

**UNIVERSIDADE ESTADUAL DE SANTA CRUZ
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ECOLOGIA E
CONSERVAÇÃO DA BIODIVERSIDADE**



**DIVERSIDADE DE AEROSPOROS FÚNGICOS NO SISTEMA
AGROFLORESTAL 'CABRUCA'-MATA ATLÂNTICA DO SUL DA BAHIA,
BRASIL**

PEDRO MONTEIRO DE CASTRO GOUVÊA

ILHÉUS – BAHIA – BRASIL

Junho de 2011

PEDRO MONTEIRO DE CASTRO GOUVÊA

**DIVERSIDADE DE AEROSPOROS FÚNGICOS NO SISTEMA
AGROFLORESTAL 'CABRUCA'-MATA ATLÂNTICA DO SUL DA BAHIA,
BRASIL**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Ecologia e Conservação da Biodiversidade da Universidade Estadual de Santa Cruz para obtenção do título de Mestre em Ecologia e Conservação da Biodiversidade.

APROVADA EM:

Dra. Idjane Santana de Oliveira
(UFPE)

Dr. André Rodrigues
(UESC)

Dra. Eliana Cazetta
(UESC)

Dr. Leandro Lopes Loguercio
(UESC – Orientador)

ILHÉUS – BAHIA – BRASIL

Junho de 2011

G719

Gouvêa, Pedro Monteiro de Castro

Diversidade de aerossoros fúngicos no sistema agroflorestal 'cabruca' – Mata Atlântica do Sul da Bahia, Brasil / Pedro Monteiro de Castro Gouvêa. – Ilhéus, BA : UESC, 2011.
xiv, 108 f.: il.

Orientadora: Leandro Lopes Loguercio.

Dissertação (Mestrado) – Universidade Estadual de Santa Cruz. Programa de Pós-Graduação em Ecologia e conservação da biodiversidade.

Inclui bibliografia e apêndice.

1. Fungos – Mata Atlântica. 2. Fitopatologia. 3. Agrobiodiversidade. 4. Habitat (Ecologia) – Conservação. 5. Cacao – Cultivo. I. Título.

CDD 579.5

*Dedico este trabalho
ao universo e todas as pessoas
de bem que dele fazem parte.*

AGRADECIMENTOS

Aos que fazem parte da minha família, por serem além de tudo, meus amigos, por terem me educado e me dado a oportunidade de viver sob condições favoráveis para uma vida saudável e por me apoiarem em qualquer das minhas decisões;

Ao meu orientador, Dr. Leandro Loguercio, pela orientação, conhecimento, dedicação, paciência e humildade em todas as etapas desse projeto. Levarei para toda a vida os seus conselhos durante as conversas após as reuniões;

À minha co-orientadora, Dra. Ana Schilling, pela orientação, conhecimento e auxílio oferecido durante a produção desta dissertação;

Aos colegas e amigos do Mestrado em Ecologia, por todos os momentos bons que vivemos;

Aos colegas e amigos Ricardo Lourenço de Moraes (talvez mais Músico que Biólogo) e Anderson Aires Eduardo (mais Biólogo que... acho que só Biólogo mesmo), por todos os momentos de amizade, curtidão, festa, campo e principalmente de discussões ecológicas;

À minha parceira e futura Bióloga Amanda Freitas Cerqueira, que colaborou na produção desta dissertação e esteve ao meu lado na etapa final deste processo, sendo bastante paciente e compreensiva em alguns momentos, pois em outros não;

À Bióloga Solange Farias, pelo trabalho de campo, identificação e organização dos dados;

Ao Dr. José Luiz Bezerra e Dr. André Rodrigues, pelo imenso auxílio e dicas durante a identificação do material;

À Dra. Deborah Faria pela oportunidade;

Ao CNPq pelo financiamento do projeto e bolsa;

Aos proprietários das fazendas onde foram realizadas as coletas dos dados: fazendas Açude, Almada, Bom Pastor, Bonfim, Estrela, Provisão e Santa Rita;

À Universidade Estadual de Santa Cruz (UESC) e seu corpo docente, pela infra-estrutura e conhecimento oferecidos durante o desenvolvimento do projeto e minha formação;

Ao programa de pós-graduação em Ecologia e Conservação da Biodiversidade, pela qualidade do curso oferecido, pelo apoio constante e especialmente, pela oportunidade;

Aos componentes da banca de avaliação desta Dissertação, Dra. Idjane Santana de Oliveira, Dr. André Rodrigues e Dra. Eliana Cazetta, pelas críticas e sugestões para melhoria do documento.

ÍNDICE

LISTA DE FIGURAS	viii
LISTA DE TABELAS	x
EXTRATO	xi
ABSTRACT	xiii
1. INTRODUÇÃO	1
2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	4
2.1. Efeito da fragmentação e alteração de habitats naturais sobre a biodiversidade.....	4
2.2. Ecologia de paisagens.....	5
2.3. Efeito do distanciamento entre áreas sobre as comunidades biológicas.....	6
2.4. Ecologia e diversidade de fungos	6
2.5. Dispersão de esporos.....	9
2.6. Métodos de coleta e identificação de esporos aerotransportados	11
2.7. Remanescentes de Floresta Atlântica e efeitos sobre a biodiversidade	12
2.8. Principais ameaças à biodiversidade na Floresta Atlântica do sul da Bahia	13
2.9. Conhecimento da diversidade fúngica no sul da Bahia e suas implicações para conservação	15
3. MATERIAL A MÉTODOS	17
3.1. Região de estudo.....	17
3.2. Descrição e seleção das áreas	17
3.3. Procedimento amostral	20
3.4. Processamento dos dados coletados	23
3.5. Análise dos dados.....	24
4. RESULTADOS	28
4.1. Avaliação do sistema de coleta utilizado.....	28
4.2. Avaliação com base em 'tipos' de esporos	30
4.3. Avaliação taxonômica das morfoespécies	33
4.4. Abundância, riqueza, diversidade e similaridade comparada de aerospores fúngicos entre ambientes.....	38
4.4.1. Efeito dos diferentes tipos de fragmento florestal	38
4.4.2. Efeito da conversão das florestas em sistemas mais simplificados e do distanciamento das cabucas em relação às florestas.....	42

