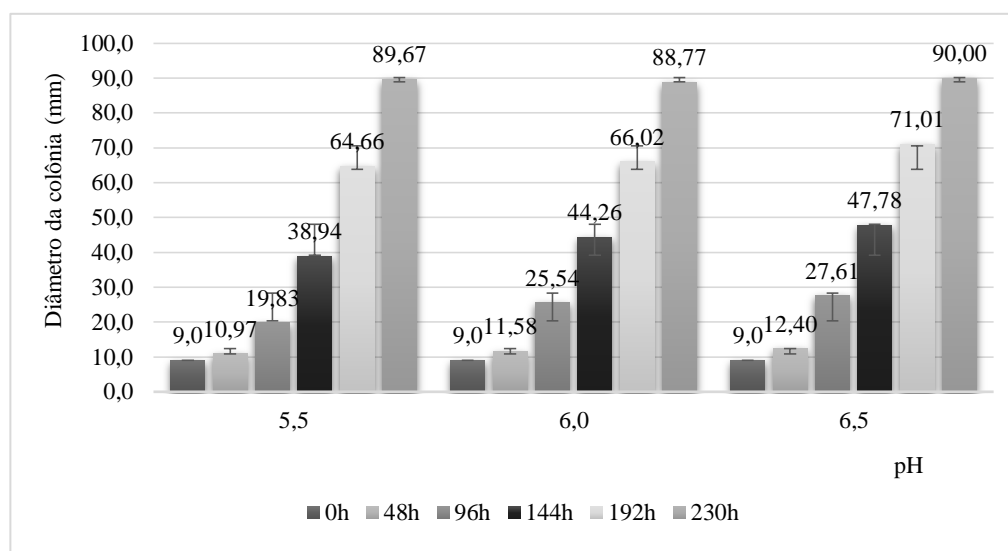
A sequência genômica de *S. Commune* foi publicada em 2010 por (LUGONES, et al., 2010) e seu genoma revelou que contém 240 genes candidatos pertencentes a glicosídeos hidrolases de famílias diferentes, quase 80 a mais genes GH do que os relatados para *Phanerochaete chrysosporium*. Apresenta como principal estilo de vida o sapróbico ao causar podridão branca (TOVAR- HERERRA et al., 2018). Estudos de Arboleda-Valencia et al. (2011), Lee et al. (2014), Zhu et al., (2016) demonstraram que *S. commune* tem um potencial importante no campo da bioconversão de lenhocelulose, exibindo até atividades celulolíticas e xilanolíticas.

De acordo com Tovar- Hererra et al. (2018), o estudo das máquinas hidrolíticas em organismos como o *S. commune* é atraente principalmente para a indústria de biocombustíveis lignocelulósicos, a quantidade e diversidade de trabalhos publicados relacionados ao sistema celulolítico da comunidade para *S. commune* é escassa. Assim, ressaltamos a importância do isolamento de uma linhagem de *S. commune* e seu estudo neste trabalho.

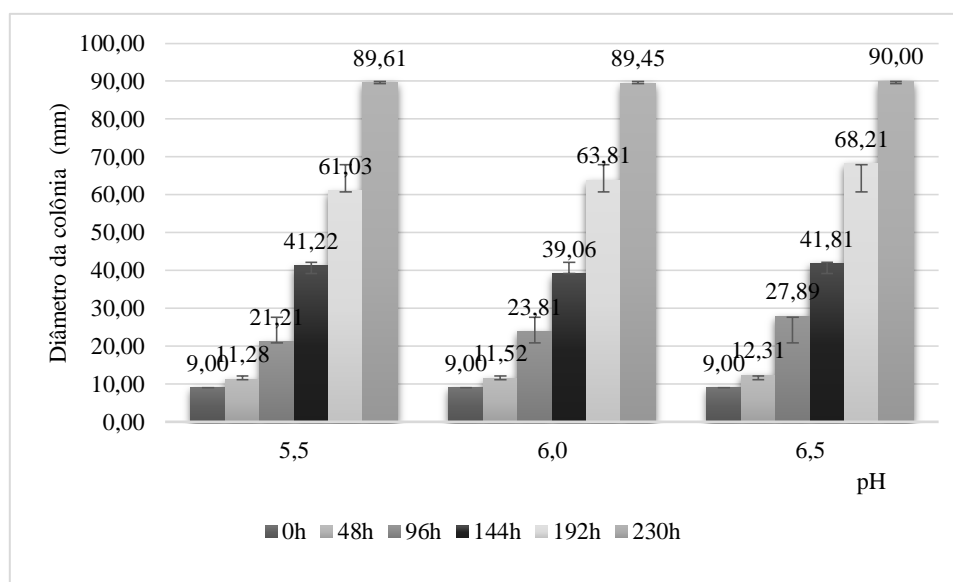


**Figura 19.** Crescimento micelial de *P. striguellus* em função do tempo de cultivo sob efeitos de diferentes pH no meio controle – BDA.

Com relação ao desenvolvimento do crescimento micelial avaliada pelo diâmetro da colônia em *P. striguellus* sob influência dos meios de cultivos em diferentes pH (Tabela 16 e Figuras 19, 20 e 21) não apresentou diferenças significativas entre os meios de SSA (Figura 20) e BCA (Figura 21) respectivamente e sendo apenas significativo o diâmetro das colônias no controle BDA (Figura 19). O desenvolvimento de *P. striguellus* resultou mais lento no BDA e nos três pH analisados.



**Figura 20.** Crescimento micelial de *P. strigellus* em função do tempo de cultivo sob efeitos de diferentes pH no meio serragem – SSA.



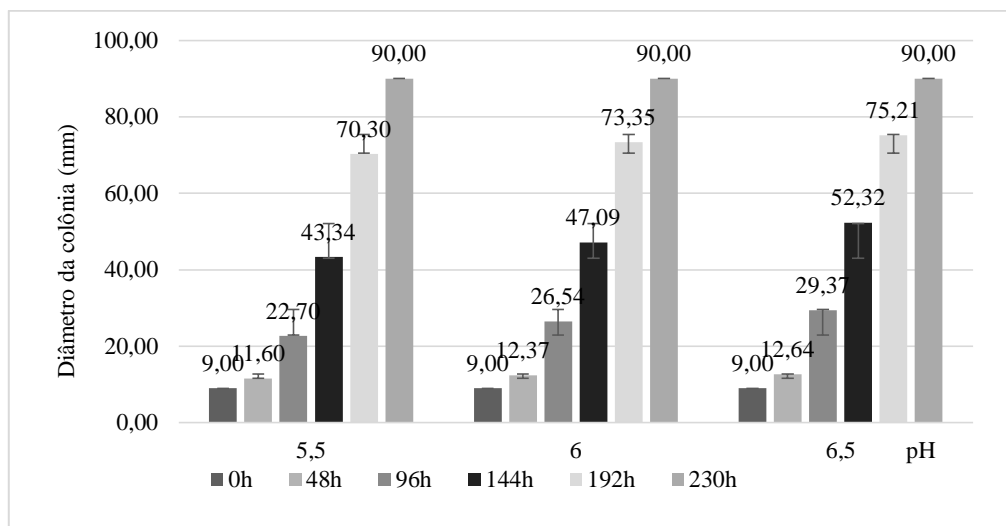
**Figura 21.** Crescimento micelial de *P. strigellus* em função do tempo de cultivo sob efeitos de diferentes pH no meio borra de café – BCA.

De acordo com a Anova (Tabela 16), o desempenho de *P. strigellus* no meio à base de serragem (SSA), foi similar ao desempenho no meio à base de borra de café (BCA) sendo estes sem diferenças significativas, entretanto, foram ambos os meios onde o fungo teve melhor desempenho quando comparado ao controle – BDA onde se desenvolveu menos sendo estatisticamente significativa esta diferença.

O desenvolvimento de *O. canarii* não resultou significativo entre nos meios analisados sob os diferentes pH testados e no controle, entretanto, no BDA não houve grandes diferenças entre as amostras, o que tudo indica que é possível usar esses meios alternativos em laboratório sem que se afete o crescimento desta espécie (Tabela 16).

O crescimento micelial para a espécie *Oudemansiella canarii* em função do tempo permitem uma maior análise do comportamento de cada espécie.

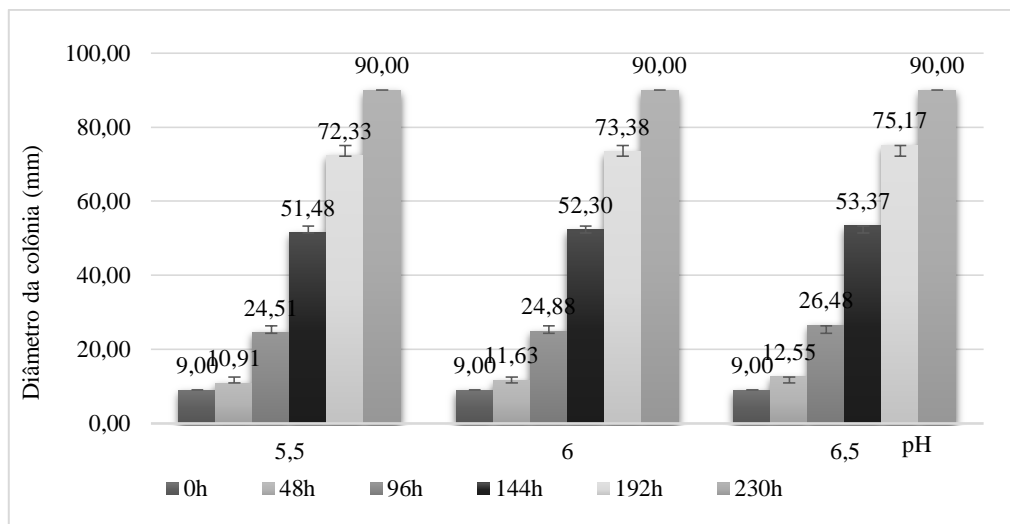
A Figura 22, mostra os diferentes momentos do crescimento micelial representados pelo diâmetro da colônia, sem o efeito da transformação dos dados é possível observar que em cada tempo as barras ilustram como a colônia se desenvolve até atingir a borda da placa e completar a colonização.



**Figura 22.** Crescimento micelial de *O. canarii* em função do tempo de cultivo sob efeitos de diferentes pH no meio BDA – controle.

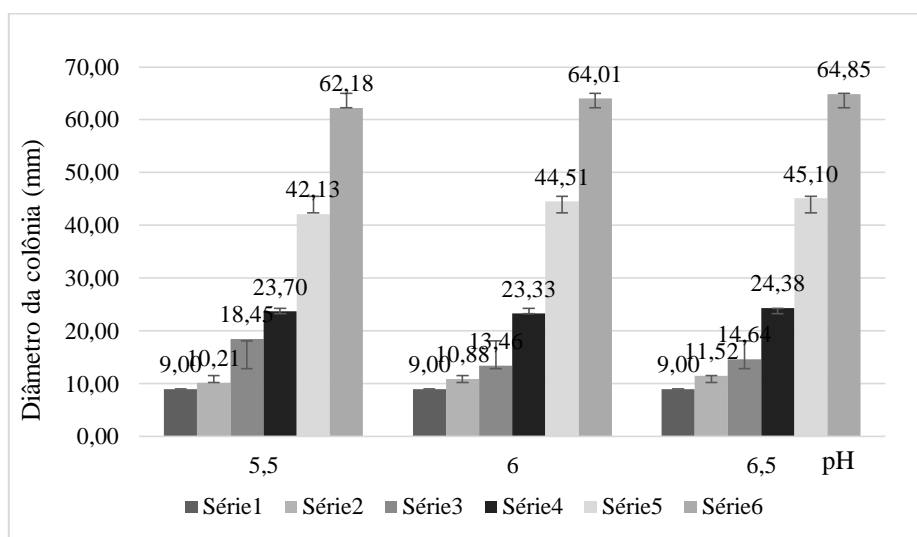
O crescimento micelial em *O. canarii* no BDA ocorreu satisfatoriamente e houve colonização completa atingindo a borda da placa de Petri. O modelo estatístico foi mais sensível para a situação em que não houve um bom desempenho micelar. O crescimento resultou bem homogêneo nos três pH analisados, demonstrando que nesta faixa de pH o fungo consegue crescer sem nenhuma limitante.

