



**UNIVERSIDADE ESTADUAL DE GOIÁS  
CÂMPUS DE CIÊNCIAS EXATAS E TECNOLÓGICAS  
CURSO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS**

JULIANA SOARES DE LIMA

**FUNGOS ASSOCIADOS A *Microcerotermes* cf. *strunckii* (Isoptera:  
Termitidae, Termitinae) EM FRAGMENTOS DE MATA SEMIDECÍDUA  
ESTACIONAL NO CERRADO**

Anápolis

2016

JULIANA SOARES DE LIMA

**FUNGOS ASSOCIADOS A *Microcerotermes* cf. *strunckii* (Isoptera:  
Termitidae, Termitinae) EM FRAGMENTOS DE MATA SEMIDECÍDUA  
ESTACIONAL NO CERRADO**

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado à  
Universidade Estadual de Goiás, CCET, como  
requisito parcial à obtenção do grau de Biólogo  
Licenciado.

Orientadora: Prof<sup>ª</sup>. Dr<sup>ª</sup>. Héli da Ferreira da Cunha  
Co-orientadora: Prof<sup>ª</sup>. Dr<sup>ª</sup>. Solange Xavier dos Santos

Anápolis

2016



UNIVERSIDADE ESTADUAL DE GOIÁS  
CAMPUS ANÁPOLIS DE CIÊNCIAS EXATAS E TECNOLÓGICAS –  
HENRIQUE SANTILLO  
CURSO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS – MODALIDADE: LICENCIATURA

### ATA DE DEFESA DE TRABALHO DE CONCLUSÃO DE CURSO

#### TÍTULO DO TRABALHO:

FUNGOS ASSOCIADOS A *Microcerotermes cf. strunckii strunckii* (Isoptera: Termitidae, Termitinae) EM FRAGMENTOS DE MATA SEMIDECÍDUA ESTACIONAL NO CERRADO

#### AUTORA:

JULIANA SOARES DE LIMA

TRABALHO DE CONCLUSÃO DE CURSO DEFENDIDO E APROVADO EM SESSÃO PÚBLICA, NO DIA 15 DE JUNHO DE 2016, ÀS 14:30 HORAS, NO CAMPUS ANÁPOLIS DE CIÊNCIAS EXATAS E TECNOLÓGICAS – HENRIQUE SANTILLO DA UNIVERSIDADE ESTADUAL DE GOIÁS, CUJA BANCA EXAMINADORA ESTEVE CONSTITUÍDA DOS SEGUINTE MEMBROS:

PROF. DR.ª HÉLIDA FERREIRA DA CUNHA  
ORIENTADOR

PROF. DR. VÍTOR HUGO MENDONÇA DO PRADO

PROF. M.ª SAMANTA OLIVEIRA DA SILVA

## AGRADECIMENTOS

Reconheço que nada seria possível sem a presença do meu alicerce, minha família. Pai, mãe, eu agradeço por todo amor, carinho, dedicação e paciência que têm comigo. Jônatas, obrigada pelo exemplo e esforço que sempre me inspiram.

À Prof. Héli da Ferreira da Cunha, minha orientadora, pela confiança, dedicação, puxões de orelha e amizade que temos desde que ingressei na Universidade. Muito obrigada por ter me ajudado a crescer pessoal e profissionalmente.

À Prof. Solange Xavier dos Santos, minha co-orientadora, por aceitar trabalhar comigo, agradeço por todas as sugestões, correções e apoio. Quero levar pra vida todo o aprendizado que tive contigo.

Aos meus amigos, pessoas tão fundamentais nessa caminhada, mestres em me fazer sorrir e olhar de maneira positiva as dificuldades enfrentadas.

À galera dos laboratórios de Ecologia, Microbiologia e Biodiversidade. Sou muito grata a vocês pelos anos de convivência, pelas risadas, pelos choros e desesperos também! Aos técnicos por todos os ensinamentos, conversas, broncas e amizade.

Aos docentes do curso de Ciências Biológicas, que transformaram completamente minha forma de enxergar a natureza. Muito obrigada pelas lições que recebi. Me espelho em vocês!

Agradeço à Universidade Estadual de Goiás pelo incentivo que recebi desde o início do curso, pela oportunidade de receber uma educação pública, gratuita e de tanta qualidade.

Ao fomento que recebi nas Iniciações Científicas, pela UEG e pelo CNPq.

**GRATIDÃO!!!**

## RESUMO

Este estudo investigou a microbiota de ninhos e do canal alimentar de *Microcerotermes* cf. *strunckii*, verificando se há diferenças entre a constituição micótica entre os materiais analisados. O material estudado foi coletado em fragmentos de mata semidecídua do campus Anápolis de Ciências Exatas e Tecnológicas da Universidade Estadual de Goiás e da Empresa de Assistência Técnica e Extensão Rural de Goiás no município de Anápolis – GO. Cinco ninhos ativos foram avaliados, além do canal alimentar de 11 operários para cada ninho amostrado. As amostras do ninho foram homogeneizadas individualmente e todos os operários foram dissecados, sendo que para cada ninho coletado, o canal alimentar completo de nove indivíduos e o canal alimentar dividido de dois indivíduos foram semeados em placas de Petri com meio de cultura BDA, as quais foram incubadas a 25°C durante seis dias. Posteriormente as colônias fúngicas foram purificadas e identificadas. Dezesete táxons fúngicos foram registrados, sendo *Paecilomyces variotii*, *Penicillium frequentans* e *Aspergillus flavus* as espécies mais frequentes no material do ninho e *P. variotii* e *A. flavus*, os mais comuns no canal alimentar. A diversidade fúngica encontrada em ninhos e no canal alimentar de *M. cf. strunckii* no Cerrado pode ser considerada elevada, quando comparada a estudos semelhantes com o mesmo gênero em ambiente de Caatinga. A microbiota registrada em ninhos e nos canais alimentares não apresentou distinção, uma vez que todos os fungos registrados no canal alimentar dos operários também foram observados no material do cupinzeiro. Este é o primeiro estudo relatando a microbiota associada a cupins no Bioma Cerrado e demonstrou a presença de fungos Ascomycetos com propriedades lignocelulósicas, cunhando possíveis interações entre *M. cf. strunckii* e fungos.

Palavras-chave: Composição fúngica; Térmitas do Cerrado; Ninhos arbóreos.

## ABSTRACT

This study investigated the mycobiota nests and the feed channel of *Microcerotermes* cf. *strunckii*, checking if there are differences between the mycotic constitution and the analyzed materials. The material in this study was collected in parts of a semi-deciduous forest located by the Universidade Estadual de Goiás and Empresa de Assistência Técnica e Extensão Rural de Goiás in the city of Anápolis - GO. Five active nests were evaluated, in addition to the feed channel of 11 workers for each collected nest. The nest samples were homogenized individually and all workers were dissected, and for each collected nest, the entire alimentary channel of nine individuals and the split feed channel of two individuals were seeded in Petri plates with BDA growth medium, which were stored in a greenhouse at 25 ° C for six days. Subsequently fungal colonies were purified and identified. Seventeen fungal taxa were registered in this study. *Paecilomyces variotii*, *Penicillium frequentans* and *Aspergillus flavus* were the most frequent species in the nest material and *P. variotii* and *A. flavus*, the most common in the alimentary channel. Fungal diversity found in nests and food of *M. cf. strunckii* the Cerrado may be considered high when compared to similar studies with the same gender in Caatinga environment. The mycobiota recorded in nests and eating channels showed no distinction, since all fungi recorded in the alimentary canal of the workers were also observed in the mound material. This is the first study reporting the mycobiota associated with termites in the Cerrado and showed the presence of Ascomycetes fungi with lignocellulosic properties, coining possible interactions between *M. cf. strunckii* and fungi.