4.5. Efeito da estratificação vertical	46
4.6. Padrões de distribuição e co-ocorrência de morfoespécies.....	48
5. DISCUSSÃO	51
5.1. Avaliação do sistema de coleta utilizado.....	51
5.2. Avaliações com base em 'tipos' de esporos	53
5.3. Avaliação taxonômica das morfoespécies	54
5.4. Abundância, riqueza, diversidade e similaridade comparada de aerospores fúngicos entre ambientes.....	56
5.4.1. Efeito dos diferentes tipos de fragmento florestal	56
5.4.2. Efeito da conversão das florestas em sistemas mais simplificados e do distanciamento das cabruças em relação às florestas	59
5.5. Efeito da estratificação vertical	65
5.6. Padrões de distribuição e co-ocorrência de morfoespécies.....	67
5.7. Implicações para a conservação da biodiversidade.....	68
6. CONCLUSÕES	72
7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	74
8. APÊNDICE.....	91

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 – Área de estudo indicando as posições dos pontos amostrados. Tipos de ambientes: FL = Florestas nativas; CP = Cabruca perto (> 70 m e < 217 m de distância da floresta); CL = Cabruca longe (> 660 m e < 1.745 m de distância da floresta); CML = Cabruca muito longe (\geq 3000 m de floresta); CC = Cabruca clonada (> 583 m e < 1.062 m de distância de fragmento de floresta). Tipos de fragmento de floresta: GR = Fragmento grande; PG = Fragmento pequeno perto do grande; CF = Conjunto de pequenos fragmentos; PI = Fragmento pequeno isolado. As siglas indicadas no mapa, próximas aos pontos verdes com centro preto, correspondem ao tipo de ambiente + iniciais das fazendas onde foram realizadas as amostragens (AL – Faz. Almada, PR Faz. Provisão, ES – Faz. Espírito Santo, BF – Faz. Bonfim, AC – Faz. Açude, SR – Faz. Santa Rita, BP – Faz. Bom Pastor).

Figura 2 – Coletor artesanal utilizado para amostragem de esporos fúngicos transportados pelo ar. Na figura observa-se o prato invertido sobre a estrutura que contém os pregadores (vermelhos), bem como as três lâminas horizontais (presas por dois pregadores) e as três verticais (penduradas por um pregador); a corrente suspende o coletor, fixando-o em um ramo da árvore.

Figura 3 – Distribuição dos tipos de aerospores fúngicos coletados em diferentes posições (vertical e horizontal) em coletores artesanais, considerando o total de esporos do experimento.

Figura 4 – Exemplos de tipos esporos encontrados neste estudo, com base na classificação de Saccardo (1886).

Figura 5 – Curvas de rarefação de morfoespécies amostradas nas duas posições de lâminas nos coletores artesanais, geradas a partir de 1000 aleatorizações. V = Posição vertical; H = Posição horizontal. Linhas vermelhas representam as curvas de rarefação, azuis o intervalo de confiança (95%) de cada curva e a linha vertical (em verde) corresponde ao tamanho da amostra (em número de esporos) utilizado para análise.

Figura 6 – Distribuição de tipos de aerospores fúngicos nos seguintes tratamentos: **(a)** FL = Florestas nativas; CP = Cabruca perto (> 70 m e < 217 m de distância da floresta); CL = Cabruca longe (> 660 m e < 1.745 m de distância da floresta); CML = Cabruca muito longe (\geq 3000 m de floresta); CC = Cabruca clonada (> 583 m e < 1.062 m de distância de fragmento de floresta). **(b)** Fragmentos florestais com diferentes conformações: GR = Fragmento grande; PG = Fragmento pequeno perto do grande; CF = Conjunto de pequenos fragmentos; PI = Fragmento pequeno isolado. **(c)** Dossel e sub-bosque de florestas nativas e sistemas produtivos de cacau, considerados em conjunto.

Figura 7 – Morfoespécies fúngicas mais abundantes. (a) *Humicola* sp.1, (b) *Cladosporium* sp.6, (c) *Cladosporium* sp.5, (d) *Nigrospora* sp.2, (e) *Fusarium* sp.1, (f) *Torula* sp.1, (g) *Cercospora* sp.1, (h) *Cladosporium* sp.7, (i) *Chaetomium* sp.1, (j) *Pestalotiopsis* sp.1.

Figura 8 - Curvas de rarefação de morfoespécies amostradas em diferentes fragmentos no sul da Bahia, geradas a partir de 1000 aleatorizações. GR = Fragmento grande; PG = Fragmento pequeno perto do grande; CF = Conjunto de pequenos fragmentos; PI = Fragmento pequeno isolado. Linhas vermelhas representam as curvas de rarefação, azuis o intervalo de confiança (95%) de cada curva e a linha vertical (em verde) corresponde ao tamanho da amostra (em número de esporos) utilizado para análise.

Figura 9 – Dendrograma de similaridade de morfoespécies (Sorensen) entre os diferentes tipos de fragmento de florestas nativas no sul da Bahia. GR = Fragmento grande; PG = Fragmento pequeno perto do grande; CF = Conjunto de pequenos fragmentos; PI = Fragmento pequeno isolado.

Figura 10 - Curvas de rarefação de morfoespécies amostradas em diferentes ambientes no sul da Bahia, geradas a partir de 1000 aleatorizações. FL = Florestas nativas; CP = Cabruca perto (> 70 m e < 217 m de distância da floresta); CL = Cabruca longe (> 660 m e < 1.745 m de distância da floresta); CC = Cabruca clonada (> 583 m e < 1.062 m de distância de fragmento de floresta). V = Posição vertical; H = Posição horizontal. Linhas vermelhas representam as curvas de rarefação, azuis o intervalo de confiança (95%) de cada curva e a linha vertical (em verde) corresponde ao tamanho da amostra (em número de esporos) utilizado para análise.

Figura 11 – Dendrograma de similaridade de morfoespécies (Sorensen) entre os diferentes ambientes no sistema agroflorestal cacau-cabruca e em florestas nativas no sul da Bahia, Brasil. FL = Florestas nativas; CP = Cabruca perto (> 70 m e < 217 m de distância da floresta); CL = Cabruca longe (> 660 m e < 1.745 m de distância da floresta); CML = Cabruca muito longe (\geq 3000 m de floresta); CC = Cabruca clonada (> 583 m e < 1.062 m de distância de fragmento de floresta). V = Posição vertical; H = Posição horizontal.