O aumento do diâmetro da colônia promovido pelo avanço superficial da colonização mostra que o crescimento micelial no meio serragem (Figura 23), ocorreu muito similar ao observado no controle BDA (Figura 22). As barras ilustram como a colônia se desenvolve até atingir a borda da placa de Petri e completar a colonização no meio com serragem e sob efeitos dos pH (5,5; 6,0; 6,5).



**Figura 23.** Crescimento micelial de *O. canarii* em função do tempo de cultivo sob efeitos de diferentes pHs no meio serragem (SSA).

Os resultados do crescimento micelial de *O. canarii* mostram na Figura 24, que mesmo não havendo diferenças estatisticamente significativas para esses resultados com relação ao meio de serragem (SSE-Figura 23) e com relação ao controle (BDA-Figura 22), o micélio quando comparado com os meios SSE e BDA não atingiu a borda da placa de Petri (90 mm), havendo um retardo no avanço da colonização refletido no diâmetro da colônia e no tempo padronizado para o cultivo (196 h) o que quer dizer que o micélio para colonizar toda a placa precisaria de mais tempo.



**Figura 24.** Crescimento micelial de *O. canarii* em função do tempo de cultivo sob efeitos de diferentes pH no meio BCA.

De acordo com as análises estáticas (Tabela 16), não houve diferenças significativas entre as médias do diâmetro das colônias para os diferentes meios analisados, entretanto, não é o observado neste caso específico. Uma das causas pode ser que o meio analisado, borra de café, poderia ainda conter certa quantidade de cafeína e talvez isto esteja contribuindo para o retardo do crescimento. Inicialmente o padrão de crescimento do micélio se comporta igual



para os três meios, mas a partir das 144 -196 horas começa haver uma lentidão na colonização (Figura 24) quando comparados esses valores no mesmo período de tempo em BDA (Figura 22) e serragem (Figura 23).

De acordo com Fan et al., (2000), resíduos de café podem ser uma alternativa viável para o cultivo de cogumelos e a borra de café também pode ser usada para o cultivo do fungo. Algumas análises indicam que o micélio não possui capacidade de degradar a cafeína e acaba acumulando-se nos basidiocarpos e quando usado restos da planta o cultivo pode se estender por mais de 60 dias sem sucesso na frutificação evidenciando um efeito tóxico ou retardante pela acumulação de compostos como a cafeína. Esta pode ser a explicação para a inibição do crescimento experimentada pelo micélio de *O. canarii* neste estudo.

Em geral, o melhor pH testado foi o de 5,5 para *S. commune* e *P. strigellus* seguido do valor de pH 6,5 para ambas as espécies e indiferente em *O. canarii* (Tabela 16). Ficou evidente neste estudo que alguns outros parâmetros e inclusive outros valores de pH e meios de cultura precisam ser estudados, assim como outras possíveis linhagens que venham a ser isoladas no futuro e conservadas na micoteca. O resultado, contudo, indica que é possível usar meios alternativos para cultivar espécies selvagens e que estas podem apresentar uma ampla amplitude para se adaptarem metabolicamente fora do ambiente natural no qual os mesmos se desenvolvem.

De acordo com Belletini et al., (2019), para cada tipo de cogumelo há uma faixa ideal de pH que influencia no seu desenvolvimento e estes valores são variáveis, justificando a importância de estudá-los. Os valores de pH podem estar entre 4,0 e 7,0 para o micélio e de 3,5 a 5,0 para a formação de basidiocarpo (URBEN, 2004). O pH ideal para o desenvolvimento do micélio e do corpo de frutificação oscila entre 6,5 e 7,0 (KALMIS et al., 2008). Produto do processo de colonização fúngica, o pH do substrato é reduzido para valores próximos a 4,0 devido à síntese de ácidos orgânicos, principalmente do ácido oxálico durante o processo de fermentação do substrato em estado sólido. Velioglu e Urek (2015), relataram que em *P. djamoro* pH do meio foi ajustado para 6,0 para favorecer uma melhor fermentação em estado sólido. Os valores de pH escolhidos neste trabalho coincidem com os valores e faixas padronizadas para estudos por outros pesquisadores reforçando a importância do estudo dos mesmos.

Em geral as três espécies cresceram nos meios de cultivo propostos e quando o crescimento foi completado não houveram diferenças estatísticas significativas. As diferenças dos meios alternativos à base de serragem e de borra de café, foram com relação ao meio BDA que mostrou resultados que diferem significativamente dos outros tratamentos, em *Schizophyllum commune* e *Panus strigellus*, sendo os resultados de menor desempenho.

#### **4.3.1. Efeito da temperatura no crescimento micelial**

Os resultados sobre o efeito da temperatura no crescimento micelial nos meios selecionados indicam que os fungos apresentaram comportamentos diferentes sob influência da temperatura.

A Tabela 20 mostra os resultados das médias do diâmetro das colônias sob o efeito dos diferentes valores de temperaturas analisados. Pode se observar que o desempenho do micélio foi melhor no meio alternativo que no BDA, e em ambos, os valores do desenvolvimento do micélio resultaram significativos, o maior destaque foi para BCA. Com tudo, na faixa de 20 °C -30 °C de acordo com os valores obtidos, acontece um retardo ou lentidão do crescimento e depois o crescimento micelial acontece sob os mesmos efeitos até às 196h, onde não houve colonização completa para esta espécie nestes meios testados.

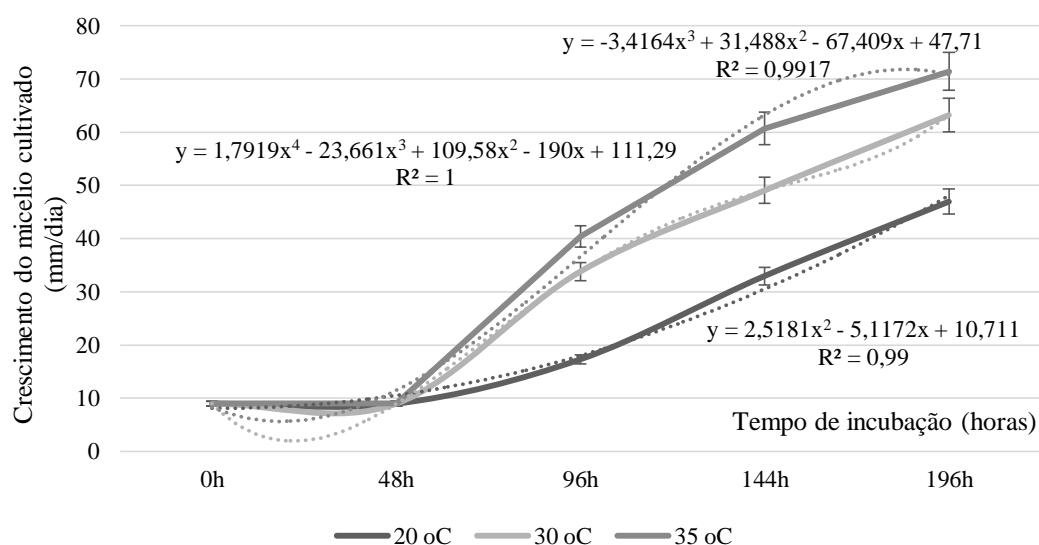
**Tabela 20.** Influência da temperatura no crescimento micelial de um isolado de *Schizophyllum commune*.

Temperatura	Tempo de Incubação					Meios de Cultura
	0 h	48 h	96 h	144 h	196 h	
20 °C	9,0 + 1,71 A	9,0 + 1,71 A	14,79 + 1,71 B	21,76 + 1,71 C	36,31 + 1,71 D	BDA*
	9,0 + 1,71 A	9,0 + 1,71 A	17,34 + 1,71 B	32,99 + 1,71 C	43,10 + 1,44 D	BCA**
30 °C	9,0 + 1,78 A	11,39 + 1,7 A	21,63 + 1,71 B	37,7 + 1,71 C	48,46 + 2,19 D	BDA*
	9,0 + 1,71 A	9,0 + 1,71 A	33,83 + 1,71 B	49,09 + 1,71 C	59,54 + 1,71 D	BCA**
35 °C	9,0 + 2,80 A	11,37 + 1,7 B	22,12 + 1,71 C	34,02 + 1,71 C	47,76 + 3,43 D	BDA*
	9,0 + 2,80 A	9,0 + 1,71 A	40,90 + 1,71 B	60,7 + 1,71 C	63,38 + 2,43 D	BCA*

As médias representam o diâmetro da colônia. As médias na mesma fila, seguidas pelas mesmas letras, não são significativamente diferentes em LSD Fisher.  $p < 0,05$ . Cada valor é expresso como média  $\pm$  erro padrão (SE) ( $n = 3$ ). Meios, batata dextrose agar (BDA) e borra de café (BCA).

O *S. commune* é uma espécie que tolera bem valores altos de temperatura e de acordo com Imtiaj et al., (2008), 35°C é temperatura ideal dos fenótipos testados pelos autores num estudo similar avaliado durante 10 dias, isto talvez seja um fator determinante devido ao nosso estudo ter acompanhado a colonização por 6 dias, entretanto, esses dados resultam similares aos alcançados neste trabalho e para isolados desta espécie.

Detalhes do crescimento podem ser analisados através de uma curva de crescimento na Figura 25, sendo possível destacar todas as fases de desenvolvimento.



**Figura 25.** Curva de crescimento micelial de *Schizophyllum commune* no meio BCA.

As três curvas correspondentes ao micélio no meio de borra de café, apresentam modelos sigmoidal, de função polinomial de segunda até quarta ordem, neste caso o ajuste das

curvas pode servir para estudar tendências de desenvolvimento do micélio, em que momento específico pode perder massa seca ou qual fase ficou mais alongada e quais os motivos. Modelos matemáticos podem ser úteis também porque permitem prever fases do metabolismo fúngico para logo serem usadas no melhoramento e otimização do cultivo da linhagem; assim sendo, também podem ser usados para estudos de cinética e produção de um determinado metabólito (WILSON et al. 2002; RIVAS et al. 2014).

O crescimento da biomassa microbiana ao longo de um período resulta numa curva sigmoidal típica, que pode ser dividida em várias fases com propriedades fisiológicas características. A primeira fase é chamada de fase retardada e é caracterizada por menor crescimento (CASTRO et al. 2006) ou “lagphase” em inglês, no caso específico das curvas polinomiais descritas por *S. commune* na colonização do meio à base de borra de café (BCA – Figura 25) pode se observar que essa primeira fase foi mais alongada derivando o crescimento para uma função polinomial, e isto pode estar acontecendo porque para este isolado, o substrato tem determinados compostos novos para os quais ele não tem enzimas, então o micélio inicialmente pode parecer experimentar uma fase maior de adaptação para logo retomar sua colonização.

Os resultados obtidos através do monitoramento da colonização de *P. strigellus* na colonização dos substratos, se mostram na Tabela 21. O melhor desenvolvimento foi apresentado nas temperaturas de 30 °C – 35 °C. De acordo com a análise estatística em ambas temperaturas, o micélio apresentou crescimento com valores significativos desde a fase inicial de colonização. O micélio se desenvolveu bem em ambos substratos, no meio alternativo à base de serragem e no BDA sendo o controle.