Keywords: Fungal composition; Termites Cerrado; Arboreal nests.

## LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1 - Localização dos pontos de coleta de <i>Microcerotermes</i> cf. <i>strunckii</i> em duas regiões de Anápolis – GO: Universidade Estadual de Goiás e Empresa de Assistência Técnica e Extensão Rural de Goiás .....	14
Figura 2 - Ilustração da metodologia utilizada nas diluições sucessivas, para análise do material do ninho.....	16
Figura 3 - Ilustração da metodologia utilizada para o isolamento de fungos do tubo digestivo de operários de <i>Microcerotermes</i> cf. <i>strunckii</i> .....	17
Figura 4 - Estruturas microscópicas dos fungos e suas respectivas colônias fúngicas.....	20
Figura 5 - Abelha do gênero <i>Xylocopa</i> encontrada no ninho de <i>Microcerotermes</i> cf. <i>strunckii</i> .....	21

## LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Fungos em ninhos e tubo intestinal de <i>Microcerotermes</i> cf. <i>strunckii</i> em áreas de mata semidecídua, Centro-Oeste do Brasil, 2016.....	18
Tabela 2 - Espécies fúngicas registradas no canal alimentar dos operários de <i>Microcerotermes</i> cf. <i>strunckii</i> cultivados de forma separada nos meios de cultura.....	19
Tabela 3 - Termitófilos registrados nos ninhos de <i>Microcerotermes</i> cf. <i>strunckii</i> .....	21

## SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO.....	9
2	OBJETIVOS.....	13
2.1	<b>Objetivo geral.....</b>	13
2.2	<b>Objetivos específicos.....</b>	13
3	METODOLOGIA.....	14
3.1	<b>Área de estudo.....</b>	14
3.2	<b>Amostragem.....</b>	15
3.3	<b>Isolamento de fungos do material do ninho.....</b>	15
3.4	<b>Isolamento de fungos do canal alimentar dos operários .....</b>	16
3.5	<b>Identificação dos fungos.....</b>	17
4	RESULTADOS.....	18
5	DISCUSSÃO.....	22
6	CONCLUSÃO.....	24
7	REFERÊNCIAS.....	25

## 1. INTRODUÇÃO

Os cupins são insetos que vivem em colônias e possuem organização social (GRASSÉ, 1984), pertencem à infraordem Isoptera que possui quase 3000 espécies no mundo, sendo que aproximadamente 550 encontram-se na região Neotropical (KRISHNA et al., 2013). A diversidade e abundância de térmitas nos ecossistemas estão diretamente envolvidas com a evolução social desses insetos e com a presença de microrganismos simbiotes (NOIROT; DARLINGTON, 2000; COSTA-LEONARDO, 2002).

A organização social dos térmitas é compreendida por três castas distintas que possuem tarefas específicas e dependem umas das outras (EGGLETON, 2001). Os indivíduos férteis são representados pelos alados (rei e rainha) e os estéreis são compostos pelos soldados e operários. A reprodução e defesa da colônia são responsabilidades da casta fértil e dos soldados respectivamente, e os operários são responsáveis pela construção e manutenção do ninho, cuidado com os indivíduos mais jovens, além da alimentação de toda a colônia, fazendo a captura de materiais ricos em celulose (ABE, 1987; LEE; WOOD, 1971).

A biologia alimentar afetou significativamente a diversificação dos cupins nos ambientes, uma vez que o surgimento e o tamanho dos novos ninhos dependem dos recursos alimentares disponíveis (SHELLMAN-REEVE, 1997; NALEPA, 2015). Com o aparelho bucal do tipo mastigador (GRASSÉ, 1949), assume-se que todos os cupins comam madeira, porém, sabe-se que os recursos alimentares explorados por esses insetos são diversos incluindo húmus, serrapilheira, gramíneas, fungos, líquens e até carcaças de animais (LEE; WOOD, 1971; NOIROT, 1992, BARBOSA-SILVA, 2011; LIMA; COSTA-LEONARDO, 2007).

A variedade de alimentos explorados pelos cupins segue um gradiente de humificação de madeira à húmus (SLEAFORD et al., 1996; DONOVAN et al., 2001). Classificam-se, então, esses insetos em xilófagos (comedores de madeira), geófagos (comedores de húmus e minerais do solo), intermediários (mistura de solo e madeira) e comedores de serrapilheira (folhas secas) (DE SOUSA; BROWN, 1994).

A lignocelulose é o principal componente estrutural da parede celular das plantas e pode ser degradada em açúcares simples com o auxílio de enzimas (SETHI, 2013). Os cupins possuem suas próprias enzimas digestivas, tais como endoglucanases,  $\beta$ -glucosidases e celulases, porém não conseguem degradar sozinhos a lignocelulose ingerida (BIGNELL,

2000). Para tanto, a absorção da matéria sintetizada depende de microrganismos decompositores (BANDEIRA, 1983).

A madeira ingerida pelo cupim é transformada em pequenas partículas que passam pelo intestino anterior e são misturadas com enzimas da glândula salivar e trituradas na moela. No intestino médio, um pouco do material é degradado pelas endoglucanases e  $\beta$ -glucosidases presentes nessa região, liberando glicose que será reabsorvida pelo cupim (BRUNE, 2014). As partículas de madeira parcialmente digeridas passam pela válvula entérica e chegam ao intestino posterior, repleto de microrganismos que nos cupins inferiores são protistas flagelados e nos cupins superiores são bactérias, archaeas e fungos (BIGNELL, 2010; BRUNE 2006, 2014).

Em cupins inferiores, os protistas flagelados atuam na degradação da celulose, fagocitando as partículas de madeira. Os polissacarídeos restantes são hidrolisados por meio de celulasas e hemicelulasas secretadas nos vacúolos digestivos. Os produtos da fermentação microbiana são ácidos graxos de cadeia curta que são absorvidos pelo cupim. Em cupins superiores, as bactérias aparentemente assumem o papel dos flagelados na degradação da celulose (BRUNE, 2003; 2014).

Quanto aos fungos, observam-se diversas interações com térmitas, incluindo comensalismo, saprofitismo, parasitismo e mutualismo (LEPONCE et al., 1999; SCHMID-HEMPEL, 1998; LIMA; COSTA-LEONARDO, 2007; SANDS, 1969). O mais alto nível de especialização observado entre esses organismos foi alcançado pela subfamília Macrotermitinae, que são cupins originários da África e Ásia, que cultivam espécies de fungos do gênero *Termitomyces* dentro do ninho e o utilizam como fonte direta de alimento ou como favorecedores na degradação da lignocelulose ingerida (SANDS, 1969).

Enquanto os cupins inferiores precisam carregar consigo verdadeiras câmaras de fermentação no intestino posterior, os Macrotermitinae cultivam jardins de fungos que lhes proporcionam um aproveitamento de nitrogênio e energia mais eficaz, não dependendo da quantidade de simbiontes que carregam consigo (SANDS, 1969; DARLINGTON, 1994). Além de otimizar a assimilação do alimento, o cultivo de fungos possibilita a esses cupins taxas de consumo mais elevadas do que outros consumidores (COLLINS, 1980).

Ao passo que cupins Macrotermitinae são nutricionalmente dependentes dos fungos, há térmitas não dependentes que podem se beneficiar da presença desses organismos.

Termopsidae e Rhinotermitidae, por exemplo, são famílias de cupins normalmente encontrados em madeiras que mostram claramente os efeitos causados por fungos produtores de podridão (SANDS, 1969). Além disso, *Microcerotermes edentatus*, uma espécie xilófaga, mostrou preferência por madeiras com a lignina fortemente atacada pelo fungo *Trametes trabea* cujos produtos resultantes da degradação fossem celulose e pentosano (KOVOR, 1964 *apud* SANDS, 1969).