Figura 12 – Curvas de rarefação de morfoespécies amostradas em dois estratos verticais em plantações de cacau e floresta nativa no sul da Bahia, geradas a partir de 1000 aleatorizações. S = Sub-bosque; D = Dossel. Linhas vermelhas representam as curvas de rarefação, azuis o intervalo de confiança (95%) de cada curva e a linha vertical (em verde) corresponde ao tamanho da amostra (em número de esporos) utilizado para análise.

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Caracterização dos pontos de amostrais.

Tabela 2 – Abundância de aerossoros fúngicos amostrados em duas posições de lâminas (vertical e horizontal) em coletores artesanais em fragmentos florestais e cabruças sob diferentes formas de manejo.

Tabela 3 – Abundância de aerossoros fúngicos amostrados em dois estratos verticais (sub-bosque e dossel) em fragmentos florestais e cabruças sob diferentes formas de manejo.

Tabela 4 – Abundância, riqueza e diversidade comparada de aerossoros fúngicos em diferentes tipos de fragmento de florestas nativas e cabruças a < 100 m de proximidade destes fragmentos.

Tabela 5 – Matriz de similaridade de morfoespécies (Sorensen) entre os diferentes fragmentos no sistema agroflorestal cacau-cabruca e em florestas nativas no sul da Bahia, Brasil.

Tabela 6 – Abundância, riqueza e diversidade comparada de aerossoros fúngicos em diferentes ambientes de floresta e cabruças com distâncias variáveis ao fragmento florestal mais próximo, e com diferente sistema de manejo.

Tabela 7 – Matriz de similaridade de morfoespécies (Sorensen) entre os diferentes ambientes no sistema agroflorestal cacau-cabruca e em florestas nativas no sul da Bahia.

Tabela 8 – Abundância e diversidade comparadas de aerossoros fúngicos em dois estratos verticais (sub-bosque e dossel) em diferentes ambientes no sul da Bahia.

Tabela 9 – Análise de modelo nulo de co-ocorrência de morfoespécies fúngicas para diferentes variáveis e combinações de algoritmos.

Tabela A1 - APÊNDICE. Abundância das morfoespécies de aerossoros fúngicos amostradas em fragmentos florestais e cabruças sob diferentes formas de manejo no sul da Bahia.

Tabela A2 - APÊNDICE. Microfotografias tomadas de exemplares das morfoespécies encontradas.

EXTRATO

GOUVÊA, Pedro Monteiro de Castro, M.S., Universidade Estadual de Santa Cruz, Ilhéus-BA, Junho de 2011. **Diversidade de aerossoros fúngicos no sistema agroflorestal 'cabruca'-Mata Atlântica do sul da Bahia, Brasil.** Orientador: Leandro Lopes Loguercio. Co-orientadora: Ana Cristina Schilling.

A conversão de habitats naturais em sistemas menos complexos e a fragmentação ambiental são duas das maiores ameaças à biodiversidade. No sul da Bahia, essas ameaças são evidentes e pouco se sabe dos seus efeitos sobre a diversidade de fungos. Diante disso, e considerando a possibilidade de se lançar mão desses microrganismos como indicadores ambientais, este estudo objetivou investigar (i) o efeito do distanciamento das plantações de cacau em relação às florestas e (ii) o impacto da conversão dos ambientes naturais em sistemas produtivos de cacau sombreado sobre a comunidade de fungos, em uma paisagem cacauzeira no sul da Bahia. Este trabalho teve como foco a análise de fungos cujos propágulos reprodutivos são esporos transportados pelo ar, avaliando-se também a eficiência de um sistema passivo de coleta de aerossoros, ainda não descrito. Foram amostrados aerossoros fúngicos através de coletores artesanais específicos em cinco ambientes: floresta nativa, plantação de cacau perto da floresta (> 70 m e < 217 m de distância), plantação de cacau longe (> 660 m e < 1.745 m de distância da floresta), plantação de cacau muito longe (≥ 3.000 m da floresta), e plantação de cacau clonada (> 583 m e < 1.062 m de distância de fragmento de floresta). As coletas foram realizadas em dois estratos verticais, sub-bosque ($\sim 1,60$ m) e dossel (> 15 m), em todos esses ambientes. O método utilizado mostrou-se eficiente na coleta de aerossoros fúngicos e apresenta várias vantagens em relação a outros de natureza similar. Os resultados mostraram que houve diferença na abundância, riqueza e diversidade de aerossoros fúngicos entre os ambientes, sendo possível identificar um gradiente na variação desses parâmetros em relação à complexidade ambiental e ao distanciamento das florestas, isto é, os parâmetros de diversidade foram mais elevados nas florestas e nas plantações de cacau mais próximas delas. Entre os

estratos, os sub-bosques apresentaram-se mais diversos que os estratos superiores do dossel. Para as análises comparativas entre ambientes e estratos, utilizou-se tanto os tipos de esporos quanto as morfoespécies/táxons encontrados (ambos baseado em aspectos morfológicos). Os resultados sugerem que o uso de uma classificação descritiva baseada somente em 'tipos' de esporos fúngicos é mais limitada como ferramenta para avaliações comparativas de diversidade fúngica entre ambientes do que o descritor 'morfoespécie'. Os dados de morfoespécies obtidos foram discutidos em relação à possibilidade de se indicar gradientes de alteração de ambientes em sistemas produtivos de cacau sombreado, abordando-se aspectos de conservação da diversidade biológica.

ABSTRACT

GOUVÊA, Pedro Monteiro de Castro, M.S., Universidade Estadual de Santa Cruz, Ilhéus-BA, June, 2011. **Diversity of air-borne fungal spores in the 'cabruca'-atlantic forest system of southern Bahia, Brazil.** Advisor: Leandro Lopes Loguercio. Co-advisor: Ana Cristina Schilling.