**Tabela 21.** Influência da temperatura no crescimento micelial de um isolado de *Panus strigellus*.

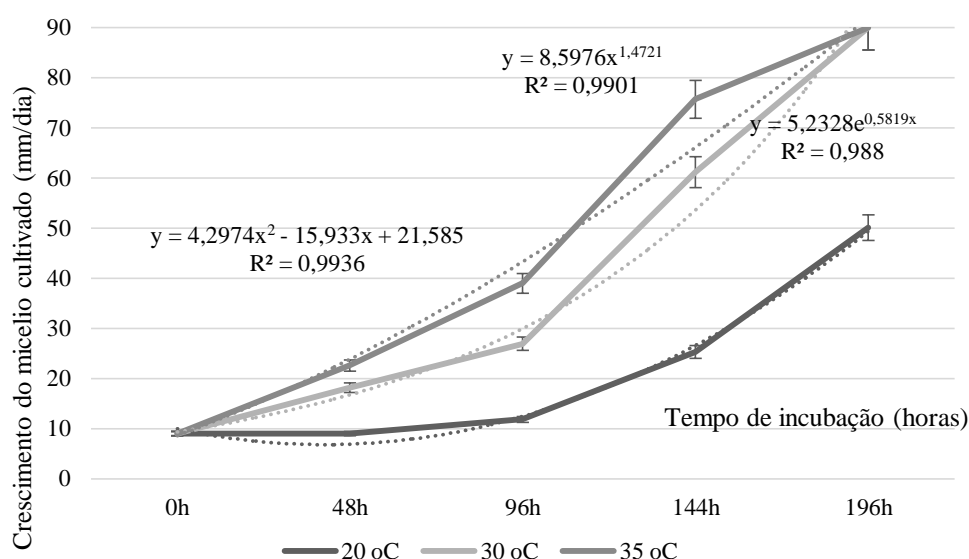
Temperatura	Tempo de Incubação					Meios de Cultura
	0 h	48 h	96 h	144 h	196 h	
20 °C	9,0 + 1,25 A	10,23 + 1,25 A	21,07 + 1,25 B	34,59 + 1,25 C	56,25 + 1,25 D	BDA*
	9,0 + 1,25 A	9,0 + 1,25 A	11,87 + 1,25 B	25,30 + 1,25 C	50,11 + 1,25 D	SSA*
30 °C	9,0 + 1,95 A	18,72 + 0,95 B	30,48 + 0,95 C	58,92 + 0,95 D	90,0 E	BDAns
	9,0 + 1,95 A	18,36 + 0,95 B	26,92 + 0,95 C	61,71 + 0,95 D	90,0 E	SSAns
35 °C	9,0 + 2,86 A	34,01 + 0,86 B	53,20 + 0,86 C	77,19 + 0,95 D	90,0 E	BDA*
	9,0 + 2,86 A	24,82 + 0,86 B	38,98 + 0,86 C	75,74 + 0,95 D	90,0 E	SSA*

As médias representam o diâmetro da colônia. As médias na mesma coluna, seguidas pelas mesmas letras minúscula e pelas maiúsculas na mesma fila, não são significativamente diferentes em  $p < 0,05$ . Cada valor é expresso como média  $\pm$  erro padrão (SE) (n = 3). Meios, batata dextrose agar (BDA) e serragem agar (SSA).

O desenvolvimento do micélio nas três temperaturas apresentou valores significativos, não havendo diferenças significativas entre o meio SSA e o controle BDA. De acordo com a análise de variância multivariada houve interação dos valores de crescimento do diâmetro do micélio, os meios de cultura sob a influência da temperatura, e apenas para 30 °C não houve essa interação entre os meios, mas o micélio colonizou completamente a placa de Petri em ambos os casos; só não houve crescimento total para o valor de temperatura de 20 °C. Cabe ressaltar que quem levou a gerência do experimento foi esta espécie, e o fato de termos analisado apenas 6 dias, resulta no tempo que este fungo colonizou as placas, sinalizando para o termo do monitoramento de todo o conjunto analisado.

Curvas de tipo sigmoides descrevem a colonização do substrato por *P. strigellus* igualmente em *S. commune* estas curvas são polinomiais, no caso de *Panus* é de segunda

ordem e também o crescimento apresentou uma curva de tipo Gompertz,  $y = 5,2328e^{0,5819x}$ , ( $R^2 = 0,988$ ).



**Figura. 26.** Curva de crescimento micelial de *P. striguellus* no meio SSA.

O ajuste das curvas e os R ajustados refletem a precisão dos dados colhidos durante o monitoramento da colonização. Mediante as curvas se comparamos com a Figura 25 que descreve o crescimento do *S. commune*, as curvas de *P. striguellus* apresentaram menos tempo de langphase, ou fase retardada com o que se sugere que *Panus* apresentou menos resistência aos substratos e sua velocidade de colonização também pode ter sido maior, com relação à colonização de *S. commune*.

Com relação ao isolado de *P. striguellus* também em ensaios prévios, foi possível o seu cultivo numa estufa projetada para este fim e alocada no Jardim Botânico da UFRRJ, e faz parte dos trabalhos do projeto Prover de 2018-2020. A frutificação aconteceu em dias quentes com valores de temperaturas de 35-40 °C (Tabela 22), sendo desta forma uma espécie promissora para continuar trabalhos de bioprospecção e que ainda poderia ser cultivada.

Os nossos resultados são similares aos obtidos por Vargas-Isla (2012) para esta espécie e se encontram em sintonia com trabalhos realizados pelo INPA, Amazonas, nesse sentido. Esta espécie é conhecida popularmente pelas comunidades indígenas Yanomami e faz parte da sua dieta, e o cogumelo que este fungo produz é famoso por possuir o umami, sabor requisitado.

**Tabela 22.** Influência da temperatura no crescimento micelial de um isolado de *Oudemansiella canarii*.

Temperatura	Tempo de Incubação					Meios de Cultura
	0 h	48 h	96 h	144 h	196 h	
20 °C	9,0 + 0,74 A	10,44+0,74 AB	11,48 + 0,74 C	25,15 + 0,74 D	25,15 + 0,74 E	BDA*
	9,0 + 0,74 A	9,0 + 0,74 B	11,82 + 0,74 C	26,48 + 0,74 D	25,15 + 0,74 E	SSA**
30 °C	9,0 + 0,74 A	13,14 + 0,74 B	26,2 + 0,74 C	52,68 + 0,74 D	25,15 + 0,74 E	BDA*
	9,0 + 0,74 A	9,0 + 0,74 A	16,64 + 0,74 C	41,80 + 0,74 D	25,15 + 0,74 E	SSA**

Continua...

Continuação da Tabela 22.

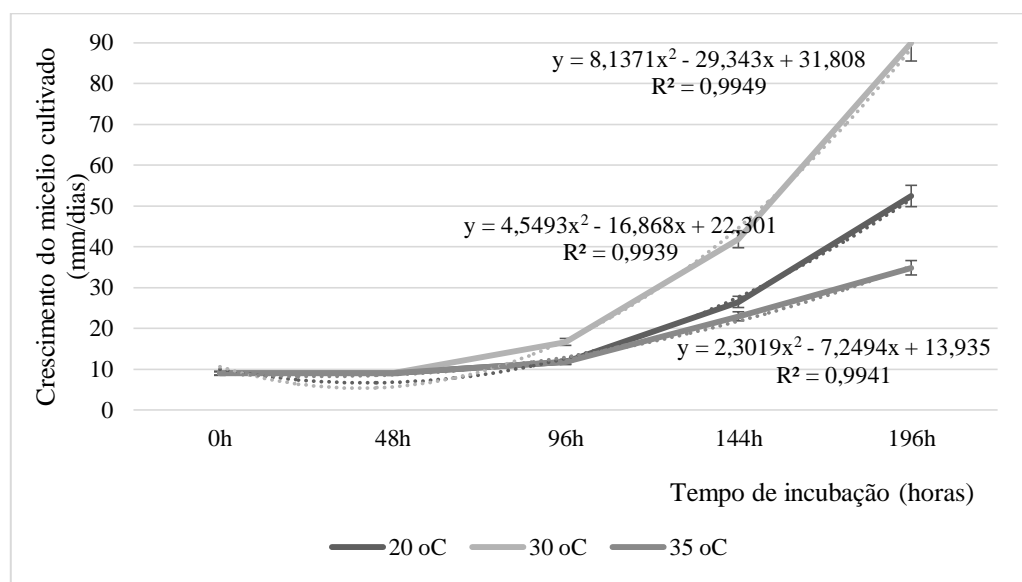
Temperatura	Tempo de Incubação					Meios de Cultura
	0 h	48 h	96 h	144 h	196 h	
35 °C	9,0 + 2,80 A	9,0 + 1,08 AB	22,12 + 1,08 C	22,94 + 1,08 D	25,15 + 0,74 E	BDA*
	9,0 + 2,80 A	9,0 + 1,08 B	40,90 + 1,08 C	29,40 + 1,08 D	25,15 + 0,74 E	SSA*

As médias representam o diâmetro da colônia. As médias na mesma coluna, seguidas pelas mesmas letras minúscula e pelas maiúsculas na mesma fila, não são significativamente diferentes em  $p < 0,05$ . Cada valor é expresso como média  $\pm$  erro padrão (SE) ( $n = 3$ ). Meios, batata dextrose agar (BDA) e serragem agar (SSA).

O isolado analisado de *O. canarii* apresentou um desempenho melhor na colonização que *S. commune* e mais discreto quando comparado com os dados obtidos para *P. strigellus*. Em todos os testes os valores foram significativos entre os meios para os diferentes valores de temperatura e na interação com os meios de cultura, embora não tenha havido colonização completa, em geral, esta aconteceu em 30°C no meio serragem.

O isolado de *O. canarii* é também procedente da Flona Mario Xavier, mas é possível achá-lo pelos fragmentos de mata dentro da Universidade Federal Rural (UFRRJ). Embora ele seja de um bioma quente, seu melhor desempenho ocorre de 25-30 °C e pode haver frutificação até próximo dos 35 °C. Foi constatado que seu melhor crescimento e vigor são favorecidos aos 25°C assim como demonstram os resultados obtidos no estudo.

A Figura 27 com as curvas de crescimentos e seus modelos de funções ajustadas são apresentados. Assim como *P. strigellus* teve uma fase de retardo maior, para logo retomar à colonização.



**Figura 27.** Curva de crescimento micelial de *O. canarii* no meio SSA.

É provável que isto tenha a ver com os substratos e talvez fatores externos, embora as condições de cultivo *in vitro* fossem controladas. Com tudo, de acordo com os dados observados na Tabela 20 e pelas curvas de crescimento, o melhor desempenho na colonização resultou aos 30 graus e na faixa de temperatura de 20-30 graus centígrados.

Os cogumelos do gênero *Oudemansiella*, *Physalacriaceae* (KIRK et al., 2008), são consumidos em todo o mundo (MAGINGO et al., 2004). Tem sido reportado que tanto ele como as outras espécies próximas, podem ser cultivadas numa infinidade de substratos, sendo

citados as serragens, bagaço de cana, espiga de milho, assim como outros resíduos vegetais (FENG XU, et al. 2016).

Resultados similares aos do nosso trabalho foram encontrados no trabalho de Feng Xu et al. (2016), quanto ao desempenho em substratos à base de serragem assim como com relação à temperatura ótima de crescimento. Devido a sua grande versatilidade pelos tipos de substratos e facilidades para seu cultivo, sem necessidade de usar estufas climatizadas, propomos a continuidade de estudos com vistas a sua bioprospecção e produção comercial.

## 5. CONCLUSÕES

Foram identificados doze (12) tipos de cogumelos agrupados em três (3) ordens: *Agaricales*, *Polyporales* e *Auriculariales*.

Entre os macrofungos estudados, oito (8) das doze (12) espécies podem ser considerados como comestíveis ou de interesse culinário sendo estas *Schizophyllum commune*, *Macrocybe titans*, *Panus strigellus*, *Oudemansiella canarii*, *Polyporus tricholoma*, *Pleurotus djamor*, *Favolus brasiliensis*, *Auricularia delicata*.