Os fungos podem ajudar a quebrar outros constituintes da madeira além da celulose. Em relação à degradação da lignina, é amplamente aceito que os cupins, principalmente os xilófagos, não possuem capacidade de degradar essa macromolécula, devido à ausência de enzimas específicas (BIGNELL, 2016). Atuando na deterioração da celulose e da lignina, os fungos são organismos extremamente importantes para o funcionamento dos ecossistemas (KIRK; FARREL, 1987). O solo e a madeira constituem os principais locais para crescimento e desenvolvimento de colônias fúngicas (PAUL; CLARK, 1989).

Em cupinzeiros já foi relatada a presença de mais de 60 espécies fúngicas de todas as classes e mais de 40 gêneros. Essa grande variedade de fungos em ninhos de cupins é atribuída a elevadas taxas de matéria orgânica e maior oferta de nitrogênio (HOLT; LEPAGE, 2000). Quanto à microbiota associada a cupins, Zoberi e Grace (1990) isolaram 40 espécies fúngicas que incluíam fungos com potenciais celulolíticos e patógenos em populações *Reticulitermes flavipes* no Canadá. Os autores concluíram que quando há interações entre os fungos, há inibição dos efeitos patogênicos que um desses microrganismos causaria se estivesse isolado nos cupins. Dessa forma, a diversidade de fungos presentes em *R. flavipes* é que promove a sobrevivência desses cupins.

Em relação à composição micótica em cupinzeiros, foram registradas 21 espécies fúngicas em ninhos e no conteúdo alimentar de *Constrictotermes cyphergaster*, *Microcerotermes* spp. e *Nasutitermes* spp. (BARBOSA-SILVA, 2011); 10 espécies associadas à massa preta de ninhos e do canal alimentar de *C. cyphergaster* e de *Inquilinitermes fur* (BARBOSA-SILVA, et al., 2016) e 23 morfotipos de fungos em ninhos de *Nasutitermes corniger* (MELLO, 2014). Todos os trabalhos foram realizados na região semiárida do Nordeste Brasileiro.

*Microcerotermes* é um gênero pertencente à subfamília Termitinae, com seis espécies conhecidas na região Neotropical. Esses cupins ocorrem em todos os tipos de vegetação com abundância de madeira, sendo mais comuns em regiões de mata (BANDEIRA et al., 2003).

São insetos xilófagos e constroem ninhos cartonados muito rígidos interiormente feitos a partir de uma mistura de resíduos de lignina e minerais do solo (MATHEWS, 1977).

Estudos sobre associação de cupins e fungos são frequentes em se tratando da subfamília Macrotermitinae (CORREIA et al., 2008). Há poucos trabalhos relatando as interações entre fungos e cupins que ocorrem nas Américas, em especial no Brasil. Para o Bioma Cerrado, não há nenhum trabalho.

Percebendo que os fungos podem interagir com cupins, auxiliando esses insetos a degradar a lignocelulose ingerida e notando poucas informações referentes à microbiota intestinal dos cupins no Brasil, em especial no Cerrado, este estudo buscou verificar a diversidade fúngica existente em *Microcerotermes* cf. *strunckii* (Sörensen, 1884), visto que esta espécie de cupins é xilófaga e constrói ninhos cartonados bastante rígidos e ricos em lignina.

Os ninhos apresentam um ambiente propício para o desenvolvimento de diversos fungos devido à presença de resíduos de lignina e minerais do solo e à temperatura e umidade constantes em seu interior. O tubo digestório, por onde passa o alimento ingerido, é repleto de microrganismos, e o entendimento de quais espécies fúngicas, bem como do papel que esses organismos desempenham no ninho e no canal alimentar de cupins de faz necessário.

## 2. OBJETIVOS

### 2.1 Objetivo geral

Verificar a diversidade fúngica em ninhos e no trato digestivo de operários de *Microcerotermes* cf. *strunckii* de ocorrência em mata semidecidual estacional do Cerrado.

### 2.2 Objetivos específicos

- \* Isolar em cultura os fungos encontrados nos ninhos e no trato digestivo de *M.* cf. *strunckii*;
- \*Identificar os fungos encontrados até o menor nível taxonômico possível;
- \*Verificar se há diferença na micobiota encontrada em ninhos e no tubo digestivo dos operários.

### 3. METODOLOGIA

#### 3.1 Área de estudo

A amostragem foi realizada em fragmentos de mata semidecídua da Trilha do Tatu, situada no Câmpus de Ciências Exatas e Tecnológicas da Universidade Estadual de Goiás – UEG/CCET e na Empresa de Assistência Técnica e Extensão Rural de Goiás – EMATER, ambas localizadas no município de Anápolis-GO (Figura 1). As coletas foram realizadas em períodos chuvosos entre nos anos 2014, 2015 e 2016. O clima da região, segundo a classificação de Köppen é do tipo Aw -Tropical Úmido com inverno seco e verão chuvoso, com precipitação pluvial variando entre 1200 a 1800 mm (SEPLAN, 2005).

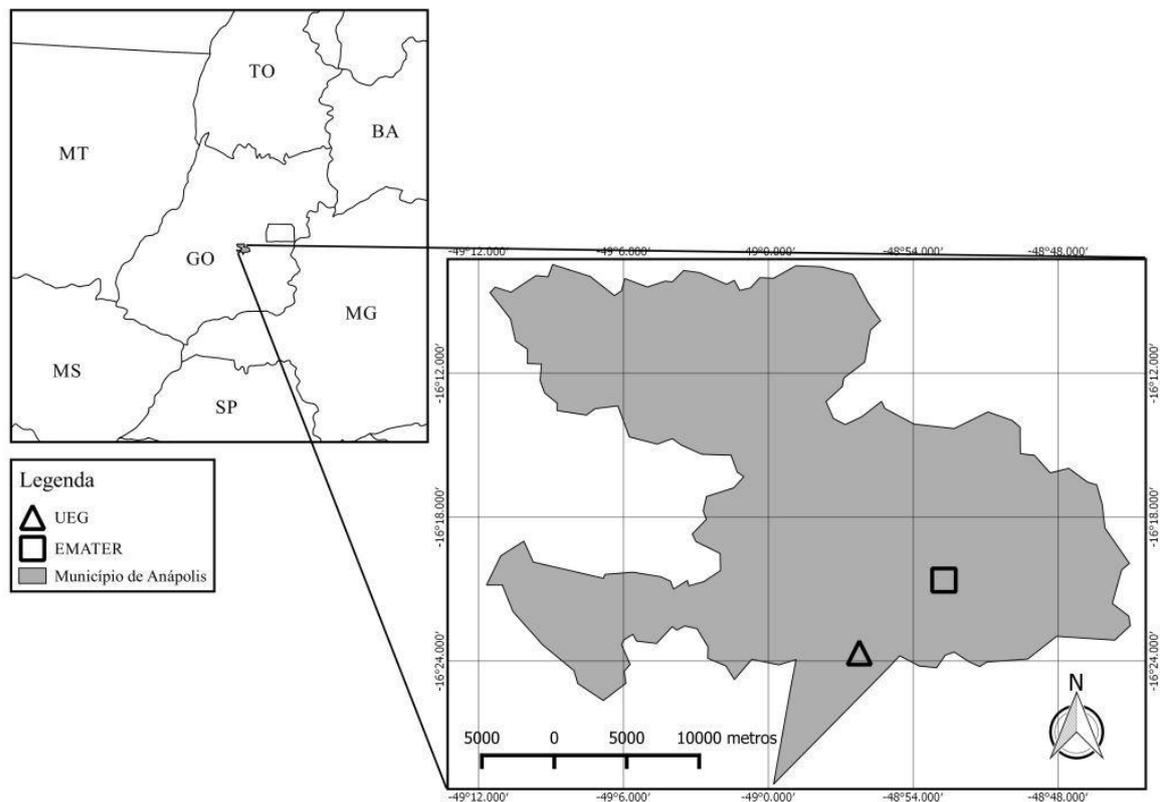


Figura 1 - Localização dos pontos de coleta de *Microcerotermes* cf. *strunckii* em duas localidades do município de Anápolis/GO: o Câmpus de Ciências Exatas da Universidade Estadual de Goiás (UEG) e a Empresa de Assistência Técnica e Extensão Rural de Goiás (EMATER).