The conversion of natural habitats in less complex systems and habitat fragmentation are the two major threats to biodiversity conservation. In southern Bahia, these threats are clear and little is known about their effects on the diversity of fungi. In this context, and considering the possibility of using these microorganisms as environmental indicators, this study aimed at investigating the effects on the fungal community of (i) the distance of cacao plantations in relation to forests and (ii) the impact of natural environments conversion into shaded cocoa production systems, in a cacao landscape in southern Bahia. This work focused on fungi whose reproductive propagules are air-borne spores, with the efficiency of a passive sampling system not yet described being also assessed. Fungal aerospores were sampled through specific handmade collectors in five environments: native forest, cacao plantation near the forest (> 70 m and < 217 m away), cacao plantation far from it (> 660 m and < 1.745 m away), cacao plantation very far (\geq 3.000 m), and cloned cacao plantation (> 583 m and < 1.062 m away from forest fragment). Samples were collected from two strata, understory (~ 1,60 m) and canopy (> 15 m), in all these environments. The sampling system used showed to be efficient in collecting fungal air spores and presented several advantages over others of similar nature. The results indicated that there were differences in the abundance, richness and diversity of fungal aerospores among environments; it was possible to identify a gradient in the variation of these parameters in relation to environmental complexity and to distance from the forests, such that the nearer the cacao plantations were to the forest, the higher were the diversity parameters assessed. Between the strata, the understories were more diverse than the upper canopies. For the comparative analyses among environments and strata, either the spore types or the morphospecies/taxons found (both based on morphological aspects) were used. The results suggest that the use of a descriptive classification based solely on 'types' of air spores is more

limited as a tool for comparative assessment of fungal diversity among habitats when compared to 'morphospecies'. The morphospecies data obtained were discussed with regard to the possibility of serving as indicators of environmental change gradients in shade-cocoa production systems, with biological diversity conservation issues being addressed.

1. INTRODUÇÃO

As alterações ambientais provocadas pelo homem vêm crescendo substancialmente; a conversão dos habitats originais e a fragmentação ambiental representam grandes ameaças à diversidade biológica (Vitousek et al. 1997). Estes distúrbios podem afetar negativamente a biodiversidade da floresta original ao nível de genes, espécies e interações entre elas (Zuidema et al. 1996; Galetti et al. 2003). Entretanto, cada grupo biológico responde de forma particular à alteração e fragmentação dos ambientes (Lawton et al. 1998). Apesar de já terem sido realizadas muitas pesquisas com este foco, as que avaliam os efeitos da fragmentação sobre a comunidade de espécies fúngicas ainda são escassas (Hattori 2005). Considerando a sensibilidade da comunidade de plantas a esses distúrbios (Janzen 1983) e a forte dependência entre a biota fúngica e a diversidade de plantas (Lodge et al. 1995; Shivas & Hyde 1997; Hawksworth 2001; Zhou & Hyde 2001; Van der Heijden et al. 1998), são esperadas influências diretas e indiretas das alterações ambientais sobre os fungos.

Os fungos são ecologicamente importantes nos ecossistemas por serem decompositores de matéria orgânica, participarem no processo de ciclagem de nutrientes (Odum 2004) e servirem como agentes de controle biológico (Carlile et al. 2001; Mahr et al. 2008; Heydari & Pessarakli 2010; Goud & Muralikrishnan 2009). Seus metabólitos são bastante utilizados na agricultura e indústria farmacêutica (Strobel et al. 1996). Entretanto, os fungos são responsáveis por muitas doenças alérgicas em humanos (Green et al. 2006; Mezzari et al. 2003), além de agentes etiológicos de inúmeras moléstias de plantas. Os fungos são muitas vezes encontrados em associação com plantas (Khan et al. 2007) e animais (Zanzot et al. 2010). Estima-se que a riqueza total de fungos seja de 1,5 milhões de espécies, sendo que até hoje foram descritas somente cerca de 97 mil (Kirk et al. 2008). Estudos recentes indicam que a riqueza mínima de fungos em todo o mundo seja de 712 mil espécies (Schmit & Mueller, 2007).

Contudo, pouco se conhece ainda sobre a diversidade dos fungos. Grande parte dos estudos que avaliam riqueza e, ou diversidade deste grupo resulta em ampliação de distribuição de espécies e descrição de novas espécies (Lado et al.

2003). Na Bahia, são raros os estudos que avaliam a diversidade fúngica (Gusmão et al. 2001, Magalhães et al, 2011). Apesar de ser uma região ameaçada pela fragmentação e alteração de habitats, a maioria dos estudos ainda está restrita aos grupos biológicos macroscópicos, tais como morcegos, aves (Faria et al. 2006; 2007; Laps 2006), anfíbios (Faria et al. 2007), plantas (Sambuichi 2002; 2006) e formigas (Majer et al. 1994). Esta região apresenta-se bastante fragmentada e alterada, entretanto é responsável por uma alta biodiversidade (Faria et al. 2007). Isto se deve ao fato de que o principal cultivo agrícola da região – cacauicultura – ser um sistema agroflorestal sombreado denominado ‘cabruca’ (floresta atlântica raleada para cultivo de cacau), que serve de corredor e habitat para diversos grupos biológicos (Argôlo 2004; Faria et al. 2007). As cabruças, apesar da similaridade com as florestas, são caracterizadas por apresentarem remoção de 90% e 100% do dossel e sub-bosque nativos, respectivamente, resultando numa significativa alteração na composição de espécies da flora local (Mori et al. 1983; Alves 1990; Sambuichi 2002). Contudo, ainda não se sabe do efeito da conversão das florestas nativas em cabruças sobre a comunidade fúngica e pouca atenção é dada a esta comunidade no que diz respeito à ecologia e diversidade.

Estudos recentes utilizaram esporos fúngicos transportados pelo ar como ferramenta para estimar a diversidade de fungos (Liao et al. 2004; Okten et al. 2007; Sabariego et al. 2007; Rao et al. 2009). Os estudos mais recentes utilizaram coletores ativos de aerossolos (Mezzari et al. 2003), os quais consistem na sucção do ar de forma motorizada, coletando as partículas presentes na atmosfera local, sendo bastante útil para coleta de aerossolos fúngicos e pólen. Entretanto, métodos passivos de amostragem para partículas transportadas pelo ar também são utilizados e consistem basicamente de uma superfície composta por substância aderente (parafina, silicone, vaselina) para captura das partículas (Comtois & Mandrioli 1997; Razmovski et al. 1998). Estes métodos possuem variações e também são utilizados para coleta de aerossolos fúngicos, apresentando resultados também consistentes.