Do conjunto das espécies escolhidas e identificadas, quatro possuem algum interesse para biofarmácia ou biomateriais, como *Pycnoporus sanguineus*, *Ganoderma australe*, *Psilocybe cubensis* e *Lentinus crinitus*.

A família mais abundante neste estudo foi a *Polyporaceae*, onde das doze (12) espécies descritas cinco (5) correspondem a este grupo.

Das espécies isoladas, *Oudemansiella canarii*, *Schizophyllum commune*, e *Panus strigellus*, cresceram nos meios alternativos testados e tiveram um número elevado de colonização que competem com o meio BDA.

A faixa de pH testado ofereceu condições para o desenvolvimento do micélio e não teve interações com o meio de cultivo e o fungo, em correspondência aos valores de pH em que os fungos em geral se desenvolvem.

A linhagem isolada da espécie *Schizophyllum commune* possui um crescimento ótimo do micélio em temperatura de 35 graus.

Os micélios das linhagens de *Panus strigellus* e *Oudemansiella canarii* se desenvolvem melhor na faixa de 25-30 graus centígrados e sob temperaturas maiores o crescimento desacelera.

## **6. CONSIDERAÇÕES FINAIS**

As informações deste trabalho poderão ser incorporadas nas bases de dados que vem sendo realizadas para mostrar o potencial em riqueza de espécies presentes neste fragmento da Mata Atlântica que é a FLONA Mário Xavier, de grande importância para a Biodiversidade encontrada no município de Seropédica.



## 7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABRAHÃO, M. C.; GUGLIOTTA, A. M.; GOMES, E. Poliporóides (*Basidiomycota*) em fragmentos de mata no perímetro urbano de São José do Rio Preto, São Paulo, Brasil. **Revista Brasil. Bot.**, v. 32, 3:427-440. 2009.
- ALEXOPOULOS, C. J.; MIMS, C. W.; BLACKWELL, M. **Introductory Mycology**. 4 th ed. Nova York: John Wileyand Sons Inc., 868p. 1996.
- ALEXOPOULOS, C. J.; MIMS, C. W. **Introductory Mycology**. New York: John Wiley & Sons Inc., 1979.
- ALMEIDA FILHO, O. M.; BUENO, R; BONONI, V. L. R. Algumas espécies de fungos basidiomicetos dos manguezais do Estado de São Paulo. **Hoehnea**, v. 20, p. 87-92. 1993.
- ALVES, G. C.; VICTORIA, F. C.; ALBUQUERQUE, M. P.; PEREIRA, A. B. Primeiro Relato de Fungos Agaricales no Município de São Gabriel, RS, Brasil. **Caderno de Pesquisa, série Biologia**, v. 24, n. 27, 2012.
- ANDRADE, M. C. N. Informação nutricional de cogumelos comestíveis e medicinais em função da linhagem e do substrato de cultivo. In: 3º SIMPÓSIO INTERNACIONAL SOBRE COGUMELOS NO BRASIL. 2015. Sorocaba. **Anais...** Sorocaba, 2015.
- ANGELIS, D. F.; LUCHESI, A. C.; SIMÕES, A. C. O cogumelo Shiitake. **Sociedade dos Amigos do Instituto Biológico: *Lentinus edodes*** (Beek.) Pegler. 2002. url: <http://www.geocities.com/~esabio/cogumelo/lentinus edodes>. Acesso em 19 agosto de 2017.
- ARBOLEDA VALENCIA, J. W.; VALENCIA JIMÉNEZ, A.; GONÇALVES DE SIQUEIRA, F.; DUSSAN MEDINA, K.; RESTREPO FRANCO, G. M.; FILHO, E. X. F.; GROSSI DE SÁ, M. F. Holocellulase activity from *Schizophyllum commune* grown on bamboo: A comparison with different substrates. **Current Microbiology**, 63(6), 581-587. 2011.
- AZEVEDO, D. B.; OSORIO, R. M. L.; CARVALHO, R. Q.; CARDOSO, B. B. Cadeia de produção do cogumelo orgânico: o estudo de caso da empresa cogumelos brasilienses. **Revista de Gestão Ambiental e Sustentabilidade – GeAS**. Vol. 3, n. 1. Jan/Abr. 2014.
- BACCI, M.; ANVERSA, M. M.; PAGNOCCA, F. C. Cellulose degradation by *Leucocoprinus gongylophorus*. **Antonie Van Leeuwenhoek**, v. 67, n. 4, p. 385-386, 1995.
- BADO, L. C. Producción de hongos comestibles. In: FIDALGO, O.; BONONI, V. L. R. **Valor nutritivo y toxicologia de los hongos**. San Cristóbal de las Casas: [ s. n.] 1994. 108 p.
- BALAKRISHNAN, B.; NAIR, M. C. **Advances in mushroom biotechnology**. Jodhpur: Scientific Publishers, 1994.
- BANDONI, R. J. **The Tremellales and Auriculariales**: an alternative classification. Transactions of the Mycological Society of Japan, 1984.

BELLETTINI, M. B.; FIORDA, F. A.; MAIEVES, H. A.; TEIXEIRA, G. L.; ÁVILA, S.; HORNING, P. S.; JÚNIOR, A. M.; RIBANI, R. H. Factors affecting mushroom *Pleurotus* spp. **Saudi Journal of Biological Sciences**, 26(4), 633-646. 2019.

BONONI, V. L. O cultivo de *Agaricus bisporus* no Brasil. In: SANTOS, A. F. J. K. P.; OLIVEIRA, H. C. B. **8º Simpósio Internacional sobre Cogumelos, Alimentação, Saúde, Tecnologia e Meio Ambiente no Brasil**. Brasília: Ed. Urban - Embrapa, v.1, agosto, 2003.

BONONI, V. L.; CAPELARI, M.; MAZIERO, R.; TRUFEM, S. F. B. **Cultivo de cogumelos comestíveis**. São Paulo: Ícone, 1999.

BONONI, V. L. R. Fungos macroscópicos de Rio Branco, Acre, Brasil. **Hoehnea**, v. 19, p. 31-37. 1992.

BONONI, V. L. R. Basidiomicetos do Cerrado da Reserva Biológica de Moji-Guaçu, SP. **Rickia**, v. 11, p. 1-25. 1984a.

BONONI, V. L. R.; CAPELARI, M.; MAZIEIRO, R.; TRUFEM, S. F. B. **Cultivo de cogumelos comestíveis**. São Paulo: Ícone, 1995.

BONONI, V. L. R.; GRANDI, R. A. P. (coords.). **Zigomicetos, Basidiomicetos e Deuteromicetos: noções básicas de taxonomia e aplicações biotecnológicas**. Instituto de Botânica, São Paulo. 1998.

BONONI, V. L. R.; TRUFEM, S. F. B.; GRANDI, R. A. P. **Fungos macroscópicos do Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, São Paulo, Brasil, depositados no herbário do Instituto de Botânica**. 1981. **Rickia**, 9:37-53.

BOYCE, J. S. **Em Forest Pathology**, Nova York: McGraw-Hill Book Co., 1938.

BRASIL. Lei Nº 10.831 de 23 de dezembro de 2003. **Casa Civil, Subchefia para Assuntos Jurídicos**, Presidência da República, Brasília, DF. 2003. Disponível em: [www. Mapa.com. br](http://www.mapa.com.br) Acesso em: 22 maio 2018.

CABI Bioscience, CBS & Landcare Research. 2008. **Index Fungorum**. <http://www.indexfungorum.org>. Acessado em 18/01/2018.

CAI, Y. J.; BUSWELL, J. A.; CHANG, S. T. Production of cellulase and hemicellulose by the straw mushroom, *Volvariella volvacea*. **Mycological Research**, v. 98, n. 9, p. 1019-1024, 1994.

CAMARERO, S.; GALLETTI, G. C.; MARTÍNEZ, A. T. Preferential degradation of phenolic lignina units by two White rot fungi. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 60, n. 12, p. 4509-4516, 1994.

CAPELARI, M.; GUGLIOTTA, A. M.; FIGUEIREDO, M. B. O estudo de fungos macroscópicos no Estado de São Paulo. In: JOLY, C. A.; BICUDO, C. E. M. (Eds.) **Biodiversidade do Estado de São Paulo**. São Paulo: FAPESP, 1998. p. 9-35.

CAPELARI, M.; MAZIERO, R. Fungos macroscópicos do Estado de Rondônia região dos Rios Jaru e Ji-Paraná. **Hoehnea**, v. 15 p. 28-36. 1988.

CARDOSO, São Paulo, Brasil. **Boletim do Instituto de Botânica**, v. 12, p. 1-112. 1999.

CNPO Cadastro Nacional de Produtores Orgânicos do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA), **Produtos orgânicos**. 2017.

COSTA, C. **Dia do índio**: como cogumelos descobertos por Yanomamis estão conquistando chefes renomados. BBC News Brasil, São Paulo. [www.bbc.com/portuguese/brasil-42849554](http://www.bbc.com/portuguese/brasil-42849554), 2018. Acesso: 14 novembro 2018.

DAROLT, M. R. A. **Evolução da agricultura orgânica no contexto brasileiro**. Disponível em: <http://www.vidanocampoonline.com/index.php/artigos/851-a-evolucao-da-agricultura-organica-no-contexto-brasileiro>. 2011. Acessado em 28 de abril de 2018.

DINIZ, O. G. L. **Usos, Bioquímica e Atividade Biológica do *Psilocybe* spp.** 1999. Monografia (Graduação em Fitoterapia) - Instituto Brasileiro de Estudos Homeopáticos - IBEHE Omar, 1999.

EIRA, A. F. Cultivo do cogumelo medicinal: *Agaricus blazei* (Murrill) ss. Heinemann ou *Agaricus brasiliensis* In: (Wasser WASSER, S. P.; DIDUKH, M. Y.; AMAZONAS, M. A. L. A.; NEVO, E.; STAMETS, P.; EIRA, A. F. 2002). *A. blaze* Viçosa: **Aprenda Fácil**. p. 398. 2003.

EIRA, A. F.; MINHONI, M. T. A.; BRAGA, G. C.; MONTINI, R. M.; ICHIDA, M. S.; MARINO, R. H.; COLAUTO, N. B.; SILVA, J.; NETO, F. J. **Manual teórico-prático do cultivo de cogumelos comestíveis**. 2. Ed. Botucatu: Unesp, 1997.

ESCOBAR, J A C; ROAZZI, A. Panorama Contemporâneo do Uso Terapêutico de Substâncias Psicodélicas: Ayahuasca e Psilocibina. **Neurobiologia**, p. 159-172, 2010.

FAEMG **Federação da Agricultura e Pecuária do Estado de Minas Gerais**: Mercado e Comercialização – em: [www.fameg.org.br/Content.Aspx](http://www.fameg.org.br/Content.Aspx). 2012. Acessado em 12 de abril de 2018.

FAN, L.; PANDEY, A.; MOHAN, R.; SOCCOL, C. R. Use of various coffee industry residues for the cultivation of *Pleurotus ostreatus* in solid state fermentation. **Acta Biotechnologica**, 20(1), 41-52. 2000.

FAZOLINO, E. P.; TRIERVEILER-PEREIRA, L.; CALONGE, F. D.; BASEIA, I. G. First records of *Clathrus* (*Phallaceae*, *Agaricomycetes*) from the Northeast Region of Brazil. **Mycotaxon**, 2010. 113: 195-202.

FEARNSIDE, F. M.; BARBOSA, R. I. Soil carbon changes from conversion of forest to pasture in Brazilian Amazonian. **For. Ecol. Manag.** 1998. 108 (1-2): 247-266.

FIDALGO, M. E. P. K. Contribution to the fungi of Mato Grosso, Brasil. **Rickia** 3: 171-219. 1968a.

FIDALGO, O. BONONI, V. L. R. Fungos e líquens macroscópicos: In: FIDALGO, O.; BONONI, V. L. R. **Técnicas de coleta, preservação e herborização de material botânico**. São Paulo: Instituto de Botânica-SP. pp. 24-26. 1989.