O Câmpus da UEG está localizado na BR 153 (16°22'34" S e 48°56'51" W), apresentando altitude média de 1.070m (SEPLAN, 2005). A área de estudo compreende 134 ha e possui três tipos de fitofisionomias do bioma Cerrado: cerrado sentido restrito, mata semidecídua estacional e mata de galeria. Além disso, a área do Câmpus é utilizada para

diversos estudos científicos, especialmente na área de Entomologia, Botânica, Micologia, Ornitologia e Educação Científica, bem como trabalhos acadêmicos de alunos dos cursos de graduação oferecidos no câmpus.

A Estação Experimental da EMATER de Anápolis está localizada na BR-060 km 121 (16°20'63" S e 48°52'73" W), com altitude média de 1.051m. A área total da propriedade compreende 348,5 ha, sendo que grande parte dessa extensão é destinada à fruticultura, olericultura, agroecologia, bovinocultura de leite, apicultura, piscicultura, feijão, soja, milho e processamento pós-colheita. Na EMATER diversas pesquisas são realizadas em parceria com a Embrapa, FAPEG e CNPq que visam o melhoramento genético de vários alimentos incluindo soja, feijão-vagem, tomate e abóbora (EMATER, 2011).

### **3.2 Amostragem**

Três ninhos de *M. cf. strunckii* foram amostrados na reserva ecológica da UEG, e dois ninhos na EMATER. Os pontos amostrais foram fotografados e georreferenciados. Para cada ninho, uma porção do seu interior foi retirada e acondicionada em um saco esterilizado, a fim de evitar que o material fosse contaminado no trajeto até o laboratório. O restante do cupinzeiro também foi coletado e levado ao laboratório.

### **3.3 Isolamento de fungos do material do ninho**

Uma alíquota de 0,5g do material do ninho foi transferida para um tubo de ensaio com 4,5 mL de solução tween 80 a 0,02%. O tubo foi agitado manualmente durante 30 segundos e em seguida foram realizadas diluições sucessivas até  $10^{-3}$  g/mL. Posteriormente, 100  $\mu$ L de todas as diluições foram distribuídos em placas de Petri sobre a superfície do meio de cultura Batata Dextrose Ágar (BDA), acrescido de cloranfenicol 2,5 mg/mL, a fim de evitar crescimento bacteriano (Figura 2).

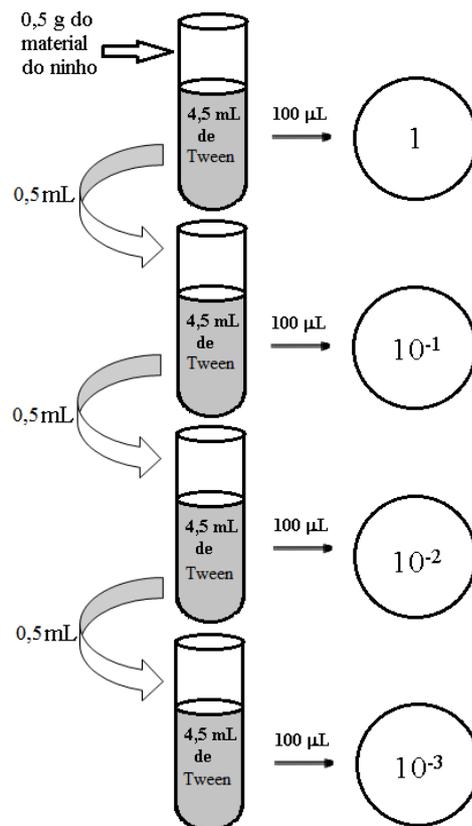


Figura 2 - Ilustração da metodologia utilizada nas diluições sucessivas, para análise do material do ninho. Fonte: Barbosa-Silva 2011 (adaptado)

As placas foram incubadas durante seis dias à temperatura ambiente para o desenvolvimento de Unidades Formadoras de Colônias (UFCs). À medida que colônias distintas se desenvolviam, eram isoladas em um novo meio de cultura para posterior identificação.

### 3.4 Isolamento de fungos do canal alimentar dos operários

O canal alimentar de cupins é dividido em três regiões que consistem em intestino anterior (foregut), composto por esôfago, papo, moela e válvula estomodeal; intestino médio (midgut) e intestino posterior (hindgut), constituído pelo segmento proctodeal, válvula entérica, pança, cólon e reto (NOIROT; NOIROT-TIMOTHÉE, 1969).

Para o cultivo de fungos do canal alimentar, o exoesqueleto dos operários foi lavado com hipoclorito de sódio a 1% antes do procedimento e depois enxaguados em água destilada esterilizada para que quando extirpados, não houvesse contato do hipoclorito com o tubo

digestório do operário. Com o auxílio de pinças de dissecação, em placas de Petri, foi extirpado o tubo digestivo de 11 operários para cada ninho coletado, (este procedimento foi realizado com operários de quatro ninhos, dois coletados na EMATER e dois coletados na UEG), assim totalizando 44 indivíduos. Dentre esses, nove indivíduos de cada ninho foram semeados com o trato digestório completo nos meios de cultura BDA e dois tiveram cada região do canal alimentar previamente separada, as quais foram semeadas nos meios de cultura isoladamente (Figura 3). As placas foram incubadas conforme a metodologia descrita para o material analisado dos ninhos.

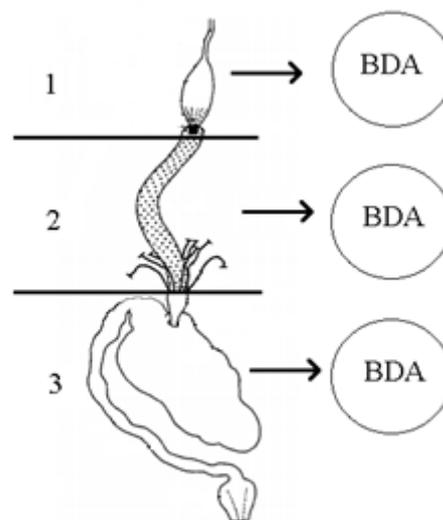


Figura 3 - Ilustração da metodologia utilizada para o isolamento de fungos do tubo digestivo de operários de *Microcerotermes* cf. *strunckii* (1) intestino anterior; (2) intestino médio; (3) intestino posterior. Fonte: Noirot; Noirot-Timotheé, 1967 (adaptado)

### 3.5 Identificação dos fungos isolados

Aos seis dias de incubação, as colônias foram morfotipadas com base nas características macromorfológicas, tais como tamanho da colônia, tipo de colônia (filamentosa, pulverulenta ou cremosa) e cor, e também características micromorfológicas. Para a análise microscópica, amostras de cada colônia isolada foram cultivadas em lâminas de microscopia, coradas com lactofenol azul de algodão e visualizadas em microscópio óptico Leica DM 500. As características das estruturas microscópicas (presença e tipos de hifas, presença e morfologia de conídeos, células conidiogênicas e conidióforos) seguiram as definições de Barnett e Hunter (1986) e Seifert, Kendrick e Murase (1983).