Neste estudo, foi investigado, em uma paisagem cacauceira, o impacto dos diferentes tipos de manejo em plantios de cacau sombreado sobre a comunidade de fungos cujos esporos são transportados pelo ar. Os objetivos específicos

foram (1) avaliar a eficiência de um sistema de coleta passivo bidirecional específico de esporos fúngicos, com utilização de lâminas coletoras na posição vertical e horizontal, (2) comparar fragmentos florestais com características diferentes, como tamanho, forma e grau de isolamento em relação à diversidade de fungos, (3) avaliar o efeito da conversão de florestas nativas em sistemas mais simplificados sobre essa diversidade de esporos fúngicos, (4) verificar a relação da distância às florestas nativas sobre comunidades de fungos com esporos transportados pelo ar, (5) avaliar de forma comparativa a diversidade de esporos fúngicos entre os estratos (sub-bosque e dossel) e (6) analisar o padrão de distribuição das morfoespécies fúngicas nestes ambientes.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1. Efeito da fragmentação e alteração de habitats naturais sobre a biodiversidade

Dentre os distúrbios ambientais relacionados às atividades humanas, destacam-se a fragmentação de biomas e perda de habitats, que vêm crescendo substancialmente e podem ter efeitos negativos sobre a biodiversidade (Wilcox & Murphy 1985; Noss 1996; Vitousek et al. 1997). A fragmentação ambiental ocorre quando uma área contínua é convertida em fragmentos menores e espaçados entre si, também denominados de ‘manchas’ ou ‘ilhas’ de habitat, resultando em uma área total menor que a condição inicial, sendo os fragmentos variáveis em tamanho, forma e localização e separados por ambientes diferentes dos originais (Wilcove et al. 1986; Faaborg et al. 1992). As comunidades biológicas apresentam alta sensibilidade a este tipo de distúrbio, que pode resultar em um ‘efeito cascata’, com alteração das interações interespecíficas, relações sociais, fluxo de indivíduos e de nutrientes, aumento do efeito de borda e da competição entre predadores, além de afetar potencialmente a composição de espécies e a genética das populações (Metzger 1999; Debinski & Holt 2000).

A perda de habitats é um tipo de distúrbio que afeta diretamente a biota, sendo considerada a principal causa da redução da biodiversidade global (Pimm et al. 1995). Segundo Fahrig (2003), a redução de um habitat pode ter como consequência a perda de indivíduos de uma ou várias espécies restritas a esse ambiente. A perda de habitat pode estar intimamente relacionada à fragmentação, como principal consequência desta última que ameaça as comunidades biológicas (Wilcove et al. 1986; Wilcove 1988). Entretanto, segundo Fahrig (2003), a fragmentação deve ser vista de forma separada da perda, sendo cada tipo de distúrbio analisado individualmente. Uma das explicações é que a perda de habitat apresenta grandes efeitos negativos sobre a biodiversidade enquanto que a fragmentação pode causar efeitos tanto negativos como positivos.

2.2. Ecologia de paisagens

Pesquisas recentes que avaliam os efeitos da fragmentação e perda de habitat sobre comunidades biológicas têm se mostrado muito importantes do ponto de vista de conservação, sendo que avaliações em escala de paisagem tem proporcionado um melhor entendimento dos efeitos sobre os processos ecológicos (Metzger 1999; Metzger 2009).

Estudo de paisagem e diversidade de árvores em florestas tropicais realizado por Metzger (1997) mostrou que a variação da diversidade de espécies não está relacionada ao tamanho e isolamento de fragmentos florestais, mas sim à proporção de abrigos no ambiente, densidade de corredores e *stepping stones* (trampolins). Além disso, segundo Dornelas et al. (2009), a distribuição das abundâncias das espécies são influenciadas pela heterogeneidade da paisagem. Portanto, fica evidenciado que mais parâmetros estruturais de paisagens devem ser avaliados para inferências mais satisfatórias em estudos ecológicos (Metzger 1999; Metzger 2009). Segundo Metzger (1999), os principais parâmetros das paisagens que influenciam as comunidades biológicas são área, isolamento, conectividade e forma dos fragmentos, diversidade espacial, fragmentação e composição da paisagem. Segundo Clark et al. (1999), em estudos de macroecologia de paisagens, é necessária também a compreensão das escalas espaciais em que se encontram os fatores que podem influenciar as comunidades biológicas. Contudo, Rahbek e Graves (2000) sugerem que não existe escala única correta para análises macroecológicas.

Apesar de muitos anos de estudo sobre padrões de riqueza de espécies, poucos autores testaram as hipóteses relacionadas a este padrão em diferentes escalas espaciais (Rahbek & Graves 2001). Deve-se tomar bastante cuidado com generalizações a partir de estudos realizados em grosseiras escalas espaciais; análises sistemáticas em diferentes escalas são ideais para proporcionar uma melhor compreensão dos padrões e das inter-relações entre os fatores (Rahbek & Graves 2000). Diversos fatores tem papéis importantes no controle da distribuição e abundância dos organismos, contudo o que determina a importância de cada um é a escala de observação e análise (McGill 2010).

2.3. Efeito do distanciamento entre áreas sobre as comunidades biológicas

Quanto maior a distância entre áreas de ambiente semelhante, menor tende a ser a similaridade (Soininen et al. 2007). De acordo com Soininen et al. (2007), isto ocorre devido a três motivos: *(i)* ambientes mais próximos apresentam características mais parecidas; *(ii)* a distância reduz a taxa de dispersão entre as áreas, podendo criar barreiras entre elas; *(iii)* as comunidades reduzem a similaridade mesmo em ambientes homogêneos, devido à limitada dispersão dos organismos e à influência de fatores estocásticos na sua distribuição. De acordo com a teoria da biogeografia de ilhas, proposta por MacArthur e Wilson (1967), a variação no tamanho das áreas e o distanciamento de uma fonte influenciam no equilíbrio do processo de colonização e extinção nestes locais, tendo fortes consequências na riqueza de espécies. Em outras palavras, um ambiente mais próximo à uma fonte (por ex. uma floresta) tende a sustentar uma maior biodiversidade, se comparado com um ambiente semelhante, porém mais distante da fonte (MacArthur & Wilson 1967).