FIDALGO, O.; BONONI, V. L. R. (Coords.). **Técnicas de coleta, preservação e herborização de material botânico**. Manual nº 4. São Paulo: Instituto de Botânica, SP, p. 1-62. 1984.

FIDALGO, O.; FIDALGO, M. E. P. K. **Dicionário micológico**. São Paulo: Instituto de Botânica, Secretaria da Agricultura do Estado de São Paulo, 1967.

FIDALGO, O.; FIDALGO, M. E. P. K.; FURTADO, J. S. Fungi of the "Cerrado" region of São Paulo. **Rickia**, v. 2, p. 55-71. 1965.

FIDALGO, O.; PRANCE, G. T. The ethnomycology of the Sanama indians. **Mycologia**, vol. 68. nº 1, 68: 201-210 1976.

FONSÊCA, M. P. **Aphylllophorales lignocelulolíticos da Reserva Biológica do Alto da Serra de Paranapiacaba, Santo André, SP**. 1999. (Tese de Doutorado), Universidade de São Paulo, São Paulo. 1999.

GABRIEL, C. **Psilocybe e outros cogumelos mágicos** - Green Blog Power. Disponível em: [www.greenpower.net.br/blog/psilocybe-e-outros-cogumelos-mágicos](http://www.greenpower.net.br/blog/psilocybe-e-outros-cogumelos-magicos). Acesso em: 30 set. 2019.

GIBERTONI, T. B., RYVARDEN, L.; CAVALCANTI, M. A. Q. Poroid fungi (Basidiomycotina) of the Atlantic Rain Forest in the State of Pernambuco, Brazil. **Synopsis Fungorum** 18: 33-43. 2004.

GIBERTONI, T. B., SANTOS, P. J. P.; CAVALCANTI, M. A. Q. Aphylllophorales in the Atlantic Rain Forest in Northeast Brazil. **Fungal Diversity**, v. 25, p. 49-67. 2007.

GILBERTSON, R. L.; RYVARDEN, L. North American Polypores. **Synopsis Fungorum**, v. 1, p. 1-433. 1986.

GÓES-NETO, A.; BASEIA, I. G. Filo Basidiomycota. In: L. F. P. GUSMÃO, MAIA, L. C. (eds.). **Diversidade e caracterização dos fungos do Semi-Árido brasileiro**. Instituto do Milênio do SemiÁrido, Recife, pp. 141-159. 2006.

GÓES-NETO, A.; MARQUES, M. F. O.; ANDRADE, J. D.; SANTOS, D. S. Lignicolous Aphylllophoroid Basidiomycota in an Atlantic Forest fragment in the semi-arid. Caatinga region of Brazil. **Mycotaxon** 88:359-364. 2003.

GROPOSO, C.; LOGUERCIO-LEITE, C. Contribution to the lignocellulolytic fungi (Basidiomycetes) of the Atlantic Rain Forest in Southern Brazil. **Mycotaxon** 92:103-106, 2005.

GRUPO URAKAMI. **Conheça os cogumelos**. 2013. Disponível em [www.cogumelossurakami.com](http://www.cogumelossurakami.com). Acesso em 12 abril de 2018.

GUGLIOTTA, A. M. Polyporaceae de mata ciliar da Estação Experimental e Reserva Biológica de Moji-Guaçu, SP, Brasil. **Hoehnea** 24:89-106. 1997.

GUGLIOTTA, A. M.; BONONI, V. L. R. Polyporaceae do Parque Estadual da Ilha do Cardoso, São Paulo, Brasil. **Boletim do Instituto de Botânica** 12: 1-112. 1999.

GUZMÁN, G. **Hongos Comestibles, venenosos y alucinantes**. Limusa, México. 452p. 1979.

GUZMÁN, G., MATA, G., SALMONES, D., SOTO-VELASCO, C., GUZMÁN-DÁVALOS, L. **Cultivation of edible fungi**. Instituto Politécnico Nacional, México, D. F. 245 pp. (in Spanish), 1993.

GUZMÁN, G.; SALMONES, D.; SOTO-VELASCO, C.; GUZMÁN-DÁVALOS, L. **Cultivation of edible fungi**. Instituto Politécnico Nacional, México, D. F. (in Spanish), 1997.

HARBORNE J. B.; WILLIAMS, C. A. Advances in flavonoid research since 1992. **Phytochemistry**, New York, v. 52, n. 6, p. 481- 504, 2000.

HAYVES, W. A.; WRIGHT, S. H. Edible mushrooms. In: ROSE, A. H. **Economic Microbiology: microbial biomass**. London: Academic Press, 1979.

HENNINGS, P. *Fungi paraensis* II. a cl. Dr. J. Huber collecti. **Beiblattzur Hedwigia** 41:(15)-(18). 1902.

HIBBETT, D. S.; DONOGHUE, M. J. Progress toward a phylogenetic classification of the Polyporaceae through parsimony analysis of mitochondrial ribosomal DNA sequences. **Canadian Journal of Botany**, v. 73, suppl. 1, p. 853-860, 1995.

HIBBETT, D. S.; VILGALYS R. Phylogenetic relationships of *Lentinus* (Basidiomycotina) inferred from molecular and morphological characters. **Systematic Botany**, v. 18, n. 3, p. 409-433, 1993.

HYDE, K. D. **Biodiversity of Tropical Microfungi**. Hong Kong: University Press, Hong Kong, 1997.

IBGE. **Manual Técnico da Vegetação Brasileira** / Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística - IBGE. Governo Federal; Ministério do Planejamento, Orçamento e Gestão; Diretoria de Geociências; Coordenação de Recursos Naturais e Estudos Ambientais; Manuais Técnicos em Geociências Número 1 - 2.ed. Rio de Janeiro, RJ. 2012.

IFOAM - International Federation of Organic Agriculture Movements. Normas Básicas para a Produção e Processamento de Alimentos Orgânicos. In: IFOAM - General Assembly em Mar del Plata/Argentina, novembro 1998. Mar del Plata. **Anais...** Mar del Plata: IFOAM, 1998.

ISHIKAWA, N. K.; VARGAS-ISLA, R.; CHAVES, R. S.; CABRAL, T. S. Macrofungos da Amazônia: importância e potencialidades. **Ciência&Ambiente** 44 janeiro/junho, 2012.

JESUS, M. A. Contribution to the knowledge of woodrotting fungi in Brazil. II. Check-list of fungi from Maracá Island, Roraima State. **Mycotaxon** 57:323-328, 1996.

JOLY, A. B. **Botânica**: Introdução à taxonomia vegetal. 8ª ed. São Paulo: Editora Nacional, 1987.

KALMIS, E.; AZBAR, N.; YILDIZ, H.; KALYONCU, F. Feasibility of using olive mill effluent (OME) as a wetting agent during the cultivation of oyster mushroom, *Pleurotus ostreatus*, on wheat straw. **Bioresour. Technol.** 99:164-169. 2008.

KARACSONYI, S.; KUNIAK, L.; Polysaccharides of *Pleurotus ostreatus*: isolation and structure of pleuran, an alkali-insoluble  $\beta$ -D-glucan. **Carbohydrate Polym journal**, v. 24, p.107-111, 1994.

KAURI, T.; KUSHNER, D. J. Detection of cellulolytic activity of bacteria and fungi growing on agar surfaces. **Biotechnology Techniques**, 1988.

KENDRICK, B. **The Fifth Kingdom**. Newburyport: Focus Information Group, 1992.

KIM, M. K.; KIM, Y. H.; KIM, H. R., KIM, B. I.; BYUN, S. M.; UHM, T. B. Thermal stability of na acidic inulinase from *Scytalidium acidophilum*. **Biothecnology Letters** 16: 965 966, 1994.

KIRK, P. M.; CANNON, P. F.; DAVID, J. C.; STALPERS, J. A. **Ainsworth & Bisby's Dictionary of theFungi**. 9<sup>th</sup> ed. CABI Bioscience, Egham. 2001.

KIRK, P. M., CANNON, P.F., MINTER, D.W., STALPERS, J. A. (eds). **Dictionary of the fungi**. 10<sup>th</sup> ed. Wallingford: CABI, 771p. 2008.

KONDO, R.; KOICHI, H.; SAKAI, K. In vitro bleaching of hardwood kraft pup by extracellular excreted from white rot fungi in a cultivation system using a membrane filter. **Applied and Environmental Microbiology**. v. 60, n. 3, p. 921-926, mar. 1994.

KUTER, G. A. Microfungal populations associated with the decomposition of sugar maple leaf of litter. **Mycologia** 78: 114-126p., 1986.

LAKHANPAL, T. N. Prospects of mushrooms from the wild. In: NAIR, M. C. **Advances in mushroom biotechnology**. Jodhpur: Scientfic Plubishers, 1994.

LARGENT, D. L. **How to identify mushrooms to genus**. I. macroscopic features. Mad River Press, Eureka, 1986.

LEE, Y. M.; LEE, H.; KIM, J. S.; LEE, J.; AHN, B. J.; KIM, G. H.; KIM, J. J. Optimization of medium components for  $\beta$ - glucosidase production in *Schizophyllum commune* KUC9397 and enzymatic hydrolysis of lignocellulosic biomass. **Bio Resources**, 9(3), 4358-4368. 2014.

LOUZA, G. S. G.; GUGLIOTTA, A. M. Polyporus Fr. (Polyporaceae) no Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, São Paulo, SP, Brasil. **Hoehnea**, 34(3), 365-382. 2007.

LUCKING, ROBERT. Fungi evolved right on track. **Mycologia**, v. 101, n. 6, p. 810-822, 2009.

LUZ, W. C. DA. **Micologia Avançada**. Vol. I Taxonomia de Basidiomicetos. Passo Fundo, RS: Ed. RAPP, 2008. 400 p.

MACEDO, A. J. P.; KIRSCH, L. S.; PALHETA, R. A.; PUTZKE, J.; TEIXEIRA, M. F. S. Crescimento micelial de *Ganoderma lucidum* (Curt.: Fr.) P. Karst. em resíduos lignocelulósicos disponíveis na Amazônia. **Caderno de Pesquisa**, v. 44 23, n. 2, 2011. Disponível em: <<http://www.bioline.org.br/request?cp11007>>. Acesso em: 07 maio 2017.

MAIA, L. C.; CARVALHO JÚNIOR, A. A.; CAVALCANTI, L. H.; GUGLIOTTA, A. M.; DRECHSLER-SANTOS, E. R.; SANTIAGO, A. M. A.; CÁCERES, E. S.; GIBERTONI, 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.; PIRES-ZOTTARELLI, 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.; ARAUJO, P.; LUDWIG H.; GUSMÃO, L. F. P.; NEVES, M. A.; CAPELARI, M.; JAEGER, M. C. W., PULGARÍN, M. P.; MENOLLI JUNIOR, N.; 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. Diversity of Brazilian Fungi. **Rodriguésia**, 66(4), 1033-1045, 2015.

MAIA, C. L.; YANO-MELO, A. M.; CAVALCANTI, M. A. Diversidade de fungos no Estado de Pernambuco. In: TABARELLI, M.; SILVA, J. M. C. (Org). **Diagnóstico da Biodiversidade de Pernambuco**. Recife - Secretaria de Ciência, Tecnologia e Meio Ambiente de Pernambuco. Ed. Massangana, v. 1, p. 15-50, 2002.