#### 4. RESULTADOS

Entre o material analisado, tanto proveniente de ninhos quanto do canal alimentar, foram registrados 17 táxons distintos de fungos, dentre os quais 16 pertencem ao filo Ascomycota, distribuídos em 10 gêneros (Tabela 1 e Figura 4) e um fungo não identificado. Os fungos observados com maior frequência foram *Paecilomyces variotii* (nove registros), *Penicillium frequentans* (sete registros), *Aspergillus flavus* e um fungo leveduriforme (seis registros cada).

Tabela1 - Fungos em ninhos (NH) e tubo intestinal (TI) de *Microcerotermes* cf. *strunckii* em áreas de mata semidecidual, no Centro-Oeste do Brasil, 2016. NH1 a NH2 e TI1 a TI2 são provenientes da EMATER e NH3 a NH5 e TI4 a TI5 são provenientes da UEG.

FUNGOS	<i>Microcerotermes</i> cf. <i>strunckii</i>									
	NH 1	TI 1	NH 2	TI 2	NH 3	NH 4	TI 4	NH 5	TI 5	total
<i>Aspergillus flavus</i>	X	X	-	X	-	-	X	X	X	6
<i>Aspergillus niger</i>	-	-	-	-	X	-	-	-	-	1
<i>Chlamydomyces</i> sp.	-	-	-	-	-	X	X	-	-	2
<i>Cladophialophora</i>	X	-	X	X	-	-	-	-	-	3
<i>Cladosporium</i> sp1	X	-	X	-	-	-	-	X	-	3
<i>Cladosporium</i> sp2	X	-	-	-	-	-	-	-	-	1
<i>Cylindrocarpon</i>	X	-	-	-	-	-	-	-	-	1
<i>Paecilomyces variotii</i>	X	X	X	X	X	X	X	X	X	9
<i>Penicillium chrysogenum</i>	-	-	X	-	-	-	-	-	-	1
<i>Penicillium frequentans</i>	-	-	X	X	X	X	X	X	X	7
<i>Penicillium nigricans</i>	X	X	X	X	-	-	-	-	-	4
<i>Penicillium</i> sp.	-	X	-	X	X	-	-	-	-	3
<i>Stachybotrys</i> sp.	-	-	-	-	-	X	X	-	-	2
<i>Trichoderma viride</i>	-	-	-	-	X	-	-	-	-	1
<i>Verticillium</i> sp.	X	-	-	-	-	-	-	-	-	1
Levedura	X	X	-	-	-	X	X	X	X	6
Sem identificação	X	-	X	-	-	-	-	-	-	2
TOTAL – 17	10	5	7	6	5	5	6	5	4	

Os ninhos 1 e 2 foram coletados na EMATER e apresentaram maior riqueza de fungos no material do ninho, com 10 e sete registros respectivamente. Os ninhos 3, 4 e 5 foram coletados na UEG, sendo que no ninho 3 não foi realizada a análise de fungos no canal

alimentar dos operários. Apenas neste ninho encontrou-se as espécies de fungos *Aspergillus niger* e *Trichoderma viride*.

O material do canal alimentar dos operários cultivados separadamente nos meios de cultura, revelou a presença de seis táxons de fungos distintos (Tabela 2). *Paecilomyces variotii* e *Aspergillus flavus*, com cinco registros cada, foram as espécies fúngicas que apresentaram maior ocorrência no trato digestivo dos operários.

Tabela 2 - Espécies fúngicas registradas em cada porção do canal alimentar dos operários de *Microcerotermes* cf. *strunckii* em áreas de mata, no Centro-Oeste do Brasil, 2016. NH1 e NH2 são provenientes da EMATER e NH4 e NH5 são provenientes da UEG.

FUNGOS	Intestino Anterior				Intestino Médio				Intestino Posterior				TOTAL
	NH1	NH2	NH4	NH5	NH1	NH2	NH4	NH5	NH1	NH2	NH4	NH5	
<i>Aspergillus flavus</i>	-	1	1	-	-	2	-	-	1	-	-	-	5
<i>Chlamydomyces</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	1
Levedura	-	-	-	-	1	-	1	1	-	-	-	-	3
<i>Paecilomyces variotii</i>	1	-	-	-	1	-	-	-	1	1	-	1	5
<i>Penicillium frequentans</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	1	2
<i>Penicillium nigricans</i>	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1

No ninho 2 e 4 o fungo *Aspergillus flavus* foi registrado no canal alimentar dos cupins e não foi encontrado no material do ninho pertencente a esses operários. Da mesma forma, *Penicillium* sp foi observado no canal alimentar de cupins e não no ninho 1 e 2 onde esses operários foram coletados.

De forma geral, todos os fungos encontrados no canal alimentar de *M. cf. strunckii* também foram observados no material dos ninhos. Porém, nem todos os fungos registrados nos ninhos, tais como *Cladosporium* sp1, *Cladosporium* sp2, *Cylindrocarpon* sp., *Penicillium chrysogenum*, *Verticillium* sp. e um fungo não identificado, foram comuns ao trato digestivo dos cupins.