2.4. Ecologia e diversidade de fungos

Os fungos apresentam papéis ecológicos fundamentais para o funcionamento dos ecossistemas, sendo responsáveis pela ciclagem de nutrientes e de carbono no solo (Christensen 1989), além de servirem como agentes de controle biológico, tanto em ecossistemas (Carlile et al. 2001; Wright 2006; Mahr et al. 2008; Goud & Muralikrishnan 2009; Heydari & Pessarakli 2010) quanto em interiores de plantas e animais (Giroto et al. 2008). Apesar dos esporos fúngicos não servirem como indicadores de poluição do ar (Purchio et al. 1984; Efe & Hasenekoglu 2004), as espécies de fungos macroscópicos podem ser utilizadas como bioindicadoras de qualidade ambiental (Adamcik et al. 2007). A biodiversidade local representa uma importante linha de defesa contra a disseminação de espécies invasoras, ou seja, a perda da biodiversidade pode

reduzir a resistência local contra invasões e predomínio de outros organismos (Kennedy et al. 2002). Estudos sugerem que a diversidade de fungos contribui tanto para a manutenção da diversidade de plantas quanto para o funcionamento dos ecossistemas (Shivas & Hyde 1997; Van der Heijden et al. 1998). Segundo Zhou & Hyde (2001), a diversidade fúngica depende diretamente da diversidade florística, sendo que Van der Heijden et al. (1998) sugerem que estes dois grupos biológicos são dependentes entre si.

Matéria orgânica morta e em decomposição são os principais substratos das espécies de fungos (Duncan & Thompson 2004; Kuffer et al. 2008). Segundo Arnold et al. (2001), seriam raros os fungos endofíticos que colonizam folhas de plantas saudáveis de angiospermas, contudo este mesmo autor constatou uma cobertura com fungos com mais de 80% do tecido foliar em folhas maduras e saudáveis de plantas de sub-bosque. É provável que a raridade desses fungos esteja relacionada ao baixo número de pesquisas investigando a diversidade desse grupo (Khan et al. 2007). Por exemplo, estudos recentes em plantas de cacau não somente identificaram elevada diversidade de fungos endofíticos (Rubini et al. 2005; Hanada et al. 2010), como também revelaram potencial de aplicação em controle biológico de doenças da planta (Hanada et al. 2009). Além disso, outros fungos isolados dos mesmos ambientes de cultivo do cacau, apesar de não endofíticos, também mostraram eficiência no biocontrole de importante moléstia desta cultura (Loguercio et al. 2009a,b).

A diversidade fúngica tem sido avaliada nos mais variados tipos de ambientes ou ecossistemas: marinho (Prasannarai & Sridhar 2001; Burgaud 2009), estuarino (Karamchand et al. 2009), atmosfera (Hameed et al. 2007), solo de floresta tropical (Satish et al. 2007), lagos de água salobra e salgada (El-Sharouny et al. 2009), água doce poluída (Ali 2007), águas profundas (Le Calvez et al. 2009), entre outros. As estimativas de riqueza de espécies fúngicas realizadas entre 1990 e 2006 variam de 0,5 a 9,9 milhões (Mueller & Schmit 2007), sendo que apenas 97 mil espécies foram descritas (Kirk et al. 2008).

Estudos de caracterização de comunidades fúngicas utilizando técnicas moleculares e automatizadas, com geração de dados em larga-escala (*high throughput*), tem permitido acessar uma significativa fração de espécies não cultiváveis, revelando a diversidade existente como ~ 50 vezes maior (O'Brien et

al. 2005; Jumpponen et al. 2010; Rousk et al. 2010). Através dessas técnicas de estudo, o número de espécies descritas certamente aumentará à uma taxa mais rápida que a observada atualmente. Seqüenciamento de DNA tem sido importante ferramenta para identificação de espécies fúngicas pela maior precisão nas identificações (Lim et al. 2005). Contudo, os métodos tradicionais baseados em caracteres morfológicos vegetativos e reprodutivos, bem como o uso de morfoespécies ou morfotáxons, ainda são bastante utilizados em estudos de diversidade (Arnold et al. 2007; Braga-Neto et al. 2008), visto que provavelmente mantêm as mesmas proporções obtidas a partir dos métodos moleculares, além de possibilitar o isolamento e cultivo de acessos de interesse diversos, tais como para controle biológico, promoção de crescimento de plantas, tolerância a estresses, etc. (L.L. Loguercio, informação pessoal). Ao comparar valores de índices de diversidade de fungos endofíticos entre identificação por morfotáxons e por filogenia molecular, Arnold et al. (2007) não verificaram diferença. Contudo, estes autores sugeriram que cada método sendo utilizado individualmente torna o estudo relativamente mais limitado.

De acordo com Braga-Neto et al. (2008), as espécies de fungos não se distribuem aleatoriamente nos ambientes. Recentes estudos tem demonstrado a alta sensibilidade das comunidades fúngicas às variações ambientais em escalas maiores, como tipos de florestas (Hattori 2005; Swapna et al. 2008). Ali (2007), por exemplo, registrou maior riqueza de fungos em ambientes com maior teor de matéria orgânica e menor teor de sais solúveis, enquanto que a diversidade foi menor em ambientes que apresentaram maior teor de metais pesados. O aumento da concentração de carbono dissolvido no solo não altera a biomassa microbiana, entretanto altera consideravelmente a composição de espécies fúngicas (Jones et al. 1998). Aung et al. (2008) verificaram maior diversidade de fungos entomopatogênicos em áreas com distúrbio que em áreas mais conservadas e com atividade agrícola, entretanto a abundância foi maior nas áreas mais conservadas. Em estudo realizado na Europa, Buee et al. (2011) encontraram modificações nas comunidades de fungos ectomicorrízicos e saprotróficos devido à substituição de florestas por monoculturas, mesmo que nativas, como Faias e Carvalhos. Características ambientais naturais como tipo de floresta (semi-perenes e decíduais) também influenciam nesta composição de

fungos (Swapna et al. 2008). Hattori (2005) registrou diferença na composição e diversidade de 'poliporos' (um tipo de fungo) entre diversos tipos florestais de zona temperada no Japão. Esporos fúngicos apresentam uma dinâmica de picos sazonais, havendo maior concentração em determinadas épocas do ano (Jothish & Nayar 2004; Sabariego et al. 2007). Entretanto, essa concentração varia de acordo com o grupo taxonômico e a região de estudo (Abdel-Hafez 1984). Li e Kendrick (1994) verificaram que, dentre 16 fatores ambientais mensurados, umidade relativa, pluviosidade, vegetação, sombreamento, temperatura e velocidade do vento, seguindo ordem decrescente, são os mais importantes e que determinam a presença de esporos fúngicos. Os mesmos autores também concluíram que a composição de aerospores é influenciada pela sazonalidade.