MAIA, L. C.; CARVALHO JUNIOR, A. A. Fungos do Brasil. In: FORZZA, R. C.; CAVALCANTI, L. H.; GUGLIOTTA, A. M.; DRECHSLER-SANTOS, E. R.; SANTIAGO, A. L. M. A.; CÁCERES, M. E. S.; GIBERTONI, 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.; PIRES-ZOTTARELLI, C. L. A.; DA 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.; DE MELO, G. S. N.; SOTÃO, H. M. P.; BASEIA, I. G.; PEREIRA, J.; DE OLIVEIRA, J. J. S.; SOUZA, J. F.; BEZERRA, J. L.; ARAUJO NETA, L. S.; PFENNING, L. H.; GUSMÃO, L. F. P.; NEVES, M. A.; CAPELARI, M.; JAEGER, M. C. W.; PULGARÍN, M. P.; MENOLLI JUNIOR, N.; 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.; (orgs.). **Catálogo de plantas e fungos do Brasil**. Vol. 1. Andrea Jakobsson Estúdio /Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro. pp. 43-48. 2010.

MATTOS, L. F.; SATYAMURTY, P. Climatological Lower Tropospheric Frontogeneis in the Midlatitudes Due to Horizontal Deformation and Divergence. **Monthly Weather Review**, 117 (6): 1355-1364, 1989.

MAYFIELD, M.; KISHI, K.; ALIC, M.; GOLD, M. H. Homologous expression of recombinant manganese peroxidase in *Phanerochaete chrysosporium*. **Applied and Environmental Microbiology**, 1994. V. 60, n. 12, p. 4303-4309, 1994.

MAZOYER, M.; ROUDART, L. **História das agriculturas do mundo: do Neolítico à crise contemporânea**. 569p. 2010. [Tradução de Claudia F. Falluh Balduino Ferreira]. - São Paulo: Editora UNESP; Brasília, DF: NEAD, 2010.

MEIJER, A. A. R. **Macrofungos notáveis das Florestas de Pinheiro-do-Paraná**. Colombo, Embrapa Florestas, 2008.

MEIJER, A. A. R. Preliminary list of the Macromycetes from the Brazilian State of Paraná. **Boletim do Museu Botânico Municipal**, Curitiba, 68:04-55, 2006.

MELO, V. F.; FRANCELENO, M. R.; UCHÔA, S. C. P.; SALAMENE, S.; SANTOS, C. S. V. Solos da área indígena Yanomami no médio Rio Catrimani, Roraima. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, 34(2), 487-496. <https://dx.doi.org/10.1590/S0100-06832010000200022>, 2010.

MESSIAS, J. M.; COSTA, B. Z.; LIMA, V. M. G.; GIESE, E. C.; DEKKER, R. F. H.; BARBOSA, A. M. Lipases microbianas: Produção, propriedades e aplicações biotecnológicas. **Semina: Ciências Exatas e Tecnológicas**, v. 32, n. 2, p. 213-234, 2011.

MONCALVO, J. M.; LUTZONI, F. M.; REHNER, A. S.; JOHNSON, J.; VILGALYS, R. Phylogenetic relationships of agaric fungi based on nuclear large subunit ribosomal DNA sequences. **Systematic Biology**, v. 49, p. 278-305, 2000.

MONTEIRO, C. S.; KALLUF, V.; PENTEADO, P. T.; WASZCZYNSKYJ, N.; FREITAS, R.; STERTZ, S. C. **Caracterização Química do Cogumelo Agaricus blazei Murriel**. Visão Acadêmica, Curitiba: Visão Acadêmica 2005.

MUKHERJEE, N. das. Cultivation of *Pleurotus ostreatus* on weed plant. **Bioresource Technology**, 98: 2723-2726. 2007.

NAM, S. W.; KODA, Y.; YAMASAKI, M. Secretation and localization of invertase and inulinase in recombinant *Saccharomyces cerevisiae*. **Biotechnology Letters** 15: 1049-1054, 1993.

NUNES, L. M.; JÓLLUSKIN, G. O Uso de Drogas: Breve Análise Histórica e Social. **Revista da Faculdade de Ciências Humanas e Sociais**. 2007.

NUNEZ, M.; RYVARDEN, L. **Polyporus (Basidiomycotina) and related genera**. Oslo: Fungiflora, 1995.

OHM, R. A.; JONG, J. F.; LUGONES, L. G.; AERTS, A.; KOTHE, E.; STAJICH, J. E.; WÖSTEN, H. A. Genome sequence of the model mushroom *Schizophyllum commune*. **Nature Biotechnology**, 28(9), 957-963. 10.1038/nbt.1643, 2010.



OUTINHO L. N. **Cultivo de espécies de cogumelo comestíveis**. Disponível em: <http://www.geocities.com/esabio.geo/cogumelo/agaricus.htm>. 2004. Acesso em: 22 maio 2018.

PEGLER, D. N. **The Agarics of São Paulo, Brazil**. Royal Botanic Gardens, Kew. 1997.

PEGLER, D. N. The genus *Lentinus*: a world monograph. **Kew Bulletin Additonal Series**, v. 10, p. 1-273, 1983.

PEGLER, D. N.; LODGE, D. J.; NAKASONE, K. K. The pantropical genus *Macrocybe* gen. nov. **Mycologia** 90(3):494-504. 1998.

PEGLER, D. N.; SPOONER, B. **Identifying mushrooms**. New Jersey: Chartwell Books, 1994.

PEREIRA, A. B. O Gênero *Pleurotus* (Fr.) Kummer no Rio Grande do Sul, Brasil. **Caderno de Pesquisa, Sér. Bot.**, v. 1, p. 19-45, 1988.

PINTO, P. B. **Deslinhificação de palha de trigo por fungo da podridão branca, inibição de fomentarus pelo íon Cl<sup>-</sup>**. 2010. (Tese de Mestrado) Universidade de Trás-os-Montes e Alto, 126 pgs. 2010.

Gugliotta, A.M.; Gibertoni, T.B.; Drechsler-Santos, E.R.; Silveira, R.M.B.; Chikowski, R.S.; Pires, R.M.; Montoya, C.A.S.; Souza, J.F.; Palacio, M.; Rezende, D.H.C. 2015. Polyporales na lista de espécies da flora do Brasil. **Jardim Botânico do Rio de Janeiro**. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB92498>>. Acesso em: 11 de junho de 2018.

RAJARATHNAM, S.; BANO, Z. *Pleurotus* mushrooms. Part I B. Pathology, in vitro and in vivo growth requerimts, and world status. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, 1988. V.26, n.3, p 243-311.

RAJCHENBERG, M. Los Políporos (Basidiomycetes) de los Bosques Andinos Patagônicos. **Biblioteca Mycológica**, 201: 1-300. 2006.

RAVEN, P. H.; EVERT, R. F.; EICHHORN, S. E. **Biologia Vegetal**. 7ª ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2007. 906 p.

RAVEN, P. H. **Biologia Vegetal**. 6ª ed. São Paulo: Guanabara Koogan, 2001. 906 p.

RAYNER, A. D. M. Fungi, a vital component of ecosystem function in woodland. In: ALLSOP, D.; COLWELL, R. R; HAWKSWORTH, D. L. (eds). **Microbial Diversity and Ecosystem Function**. Cambridge. University Press, pp. 231-251. 1995.

RICK, S. J. J. *Basidiomycetes eubasidii* in Rio Grande do Sul, Brasília – Index. Séries Científicas do Museu Rio-Grandense de Ciências Naturais, Porto Alegre, RS, Brasil. **Série Botânica** 11:1-32, 1993.

ROSSI, I. H.; MONTEIRO, A. C.; MACHADO, J. O. Desenvolvimento micelial de *Lentinula edodes* como efeito da profundidade e suplementação do substrato. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 36, n. 6, p. 887-891, 2001.

ROSSMAN, A. Y. Biodiversity of tropical microfungi: no overview. In: HYDE, K. D. (Ed.) **Biodiversity of Tropical Microfungi**. Hong Kong: Univsesity Press, Hong Kong. pp. 1-10. 1997.

RUEGGER, M. J. S.; TORNISIELO, S. M. T.; BONONI, V. L. R.; CAPELARI, M. Cultivation of the edible mushroom *Oudemansiella canarii* (Jungh.) Hohn. In: lignocellulosic substrates. **Brazilian Journal of Microbiology**. vol. 32 no.3, 211-214. São Paulo Aug./Oct. 2001.

RYVARDEN, L.; JOHANSEN, I. **A preliminary flora of East Africa**. Fungiflora, Oslo. 1980.

RYVARDEN, L. Genera of Polypores. Nomenclature and taxonomy. **Synopsis Fungorum** 5:1-363. 1991.

SALES -CAMPOS, C; ANDRADE, M. C. N. Aproveitamento de resíduos madeiros para o cultivo do cogumelo comestível *Lentinus strigosus* de ocorrência na Amazônia. **Acta Amazonica**. v. 41, n. 1, p. 1-8, 2011.

SAMUELSSON, J.; GISTAFSSON, L.; INGELÖG, T. **Dying and dead trees a review of their importance for biodiversity**. Swedish Threatened Species Unit, Uppsala, 1994.

SANTOS, L. A. F.; LIMA, J. P. C.; MELLO FILHO, J. A. Corredor Ecológico de Regeneração Natural na Floresta Nacional Mario Xavier, em Seropédica RJ. **Revista Floresta e Ambiente** v 6(1): p 106-117 1999.

SCHMIDT, O.; KEBERNIK, U. A simple assay with dyed substrates to quantify cellulase and hemicellulase activity of fungi. **Biotechnology Techniques**, 1988. V.2, n.3, p.153-158, 1988.

SCHULZ, B.; WANKE, U.; DRAEGER, S.; AUST, H. J. Endophytes from herbaceous plants and shrubs: effectiveness of surface sterilization methods. **Mycological Research** 97: 1447-1450, 2003.

SEBRAE – Feira do empreendedor. **Oportunidade de negócio: cultivo de cogumelos**. Maio, 2007.

SEBRAE-MG. Pesquisa de mercado – **noções básicas para tomada de decisão**. Belo Horizonte, 1999.

SILVA, FERNANDO AUGUSTO BERTAZZO DA; LUCINI, FABIOLA; FALCÃO, MARINA DE SOUZA; LAINDORF; MAGGIO, LILIAN PEDROSO; PUTZKE, JAIR. **DIVERSIDADE DE COGUMELOS COMESTÍVEIS EM ÁREA DE BIOMA PAMPA**. Anais do 10º SALÃO INTERNACIONAL DE ENSINO, PESQUISA E EXTENSÃO – SIEPE Universidade Federal do Pampa Santana do Livramento, 6 a 8 de novembro de 2018.

SILVA, M. M. **Cultivo de cogumelos comestíveis pela técnica Jun-cau**. 2011. Monografia apresentada ao Departamento de Microbiologia do Instituto de Ciências Biológicas da Universidade Federal de Minas Gerais - UFMG. Belo Horizonte, 2011.

SILVA, R. B. M. **Aporte de Serapilheira e Quantificação de Nutrientes em Áreas em Reabilitação**. 2008. 57 f. Monografia - Engenharia Florestal, Universidade Federal Rural do Estado do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 2008.

SILVA, Ricardo Ribeiro; COELHO, Glauciane Danuza. **Fungos: Principais Grupos e Aplicações Biotecnológicas**. Instituto de Botânica-Jardim Botânico de São Paulo, 2006.

SILVEIRA, R. M. B.; GUERRERO, R. T. Aphyllophorales poliporóides (Basidiomycetes) do Parque Nacional de Aparados da Serra, Rio Grande do Sul. **Boletim do Instituto de Biociências** 48:1-127. 1991.

SILVEIRA, R. M. B.; WRIGHT, J. E. 2005. The taxonomy of *Echinochaete* and *Polyporus* s.str. in southern South America. **Mycotaxon** 93:1-59.

SILVEIRA, V. D. **Micologia**. 5. ed. Rio de Janeiro: Âmbito Cultural, 1995.

SINGER, R. Oudemansiellinae, Macrocystidiinae, Pseudohiatulinae in South America: monographs of South American Basidiomycetes, especially those of the east slope of the Andes and Brazil. VIII. **Darwiniana** 13: 145-190. 1964.

SOARES, J. L. **Dicionário Etimológico e Circunstanciado de Biologia**. São Paulo: Editora Scipione, 1993.