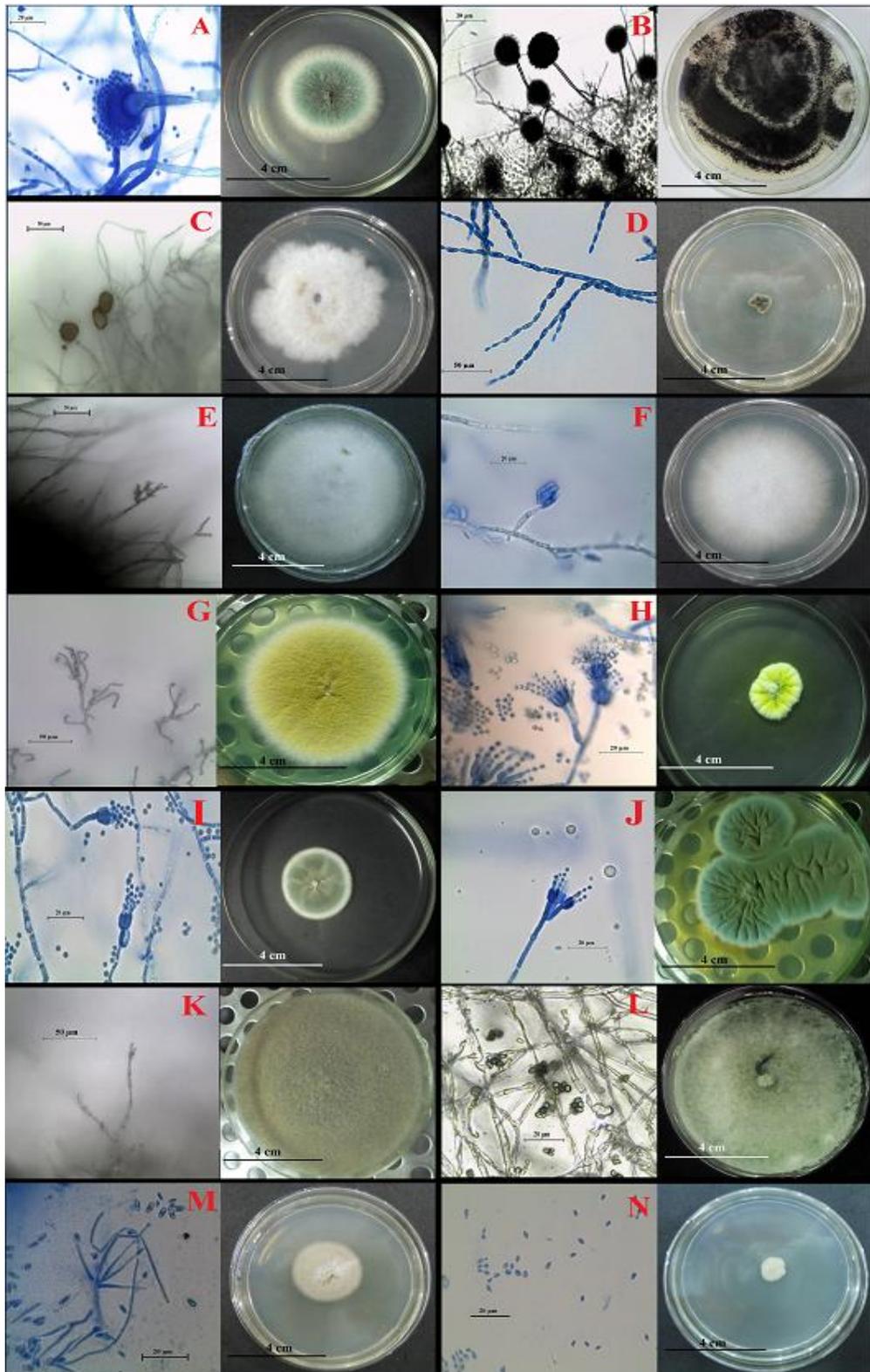


Figura 4 – Estruturas microscópicas (esquerda) e suas respectivas colônias fúngicas (direita), isoladas em ninhos e canal alimentar de *Microcerotermes cf. strunckii* em áreas de mata semidecídua no Centro-Oeste do Brasil, 2016. (A) *Aspergillus flavus*; (B) *Aspergillus niger*; (C) *Chlamydomyces* sp.; (D) *Cladophialophora* sp.; (E) *Cladosporium* sp1; (F) *Cylindrocarpon* sp.; (G) *Paecilomyces variotii*; (H) *Penicillium chrysogenum*; (I) *Penicillium frequentans*; (J) *Penicillium nigricans*; (K) *Stachybotrys* sp.; (L) *Trichoderma viride*; (M) *Verticillium*; (N) *Levedura*. Fotos: Próprio autor

Neste estudo, também foi observado a presença de termitariófilos nos ninhos, animais que podem ser encontrados em uma associação com ninhos de cupins, segundo Wilson, (1971) e Kistner, (1990). Outros invertebrados foram encontrados habitando as galerias de *M. cf. strunkii* (Tabela 3). Dentre estes, incluem espécies de formigas do gênero *Camponotus* e *Dolichoderus*; pseudoescorpião e uma abelha do gênero *Xylocopa* (Figura 5), nunca antes registrada aninhando em termiteiros.

Tabela 3 - Termitariófilos registrados em ninhos de *Microcerotermes cf. strunkii* coletados em fragmentos de mata semidecídua estacional no Centro-Oeste do Brasil, 2016.

TERMITARIÓFILOS	NINHOS				
	1	2	3	4	5
Apidae	-	-	-	X	-
<i>Camponotus</i> spp. (Formicidae, Formicinae)	-	-	-	-	X
<i>Dolichoderus</i> spp. (Formicidae, Dolichoderinae)	-	-	-	X	-
Pseudoescorpiones (Arachnida)	-	-	X	X	-
<i>Xylocopa</i> spp. (Apidae, Xylocopinae)	-	X	-	-	-

Pretende-se publicar uma nota relatando a ocorrência desse gênero de abelha, que é popularmente conhecido por mamangavas. Também foi observado a ocorrência de abelhas no ninho 4 no momento que a amostragem era realizada, porém não foi possível coletar nenhum indivíduo neste cupinzeiro pois todos voaram rapidamente. A comprovação de que essas abelhas de fato aninhavam no ninho 4 é a presença das células vazias no interior do termiteiro, como na figura 5 (C).

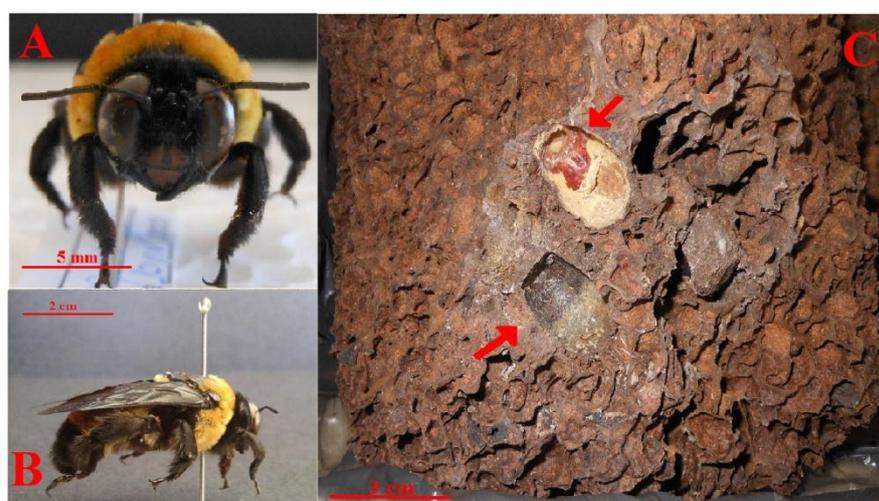


Figura 5 – Abelha do gênero *Xylocopa* (A e B) encontrada no ninho de *Microcerotermes cf. strunkii* (C), em áreas de mata semidecídua no Centro-Oeste do Brasil, 2016. Setas em vermelho indicam células vazias no interior do cupinzeiro. Foto: Próprio autor.

## 5. DISCUSSÃO

Este é o primeiro estudo sobre composição fúngica de cupins no Cerrado. Em um trabalho semelhante realizado na Caatinga, Barbosa-Silva (2011) registrou nove espécies fúngicas associadas ao ninho de *Microcerotermes*, as quais seis foram comuns ao presente estudo. Observa-se então, que no Cerrado, 11 espécies fúngicas a mais foram registradas em ninhos de *Microcerotermes*.

A microbiota mais abundante no presente trabalho, em comparação com o realizado na Caatinga pode ser em decorrência das localidades em que as coletas foram feitas. O estudo de Barbosa-Silva (2011) foi realizado em uma região com um dos climas considerados mais secos do estado da Paraíba, Brasil. Por sua vez, a amostragem do presente trabalho foi realizada em áreas de mata, que naturalmente são regiões mais úmidas, e em períodos chuvosos no Cerrado.

Além disso, as diferenças de espécies fúngicas encontradas nos estudos são justificadas pela variedade de ambientes e o substrato pelo qual os operários forrageiam. A composição fúngica mais abundante nos ninhos pode ser explicada pela presença dos termitófilos, principalmente as formigas, pois estas forrageiam no solo e podem ser as responsáveis por carregarem esporos fúngicos para dentro dos cupinzeiros.

Os fungos Ascomycota são referidos com frequência como degradadores de celulose e são muito encontrados em ambientes de solo (MOREIRA; SIQUEIRA, 2002; 2006). Muitos destes fungos são sapróbios, decompondo a matéria orgânica e ajudando na ciclagem de nutrientes (MOREIRA; SIQUEIRA, 2002). A maioria dos fungos encontrados no presente estudo é também referida como de ocorrência no solo (DOMSCH et al., 1993; ELLIS, 1971; RAPER; FENELL, 1977).

Os fungos registrados com maior frequência neste estudo foram *Paecilomyces*, *Penicillium* e *Aspergillus*, fungos mais conhecidos da família *Trichocomaceae*, isolados em diversos substratos como solo, ar, madeira e alimentos, além de serem e bem referidos como patógenos em plantas e animais (LIU, et al., 1998; HOUBRAKEN et al., 2010; KLICH, 2002a; PITT; HOCKING, 1997). Esses gêneros também apresentam potenciais lignocelulósicos (ZERVA et al., 2014; SAID; FONSECA; SIÉSSERE, 1991; SARITHA; MARUTHI, 2010; BETTS; DART, 1989) e patógenos oportunistas de plantas e cupins (PITT, 2000; ROULAND-LEFREVE, 2000).