2.5. Dispersão de esporos

Os fungos apresentam uma alta variedade de tipos de reprodução e uma delas é a partir da produção de esporos (Kavanagh 2005). Os esporos provenientes da reprodução sexuada são os ascósporos (no caso dos ascomicetos) e os basidiósporos (no caso dos basidiomicetos), e os provenientes da reprodução assexuada são os conidiósporos ou conídios (Kavanagh 2005). Os esporos fúngicos tem dois papéis importantes: a dispersão para uma nova área e a sobrevivência até o retorno das condições ambientais favoráveis. Portanto, muitos fungos produzem mais de um tipo de esporo: os que tem elevada eficiência para a dispersão e os que tem alta capacidade de sobrevivência em estado de latência (Carlile et al. 2001). A distância de dispersão de esporos fúngicos pode variar de milímetros a centenas de quilômetros (Aylor 2003; Viljanen-Rollinson et al. 2007). O processo completo de dispersão inclui diversos componentes, tais como fonte, liberação, dispersão, deposição e impacto, sendo que todo esse processo está sob efeito dos fatores ambientais (Lacey 1996). A liberação serve para atravessar a camada de ar adjacente à superfície em que foram produzidos, apresentando uma grande variedade de mecanismos, sendo alguns passivos (os que utilizam a energia do ambiente) e outros ativos (os que utilizam a energia do próprio fungo) (Carlile et al. 2001). A liberação de esporos

de forma passiva pode ser através de esporos secos, sem necessidade de água, ou de esporos molhados, em que a água é requerida para estimular o lançamento (Hirst & Stedman 1963; Carlile et al. 2001). Quanto à dispersão, os fungos desenvolveram mecanismos que variam de acordo com o grupo, apresentando adaptações específicas. A dispersão pode ser realizada por meio de animais, água corrente e ar (Carlile et al. 2001). A dispersão por animais é denominada 'zoocoria' e pode ser realizada na região interna (endozoocoria) ou externa (exozoocoria) dos animais (Lilleskov & Bruns 2005). Alguns fungos apresentam técnicas elaboradas de dispersão por animais, como o mimetismo em flores e produção de esporos em secreções açucaradas e com odores, atraindo assim visitantes florais que servem como vetores para a sua dispersão (Roy 1994; Carlile et al., 2001; Ngugi & Scherm 2006). Os esporos dispersos em águas correntes são geralmente do tipo zoósporos, apresentando flagelo que auxilia na sua mobilidade (Carlile et al. 2001). Este tipo de esporo é também característico dos oomicetos, que não pertencem ao reino Fungi (Carlile et al. 2001); neste grupo encontra-se o gênero *Phytophthora*, contendo importantes espécies fitopatogênicas de cultivos agrícolas (Kavanagh 2005). A dispersão aérea ocorre através das correntes de ar, após os esporos serem liberados (Carlile et al. 2001). Alguns esporos de peso insignificante se dispersam em condições ambientais calmas e permanecem no ar, a deriva, durante a noite, enquanto que outros esporos, geralmente mais pesados, são impulsionados para cima pela turbulência do vento, a partir de rajadas mais fortes (Aylor 2003). A umidade também afeta a abundância e composição de esporos aéreos; por exemplo, esporos lançados de forma ativa como os dos fungos ascomicetos e basidiomicetos são abundantes quando há elevada umidade, enquanto que os esporos que são liberados de forma passiva, como os dos mitosporos, são abundantes quando o clima está seco (Carlile et al. 2001). A rápida chegada dos esporos em uma superfície propícia para sua germinação torna-se importante devido em geral ao curto período de tempo em que os esporos permanecem no ar, à exposição deletéria à radiação solar e outros fatores ambientais, e à competição pelos recursos nos substratos. Portanto, é vantajoso para os esporos que eles sejam lançados numa situação ambiental favorável, tanto para a dispersão quanto para a germinação (Carlile et al. 2001).

2.6. Métodos de coleta e identificação de esporos aerotransportados

A escolha do método de amostragem de esporos aerotransportados deve levar em conta as características biológicas dos organismos, tais como, quando e onde os propágulos são liberados, bem como o tamanho e a forma dos mesmos (McCartney et al. 1997). Os métodos de detecção de partículas transportadas pelo ar tendem a ser cada vez mais automatizados, causando redução no uso dos métodos de coleta mais simplificados, visto que este, geralmente, amostra um menor volume de partículas (Lacey & West 2006). Novos instrumentos de amostragem de aerospores são desenvolvidos e testados frequentemente, existindo assim uma grande variedade de métodos e adaptações que auxiliam a coleta para diferentes situações (Hirst 1952; Andersen 1958; Kapyla 1989; Morris 1995; Neumeister-Kemp et al. 2004). Dentre essa grande variedade, os quatro métodos de amostragem mais utilizados são: sucção e deposição em meio líquido, sucção e deposição em material sólido, filtração e coleta gravitacional. O primeiro consiste de um equipamento motorizado que realiza a sucção do ar e em seguida a deposição das partículas em um meio líquido (Hogan et al. 2005). A grande vantagem deste método é a posterior análise através de cultivo, microscopia, bioquímica e PCR (Alvarez et al., 1995; Lin et al. 2000). O segundo método assemelha-se ao primeiro, exceto que a deposição é realizada diretamente sobre uma superfície sólida ou em um meio de cultivo solidificado sobre essa superfície (Juozaitis et al. 1994; Williams et al. 2001). A amostragem por filtração consiste na separação das partículas através de um filtro ou superfície porosa, sendo indicado para coleta de longa duração ou em ambientes com grande quantidade de partículas no ar (Juozaitis et al. 1994). Por fim, no método gravitacional (ou passivo), utiliza-se substâncias adesivas como óleo de cedro, vaselina ou óleos de silicone (Hogan 1970) ou coleta diretamente em meios de cultivo (Hameed et al. 2007). Estas substâncias adesivas são colocadas em estruturas rígidas e planas, como bastões de vidro ou lâminas de microscópio, ou, no caso do meio de cultura, em placas de petri, sendo em seguida expostas ao ar (Hogan 1970; Hameed et al. 2007). A posterior identificação taxonômica ocorre através do crescimento de colônias ou mesmo da identificação visual direta dos esporos baseada na morfologia. Este método apresenta grandes vantagens

devido à fácil aplicação, longa vida útil, boa eficiência de coleta e baixíssimo custo (Hogan 1970).