SOTÃO, H. M. P.; BONONI, V. L. R.; FIGUEIREDO, T. S. Basidiomycetes de manguezais da Ilha de Maracá, Amapá, Brasil. **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi**, sér. Bot., v. 7, n. 1, p. 109-114. 1991.

SOTÃO, H. M. P.; CAMPOS, E. L.; GUGLIOTTA, A. M.; COSTA, S. P. S. E. Fungos macroscópicos: Basidiomycetes. In: FERNANDES, M. E. B. (Org.) **Os manguezais da costa norte brasileira**. São Luis: Fundação Rio Bacanga, p.45-59, 2003.

SOTÃO, H. M. P., CAMPOS, E. L., COSTA, S. P. S. E., MELO, O. A.; AZEVEDO, J. C. Basidiomycetes macroscópicos de manguezais de Bragança, Pará, Brasil. **Hoehnea** 29: 215-224. 2002.

SOTÃO, H. M. P.; HENNEN, J. F., GUGLIOTTA, A. M., MELO, O. A.; CAMPOS, E. L. Os Fungos Basidiomycotina. In: LISBOA, P. L. B. (org.). **Caxiuanã**. Populações tradicionais, Meio Físico e Diversidade Biológica. Museu Paraense Emílio Goeldi, Belém, pp. 213-219. 1997.

STAFUSSA, A. P. **Propriedades antioxidantes e perfil dos compostos fenólicos de cogumelos**. 2013. Trabalho de Conclusão de Curso (Engenharia de Alimentos). Universidade Tecnológica Federal do Paraná. Campo Mourão, 2013.

STURION, G. L. **The banana leaf plant utilization as substrate for edible mushrooms cultivation (*Pleurotus* spp.)** (in Portuguese, with abstract in English). 1994. (Dissertação de Mestrado) ESALQ/ USP, Piracicaba, 147 pp., 1994.

TEIXEIRA, A. R. FIDALGO, O. *Polyporus tricholoma* Mont. (Polyporaceae). **Revista Brasileira de Botânica** 6: 129-132. 1983.

TEIXEIRA, A. R. **Método para estudo das hifas do basidiocarpo de fungos poliporáceos.** Manual nº. 6. São Paulo: Instituto de Botânica-SP, 1995.

TERÇARIOLI, G. R. **O incrível mundo dos fungos.** São Paulo: Ed. Unesp, 2010. 128 p.

TISDALE, T. E.; MIYASAKA, S. C.; HEMMES, D. E. Cultivation of oyster mushroom (*Pleurotus ostreatus*) on wood substrates in Havai. **Word Journal of Microbiology & Biotechnology**, 22: 201-206. 2006.

TORRES-TORRES, M. G., GUZMÁN-DÁVALOS, L. & GUGLIOTA In Brazil: Know species and new Records. **Mycotaxon** 121: 93-132. 2012.

TOVAR-HERRERA, O. E.; MARTHA-PAZ, A. M.; PÉREZ-LLANO, Y.; ARANDA, E.; TACORONTE-MORALES, J. E.; PEDROSO-CABRERA, M. T.; ARÉVALO-NIÑO, K.; FOLCH-MALLOL, J. L.; BATISTA-GARCÍA, R. A. *Schizophyllum commune*: An unexploited source for lignocellulose degrading enzymes. **Microbiology Open**, 7(3), 2018. <https://doi.org/10.1002/mbo3.637>.

TRIERVEILER-PEREIRA, L.; BASEIA, I. G. A. Checklist of the Brazilian gasteroid fungi (Basidiomycota). **Mycotaxon**, vol. 108, 2009.

URBEN, A. F. **Produção de cogumelos por meio de tecnologia chinesa modificada: biotecnologia e aplicações na agricultura e na saúde.** Ed. técnica. 3. ed. ver. e ampl. – Brasília, DF: Embrapa, 2017.

URBEN, A. F.; OLIVEIRA, H. C. B.; VIEIRA, W.; CORREIA, M. J.; URIARTT, H. A.; SANTOS, J. K. P.; RIBEIRO, V. L. **Produção de cogumelos por meio de tecnologia chinesa modificada.** 2. ed. Brasília, DF: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2004.

VALASKOLÁ, V.; BALDRIAN, P. Estimulation of bound and free fractions of lignocellulose-degrading enzymes of wood-rotting fungi *Pleurotus ostreatus*, *Trametes versicolor* and *Piptoporus betulinus*. Research in **Microbiology**. V. 43, p. 141-194. 2005.

VARES, T.; MIKA, K.; HATAKK, A. Lignin peroxidases, manganese peroxidases, and other lignolytic enzymes produced by *Phlebia radiata*. **Applied and Environmental Microbiology**, v.61, n.10, p.3515-3520, 1995.

VARGAS-ISLA, R. **Taxonomia, biologia e produção de semente-inóculo de *Panus strigellus*, um cogumelo comestível da Amazônia.** 2012. 136 f. Tese (Doutorado) Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia/INPA, Manaus, 2012.

VASCO PALACIOS, A. M.; SUAZA, S. C.; CASTAÑO BETANCUR, M.; FRANCO - MOLANO, A. E. Conocimiento etnoecológico de los hongos entre los indígenas Uitoto, Muinane y Andoke de la Amazonía Colombiana. **Acta Amazonica**. v. 38, n. 1, p. 17-30, 2008.

VELIOGLU, Z.; UREK, R. O. Optimization of cultural conditions for bio surfactant production by *Pleurotus djamor* in solid state fermentation. **J. Biosci. Bioeng**. 120:526-531. 2015.

VILELA, P. S. **Cogumelos: Mercado e comercialização**. 2011. Disponível em [www.faemg.org.br](http://www.faemg.org.br). Acesso em 12 de abril 2018.

WASSER, S. P.; COAST, P.; BLACKMANL, M.; CRAGG, G.; LEVINE M. Reishi or Lingzhi (*Ganoderma lucidum*). **Journal Encyclopedia of Dietary Supplements**. New York: Marcel Dekker; p. 680-90, 2005.

WICKLOW, D. T.; CARROLL, G. C. (Eds.). **The Fungal Community**. Its Organization and Role in the Ecosystem. New York: Marcel Dekker, Inc.1981.

WINSTOCK, A.; BARRATT, M.; FERRIS, J.; MAIER, L. **Global Drug Survey Runs the World's Largest Drug Survey**. p. 1– 121, 2017.

WISEMAN, A. Industrial practice with enzymes. In: WISEMAN, A. **Handbook of Enzyme Biotechnology**. New York: John Wiley e Sons, 1975.

WRIGHT, J.; ALBERTÓ, E. **Hongos. Guia de la region pampeana I. Hongos con laminillas**. L.O.L.A. Buenos Aires, 279p. 2002.

XAVIER-SANTOS, S. **Isolamento, identificação e perfil enzimático de fungos decompositores de madeira da Estação Ecológica do Noroeste Paulista – São José do Rio Preto/Mirassol, SP**. 2003. (Tese de doutorado) Universidade Estadual Paulista, Rio Claro. 2003.

YANOMAMI. **Assembleia Yanomami mostra a força de um povo**. 2015. Disponível em: <http://www.cedefes.org.br>. Acessado em 25 de abril de 2018.

ZADRAZIL, F. Cultivation of *Pleurotus*. In: CHANG, S. T.; HAYES W. A (Eds). **The biology and cultivation of edible mushrooms**. Academic Press, New York. p. 521-557. 1978.

ZAIDMAN, B. Medicinal mushroom modulators of molecular targets as cancer therapeutics. **Applied Microbiology Biotechnol**, v. 67, p. 453-468, 2005.

ZHU, N.; LIU, J.; YANG, J.; LIN, Y.; YANG, Y.; JI, L.; YUAN, H. Comparative analysis of the secretomes of *Schizophyllum commune* and other wood- decay basidiomycetes during solid- state fermentation reveals its unique lignocellulose- degrading enzyme system. **Biotechnology for Biofuels**, 9(1), 42. 10.1186/s13068-016-0461-x, 2016.

## 8. ANEXOS

### 8.1. Estruturas Microscópicas de 05 Espécies Identificadas Taxonomicamente

A)



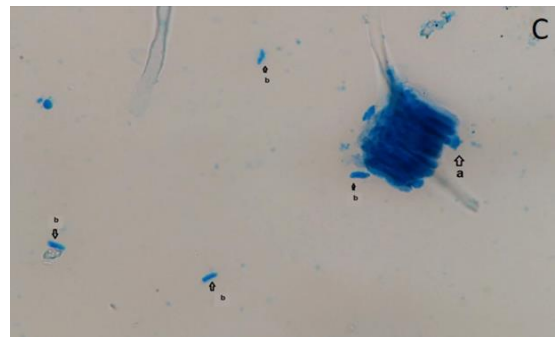
B)



C)



D)



**Figura 28.** Imagens dos morfotipos isolados de *Schizophyllum commune* – A) Basidioma característico; B) Região himenial e lamelas; C) hifas generativas com grampos e espículas; D) basídios (bas) e esporos (esp).

A)



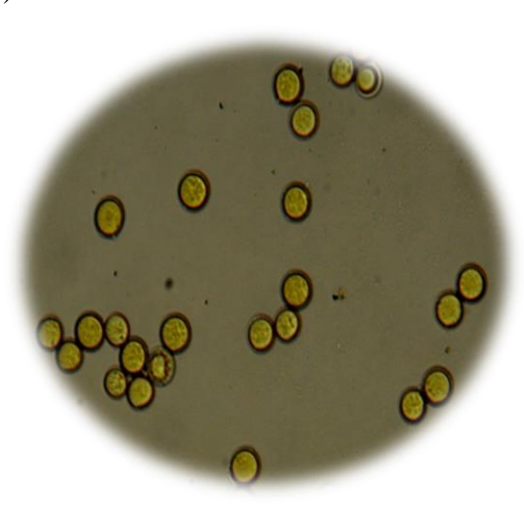
B)



C)



D)



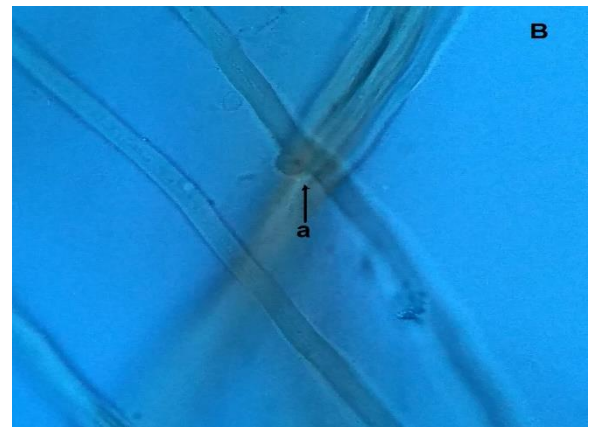
**Figura 29.** A) Basidiomas de *Macrocybe titans*; B) Superfície himenial mostrando o conjunto de lamelas; C) Basídios com esterigmas (bas) e basidiósporos (esp); D) 100X Floxina 1%. Fotos: Samuel Lopes, Laboratório de Química Biológica do Solo – UFRRJ.