A presença de fungos apenas no canal alimentar do operário e não no material do ninho ao qual foi coletado, como ocorrido nos ninhos 2 e 4 para o fungo *Aspergillus flavus* e ninho 1 e 2 para *Penicillium* sp., pode ser explicado pelo fato de que o indivíduo coletado ter forrageado recentemente, não havendo tempo de deixar o fungo ingerido no ninho. Sugere-se que a maior diversidade de fungos no material do ninho que no canal alimentar seja decorrente ao fato dos cupins apresentar pH alcalino em seu trato digestório, o que pode favorecer o desenvolvimento de alguns fungos, mas ser fatal a outros.

Acredita-se que os fungos presentes nos ninhos e nos indivíduos da colônia, auxiliam os cupins tanto na degradação da madeira ingerida quanto na defesa contra outros microrganismos, visto que os indivíduos coletados, bem como os ninhos, não manifestavam patogenias evidentes. Os operários apresentavam bom estado físico e os cupinzeiros não mostravam abandono e deformidades.

## 6. CONCLUSÃO

Os resultados do presente estudo mostram que a diversidade de fungos encontrados em ninhos e no canal alimentar de *M. cf. strunckii* pode ser considerada elevada quando comparada a estudos semelhantes com o mesmo gênero em ambiente de Caatinga no Brasil.

Não houve diferença na microbiota encontrada em ninhos e nos tubos digestivos, uma vez que todos os fungos registrados no canal alimentar dos operários também eram observados no material do cupinzeiro.

Os fungos que possuíam com maior frequência nos ninhos deste estudo apresentam potencial lignocelulósico, e são espécies comuns ao solo. Os termitófilos encontrados nos ninhos podem ser os responsáveis pela presença de muitos fungos registrados nos termiteiros.

## 7. REFERÊNCIAS

- ABE, T. 1987. Evolution of life types in térmites. In: **Evolution and coadaptation in biotic communities** (S. Kawano, J. H. Connell and T. Hidaka, Eds.), pp. 125-148, University of Tokyo Press, Tokyo.
- BANDEIRA, A. G. **Estrutura ecológica de comunidades de cupins (Insecta, Isoptera) na zona Bragantina, Estado do Pará.** 1983. 151 p. Tese (Doutorado em Ciências Biológicas). Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Manaus, Amazonas, 1983.
- BANDEIRA, A. G.; VASCONCELLOS, A.; SILVA, M. P.; CONSTANTINO, R. Effects of habitat disturbance on the térmite fauna in a highland humid forest in the Caatinga domain, Brazil. **Sociobiology**, Department of Biological Sciences of California State University, v.42, n 1, p.117-127, 2003.
- BARBOSA-SILVA, A.M.; **Fungos associados a ninhos de cupins em uma Região Semiárida, NE do Brasil;** Campina Grande, 2011. 33pg. Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Biologia) – Universidade Estadual da Paraíba, Centro de Ciências Biológicas e da Saúde, 2011.
- BARBOSA-SILVA, A. M.; FARIAS, M. A. A.; MELLO, A. P.; SOUZA, A. E. F.; GARCIA, H. H. M.; BEZERRA-GUSMÃO, M. A. Lignocellulosic fungi in nests and food content of *Constrictotermes cyphergaster* and *Inquilinitermes fur* (Isoptera, Termitidae) from the semiarid region of Brazil. **Fungal Ecology**. V.20, p. 75-78, 2016.
- BARNET, H. L.; HUNTER, B. 1986. *Illustrated genera of imperfect fungi*. Macmillan Publishing Company. 218p.
- BETTS, W. B.; DART, R. K. 1989. Initial reactions in degradation of tri- and tetrameric lignin- related compounds by *Aspergillus flavus*. **Mycol. Res.** 92, 177–181
- BIGNELL, D. E.; EGGLETON, P. 2000. Termites in ecosystems. In: ABE, T.; BIGNELL D.E.; HIGASHI, M. **Termites: evolution, sociality, symbiosis and ecology**, pp. 363–387. Dordrecht, The Netherlands: Kluwer Academic Publishers.
- BIGNELL, D. E. **Biology of Termites: A Modern Synthesis.** Springer. Dordrecht Heidelberg London New York, 2010. 576p.
- BIGNELL, D. E. 2016. The Role of Symbionts in the Evolution of Termites and Their Rise to Ecological Dominance in the Tropics. In: HURST, C. J. **The Mechanistic Benefits of Microbial Symbionts, Advances in Environmental Microbiology 2.** Springer International Publishing Switzerland 2016
- BRUNE, A. 2003. Symbionts aiding digestion. In: RESH, V. H.; CARDÉ, R. T. (Eds.) *Encyclopedia of Insects*. Academic Press. New York, NY. 1102-1107.
- BRUNE, A. Symbiotic associations between termites and prokaryotes. In: DWORKIN, M.; FALKOW, S.; ROSENBERG, E.; SCHLEIFER, K. H.; STACKEBRANDT, E. **The Prokaryotes: Symbiotic associations, Biotechnology, Applied Microbiology.** 3rd ed. Vol. 1. New York: Springer, 2006. pp. 439–74.

- BRUNE, A. 2014. Symbiotic digestion of lignocellulose in termite guts. **Nat. Rev. Microbiol.** 12:168–80.
- COLLINS, N.M. 1980. The effect of logging on termite (Isoptera) diversity and decomposition processes in lowland dipterocarp forests. In **Tropical ecology and development** (J. I. Furtado, ed.). International Society for Tropical Ecology, Kuala Lumpur, p.113-121.
- CORREIA, M. E. F.; AGUIAR MENEZES, E. L.; AQUINO, A. M. **Associações entre térmitas e microorganismos**. Embrapa Agrobiologia. Documentos/Embrapa Agrobiologia, ISSN 1517-8498; 254. Seropédica - RJ, 2008. 20 p.
- COSTA-LEONARDO, A. M. **Cupins praga: Morfologia, biologia e controle**. Ana Maria Costa-Leonardo, Rio Claro, 2002. 128p.
- DARLINGTON, J. P. E. C. 1994. Nutrition and evolution in fungus-growing termites. In: HUNT, J. H.; NALEPA, C. A. (Eds.) **Nourishment and Evolution in Insect Societies**. Westview Press. Boulder, CO. 105-130.
- DESOUZA, O. F. F.; BROWN, V. K. 1994. Effects of habitat fragmentation on Amazonian termite communities. **J Trop Ecol** 10:197–206.
- DOMSCH, K. H.; GAMS, W.; ANDERSON, T. H. 1993. **Compendium of soil fungi**. v.I. San Francisco, Academic Press.
- DONOVAN, S. E.; EGGLETON, P.; BIGNELL, D. E. 2001. Gut content analysis and a new feeding group classification of termites (Isoptera). **Ecological Entomology** 26: 356–366.
- EGGLETON, P.; TAYASU, I. 2001. Feeding groups, lifetypes and the global ecology of termites. **Ecol Res** 16:941–960.
- ELLIS, M.B. 1971. **Dematiaceus Hyphomycetes**. Kew, Commonwealth Mycological Institute.
- EMATER – Agência Goiana de Assistência Técnica, Extensão Rural e Pesquisa Agropecuária – 2011. Disponível em <http://www.emater.go.gov.br/w/9664>. Acessado em Junho de 2015.
- GRASSÉ, P. P. Ordre des Isoptères ou térmitas. In: GRASSÉ, P. P. **Traité de zoologie**. Masson, Paris, v.9, p. 408-544, 1949.
- GRASSÉ, P. P.; 1984. - Termitologia. Anatomie, physiologie, biologie systématique des termites. Tome 2 : Fondation des sociétés -Constructions. Fondation Singer Polignac, Masson, 676 p
- HOLT, J. A.; LEPAGE, M. Termites and soil properties. In: ABE, T.; BIGNELL, D. E.; HIGASI, M. **Termites: Evolution, Sociality, Symbiosis, Ecology**. Kluwer Academic Publications, Dordrecht, 2000. P. 389-407.
- HOUBRAKEN, J.; VERWEIJ, P.E.; RIJS, A.J.; BORMAN, A.M.; SAMSON, R. A. 2010. Identification of *Paecilomyces variotii* in clinical samples and settings. **J Clin Microbiol** 48: 2754–2761.

- KIRK, T. K., FARREL, R. 1987. **Enzymatic “combustion”**: the microbial degradation of lignin. *Ann. Rev. Microbiol.*, 41, 465-505.
- KISTNER, D. H. 1990. The integration of foreign insects into termite societies or why do termites tolerate foreign insects in their societies. *Sociobiology* 17:191–215.
- KLICH, M. A. Biogeography of *Aspergillus* species in soil and litter. *Mycologia*. New York, v. 94, n. 1, p. 21-27, 2002a
- KOVOOR, J. Modifications chimiques provoquées par un Termitidé (*Microcerotermes edentatus* Was.) dans du bois de peuplier sain ou partiellement dégradé par des champignons. *Bull. Biol. France Belg*, v. 98, p. 491-509, 1964.
- KRISHNA, K.; GRIMALDI, D. A.; KRISHNA, V.; ENGEL, M. S. **Treatise on the Isoptera of the world**. Vol.1; Copyright American Museum of Natural History, 2013.
- LEE, K. E.; WOOD, T. G. **Termites and Soils**. London (Academic Press). 1971. 251 p.
- LEPONCE, M.; ROISIN, Y.; PASTEELS, J.M. 1999. Community interactions between ants and arboreal-nesting termites in New Guinea coconut plantations. *Insect. Soc.* 46, 126–130.
- LIMA, J.T.; COSTA - LEONARDO, A. M. 2007. Recursos alimentares explorados pelos cupins (Insecta: Isoptera) Biota Neotropica, v.7, n.2, 243 - 250p.
- LIU, K.; HOWELL, D. N.; PERFECT, J. R.; SCHELL, W. A. Morphologic criteria for the preliminary identification of *Fusarium*, *Paecilomyces*, and *Acremonium* species by histopathology. *Microbiology and infectious disease*. Duke University Medical Center, Durham, NC, v.109, n. 1, p 45-54, Jan. 1998.
- MATHEWS, A.G.A. 1977. **Studies on Termites from the Mato Grosso State, Brazil**. Rio de Janeiro: Academia Brasileira de Ciências, 267 pp.
- MELLO, A. P.; **Composição química e atividade antimicótica da secreção defensiva de *Nasutitermes corniger* (ISOPTERA: NASUTITERMITINAE)**; Campina Grande, 2014. 68pg. Dissertação de mestrado – Universidade Estadual da Paraíba, 2014.
- MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J. O. **Microbiologia e bioquímica do solo**. Lavras: UFLA, 2002. 625 p.
- MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J. O. **Microbiologia e bioquímica do solo 2**. Lavras: UFLA, 2006. 729 p.
- NALEPA, C. A. 2015. Origin of termite eusociality: Trophallaxis integrates the social, nutritional, and microbial environments. *Ecol. Entomol.* In press. doi: 10.1111/een.12197
- NOIROT, C.; C. NOIROT-TIMOTHÉE. 1967. L'épithélium absorbant de la panse d'un termite supérieur: ultrastructure et rapport avec la symbiose bactérienne. *Ann. Soe. Entomol. France* 3 (3): 577-592. 1969. The digestive system. p. 50-87. In: K. KRISHNA & F.M. WEESNER (Eds). **Biology of termites**. New York, Academic Press, 598p.

- NOIROT, C. 1992. From wood to humus-feeding: an important trend in termite evolution. In: BILLEN, J. **Biology and Evolution of Social Insects**. P. 107-119. Leuven: Leuven University Press.
- NOIROT, C.; DARLINGTON, J. P. E. C. Termite nest: Architecture, regulation and defense. In: Abe, T.; Higashi, M.; BIGNELL, D. E (eds). **Termites: Evolution, Sociality, Symbiosis, Ecology**. Kluwer Academic Publications, Dordrecht, 2000. P. 121-140.
- PAUL, E. A.; CLARK, F. E. 1989. **Soil Microbiology and Biochemistry**. San Diego, Academic Press.
- PITT, J. I.; HOCKING, A. D. Fungi and food spoilage. 2nd ed. London: Blackie Academic and Professional, 1997. 540 p.
- PITT, J. I. A laboratory guide to common *Penicillium* species. **Food Science Australia**. a Joint Venture of CSIRO and AFISC, 2000. 197 p.
- RAPER, K. B.; FENELL, D. I. 1977. **The genus *Aspergillus***. Malabar, Robert and Krieger Malabar.
- ROULAND-LEFREVE, C. Symbiosis with fungi. In: ABE, T.; BIGNELL, D. E.; HIGASHI, M. **Termites: Evolution, Sociality, Symbioses, Ecology**. Kluwer academic publishers, França, 2000. p. 289-305.
- SAID, S.; FONSECA, M. J. V.; SIÉSSERE, V. Pectinase production by *Penicillium frequentans*. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, Vol 7, 1991
- SANDS, W. A. 1969. The association of termites and fungi. In: KRISHNA, K.; WEESNER, F. M. (orgs.). **Biology of termites**. Vol. 1. New York e London: Academic Press.
- SARITHA, V.; MARUTHI, Y. A. 2010. Soil fungi: potential micoremediators of lignocellulosic waste. **Bioresources** 5(2): 920–927
- SCHMID-HEMPEL, P. 1998. **Parasites in social insects**. Published by Princeton University Press, 41 William Street, Princeton, New Jersey.
- SEIFERT, K. A.; KENDRICK, W. B.; MURASE, G. 1983. A key to hyphomycetes on dung. *University of Waterloo Biology Series*. 27:1-62.
- SEPLAN–Secretaria do Planejamento e Desenvolvimento. Anuário Estatístico do Estado de Goiás – 2005. Goiânia: SEPLAN, 2005.
- SETHI, A.; SCHARF, M. Biofuels: Fungal, Bacterial and Insect Degradors of Lignocellulose. In: **eLS**. John Wiley & Sons, Ltd: Chichester. DOI: 10.1002/9780470015902.a0020374 Feb. 2013.
- SHELLMAN-REEVE, J. S. 1997. The spectrum of eusociality in termites. In: **The Evolution of Social Behaviour in Insects and Arachnids** (Ed. by J. C. Choe & B. J. Crespi), pp. 52–93. Cambridge: Cambridge University Press.

SLEAFORD, F.; BIGNELL, D. E.; EGGLETON, P. 1996. A pilot analysis of gut contents in termites from the Mbalmayo Forest Reserve, Cameroon. **Ecological Entomology** 21: 279–288.

WILSON, E.O. 1971. **The Insect Societies**. Belknap Press, Cambridge.

ZERVA, A.; SAVVIDES, A. L.; KATSIFAS, E.A.; KARAGOUNI, A. D.; HATZINIKOLAOU, D. G. Evaluation of *Paecilomyces variotii* potential in bioethanol production from lignocellulose through consolidated bioprocessing. **Biores Technol** 2014; 162:294-9.

ZOBERI, M. Z.; GRACE, J. K. Fungi associated with the subterranean termite *Reticulitermes flavipes* in Ontario. **Mycologia**. The New York Botanical Garden, Bronx, v.82, n. 3, p 289-294, Jun. 1990.