A)



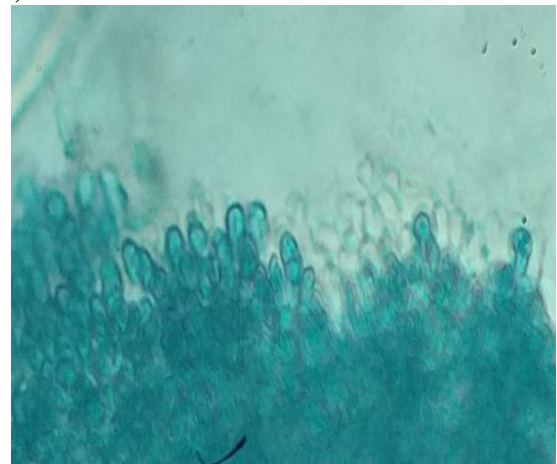
B)



C)



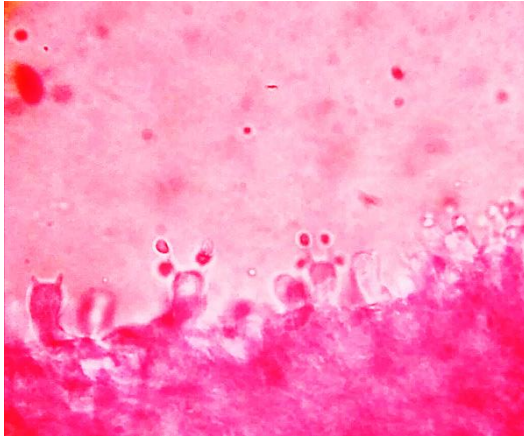
D)



**Figura 30.** A) Basidiomas de *Lentinus crinitus*, visão himenial; B) Basidiomas de *Lentinus crinitus*, visão abhimenial, basídios e esterigma; C) Hifa generativa e grampo de conexão; D) Cortes observados ao microscópio óptico 100x.



A)



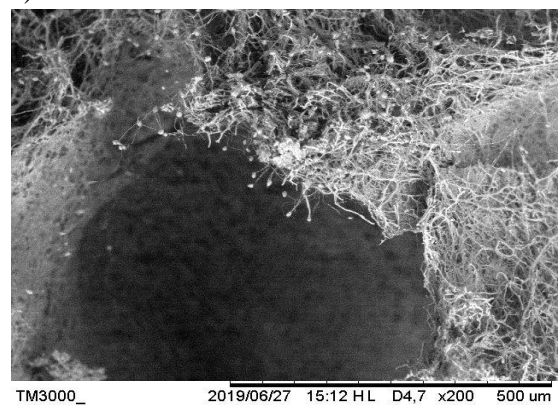
B)



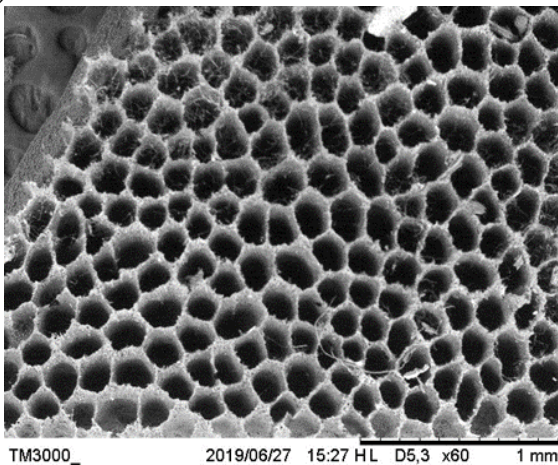
C)



D)



E)

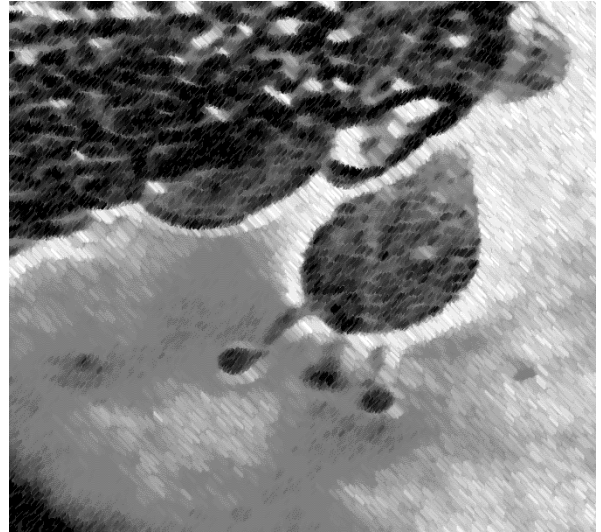


**Figura 31.** *Favulus brasiliensis*. A) Presença de basídios, esterígmas e basidiósporos cor. Floxina 1%; B) Basidioma característico com superfície himenial; C) Basidioma superfície abhimenial; D) Microscopia eletrônica de um corte laminado de um poro onde observa-se a cavidade do poro onde se encontram os basídios; E) Poro em fotografia eletrônica (FLONA Mario Xavier - nov/2017). Fotos: Jorge Luiz Heraclito Mattos.

A)



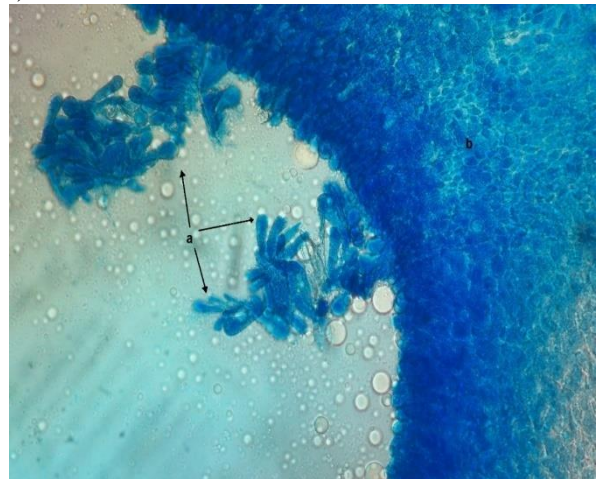
B)



C)



D)



**Figura 32.** A) Basidioma de *Oudemansiella canarii*; B) Basídio com esterigmas 100X contraste de cor; C) Cistídeos e pleurocistídeos 100X Floxina 1%; D) Corte de lamela com a presença das tramas e cistídeos, Floxina 1%. Foto: Samuel Lopes. Laboratório de Química Biológica, Solos UFRRJ.

## 8.2. Medidas das Microestruturas (Basídio, Esterigma e Basidiósporos) em Micrômetros (µm) de 03 cogumelos Estudados.

### a) *Oudemansiella* sp

Material: <i>Oudemansiella</i> sp. Coletor: Jorge Luiz Heraclito de Mattos Substrato: madeira em decomposição Lente: objetiva de 100 Microscópio: Olympus BX41 Local: Instituto de Floresta - UFRRJ Ordem: Agaricales							
Basídio	Esterigma	Basidiósporo			Amplitude das medidas		
L1xL2	L1xL2	L1xL2			Basídio	Esterigma	Basidiósporo
					L1xL2	L1xL2	L1xL2
15x14	10x5	8x7			7x78-8x28	4x21-1x8	4x28-4x24
30x23	9x7	4x5					
35x23	9x5	18x17					
72x22	10x6	20x22					
7x8	11x4	10x11					
65x20	4x2	18x19					
48x20	4x3	18x17					
68x16	16x3	5x5					
78x20	11x3	6x6					
43x22	12x3	18x18					
55x13	11x3	19x18					
54x20	7x3	16x16					
30x20	11x2	28x28					
25x15	12x1	18x16					
66x20	12x8	15x13					
53x13	12x4	16x24					
66x19	12x4	18x18					
52x21	13x3	19x17					
53x19	11x4	19x19					
47x22	11x3	4x4					
42x21	11x3	4x4					
47x23	11x4	6x5					
42x23	19x4	9x5					
51x23	21x3	8x5					
48x18	15x4	8x6					
48x19	13x3	5x5					
59x19	10x4	8x6					
42x12	9x3	10x5					
60x19	5x3	9x5					
62x20	8x2	9x6					
64x16	11x4	10x6					
38x21	4x3	9x5					
45x24	4x2	6x6					
30x27	5x2	6x5					
48x26	6x4	10x10					
46x14	10x3	19x20					
45x28	11x3	18x19					
36x20	17x4	21x22					
77x23	14x4	19x19					
43x18	11x5	20x18					
56x16	12x4	25x23					
53x19	12x3	16x19					
42x16	12x4	15x16					
67x18	12x3	17x17					
62x15	12x4	18x19					
63x15	7x4	20x19					
68x17	9x2	20x20					
56x14	10x3	23x21					
54x12	12x3	18x17					
44x10	9x2	16x18					

b) *Panus* sp

Material: *Panus* sp.  
 Coletor: Jorge Luiz Heraclito de Mattos  
 Substrato: madeira em decomposição  
 Lente: objetiva de 100  
 Microscópio: Olympus BX-41  
 Local: FLONA Mário Xavier  
 Ordem: *Agaricales*



Basídio L1xL2	Esterigma L1xL2	Basidiósporo L1xL2	Amplitude das medidas		
			Basídio L1xL2	Esterigma L1xL2	Basidiósporo L1xL2
5x4	4x2	4x4			
7x6	5x2	4x4	3x10-3x8	1x10-1x2	4x16-4x16
6x5	3x1	4x4			
6x4	3x1	5x5			
6x4	2x1	5x5			
7x4	2x1	4x4			
6x4	9x1	5x4			
3x5	9x1	4x4			
8x6	7x1	4x4			
5x4	7x1	5x4			
10x6	6x1	5x5			
6x4	6x1	5x5			
4x3	2x1	6x5			
8x5	2x1	6x6			
9x3	4x2	3x3			
10x6	2x1	4x4			
9x6	2x1	5x5			
7x4	2x1	6x4			
9x8	1x1	8x6			
11x8	2x1	4x4			
10x8	2x1	5x5			
5x4	3x2	9x9			
8x4	3x2	6x4			
4x5	1x1	7x7			
7x4	1x1	4x4			
10x7	5x2	6x6			
	7x1	4x4			
	7x1	7x7			
	7x1	4x4			
	3x1	6x6			
	2x1	9x9			
	3x2	7x7			
	3x2	10x10			
	4x1	9x9			
	4x1	7x7			
	10x2	14x14			
	3x2	11x11			
	2x1	11x11			
	2x1	7x6			
		10x10			
		6x6			
		9x9			
		12x12			
		9x9			
		10x10			
		12x12			
		16x16			



c) *Macrocybe* sp

Material: *Macrocybe* sp.  
 Coletor: Jorge Luiz Heraclito de Mattos  
 Substrato: solo, serrapilheira  
 Lente: objetiva de 100  
 Microscópio: Olympus BX- 41  
 Local: FLONA Mário Xavier  
 Ordem: *Agaricales*



Basídio	Esterigma	Basidiósporo	Amplitude das medidas		
L1xL2	L1xL2	L1xL2	Basídio	Esterigma	Basidiósporo
			L1xL2	L1xL2	L1xL2
4x3	1x2	5x5	4x8-3x5	1x2-0,5x2	3x7-2x5
5x5	1x2	6x4			
7x4	1x0,5	6x3			
5x4	1x0,5	6x4			
3x4	1x0,5	6x4			
5x3	2x1	4x4			
5x3	2x1	5x4			
5x4	1x0,5	6x4			
5x3	1x0,5	5x4			
5x3	1x0,5	6x4			
8x3	1x0,5	6x5			
4x3	1x0,5	6x4			
5x4	1x0,5	6x4			
5x3	1x0,5	7x5			
5x3	1x0,5	7x4			
5x3	1x2	5x4			
4x3	1x2	5x5			
5x4	1x0,5	6x5			
5x4	1x0,5	5x4			
4x3	2x1	5x4			
5x3	2x1	6x4			
5x4	2x1	5x4			
5x4	2x1	5x5			
5x3	2x0,5	6x4			
5x4	2x0,5	5x4			
4x3	1x0,5	6x4			
5x5	1x0,5	5x4			
5x3	1x2	6x4			
5x3	1x0,5	4x4			
6x3	1x0,5	5x4			
5x4	2x1	5x5			
5x4	2x1	3x3			
7x4	2x1	5x4			
5x4	1x2	6x5			
5x3	1x0,5	5x5			
5x4	1x0,5	6x4			
7x3	1x0,5	5x5			
5x4	2x0,5	3x2			
5x4	2x0,5	3x2			
5x4	1x0,5	4x3			
5x4	2x1	3x2			
5x4	2x1	4x3			
5x3					
5x4					
5x3					
6x3					
5x4					
6x4					