Assim como os métodos de coleta, os acessos à quantificação e identificação de aerotransportados estão se tornando mais avançados, ocasionando redução do uso do método visual (Lacey & West 2006). Além disso, há reconhecida dificuldade de se identificar visualmente esporos fúngicos ao nível de espécie ou mesmo gênero devido à semelhança na morfologia entre grupos diferentes (por exemplo: *Aspergillus* spp. e *Penicillium* spp.) (Mezzari et al. 2003) e à ausência de dados descritivos de muitos esporos (Williams et al., 2001). Uma alternativa bastante utilizada é o uso do cultivo de colônias para melhor identificação (Hameed et al. 2007); contudo é um método também limitado devido ao crescimento bastante lento e, ou o meio de cultura nem sempre ser favorável ao desenvolvimento de determinadas espécies (Williams et al. 2001). Ainda assim, apesar dos avanços tecnológicos para identificação de partículas transportadas pelo ar por meio da biologia molecular, a identificação visual destas com o uso de microscópios tradicionais permanece sendo bastante utilizada (Lacey & West 2006), principalmente quando o foco é descrever comunidades e não novas espécies.

2.7. Remanescentes de Floresta Atlântica e efeitos sobre a biodiversidade

A situação atual do bioma Floresta Atlântica é bastante preocupante devido a alta taxa (80%) de fragmentos remanescentes menores que 50 hectares, a pequena quantidade de florestas remanescentes protegidas por reservas e um grande distanciamento (> 25 km) entre a maioria das áreas protegidas e os grandes remanescentes florestais (Ribeiro et al. 2009). Contudo, as atuais estimativas de cobertura florestal para o bioma indicam que restam entre 11,47 e 16% em relação à floresta original (Ribeiro et al. 2009), significando um aparente aumento em relação às estimativas anteriores (7,5%) (Myers et al. 2000). Ribeiro et al. (2009), atribui essa diferença à inclusão nessa estimativa de florestas secundárias e pequenos fragmentos, que correspondem a cerca de 32 a 40% dos

remanescentes. As alterações que vem ocorrendo na Floresta Atlântica reforçam a fragilidade do bioma e o alto nível de comprometimento da sua biodiversidade (Vitousek et al. 1997; Fahrig 2003; Galindo-Leal & Câmara 2005).

2.8. Principais ameaças à biodiversidade na Floresta Atlântica do sul da Bahia

Estima-se que no sul da Bahia os remanescentes florestais representam apenas de 3 a 4% da Floresta Atlântica original (Thomas et al. 1998). Apesar de poucos estudos terem sido realizados, sabe-se que esta região apresenta altos índices de biodiversidade (Thomas et al. 1998; Martini et al. 2007). Carnaval & Moritz (2008) e Carnaval et al. (2009) identificaram a região como um refúgio climático para muitas espécies neotropicais no final do período Pleistocênico. A região abriga uma rica e diversificada fauna (Faria et al. 2007) e flora (Martini et al. 2007), apresentando elevado nível de endemismo para muitas espécies de aves (Silva et al. 2004; Laps 2006), mamíferos (Pardini 2004) e anfíbios (Haddad et al. 2008). A flora local apresenta o maior nível de endemismo, riqueza e diversidade de espécies conhecido no bioma Floresta Atlântica (Thomas et al. 1998; Amorim et al. 2008; Thomas et al. 2008; Fontoura & Santos 2010).

Apesar desta elevada biodiversidade, a cobertura florestal da região é composta principalmente por plantações de cacau sombreado, num sistema conhecido localmente como 'cabruca', onde o sub-bosque é completamente substituído por pés de cacau e o dossel é raleado para manutenção do sombreamento (Alves 1990). O cacau é o principal cultivo agrícola da região, tendo nela iniciado seu cultivo no século XVIII, e atingindo o pico de produção nas décadas de 1960 e 1970 (Cassano et al. 2009). No final deste período, houve um significativo aumento no valor do cacau e iniciou-se a substituição de árvores nativas por bananeiras e árvores exóticas, buscando-se aumentar a produtividade com menor sombreamento (Alger & Caldas 1994; Saatchi et al. 2001). Porém, no final da década de 1980, a região cacaueira foi fortemente atingida pelo fungo *Moniliophthora perniciosa*, causador da doença popularmente conhecida como 'vassoura-de-bruxa'. Esta doença teve significativa implicação na redução da

produção do cacau e na crise da lavoura cacauzeira, resultando no aumento da substituição das árvores nativas por exóticas de interesse econômico, além da substituição completa de cabucas por pasto e plantações de café; neste contexto, as plantações de cacau estão se tornando cada vez mais diferentes das cabucas originais (Saatchi et al. 2001; Sambuichi 2006), as quais retêm ainda um importante potencial conservacionista (Faria et al. 2007). Recentes estudos tem buscado alternativas para minimizar o efeito de *M. pernicioso* na lavoura cacauzeira, com destaque para os trabalhos de controle biológico pela ação do agente antagonico *Trichoderma stromaticum* (de Souza et al. 2006; Pomella et al. 2007; Loguercio et al. 2009a,b), e sua inclusão em estratégias de manejo integrado de controle (Medeiros et al. 2010).

Atualmente, a paisagem do sul da Bahia é composta por um mosaico de plantações sombreadas de cacau e fragmentos florestais em diferentes tamanhos e níveis de perturbação (Schroth et al. 2004). Recentes estudos consideram as cabucas não apenas como um cultivo agrícola, uma vez que possuem importantes papéis na conservação da biodiversidade (Dias et al. 2005; Laps 2006; Faria et al. 2007), do solo (Curvelo et al. 2009) e do clima (Sambuichi 2002). Além disso, muitas espécies da flora, principalmente epífitas, e da fauna, incluindo aves, pequenos mamíferos e lagartos, utilizam as cabucas não apenas como corredores biológicos mas também como extensões de floresta, onde vivem e se reproduzem (Faria 2002; Sambuichi 2002). Apesar da grande diferença estrutural entre florestas e cabucas do sul da Bahia (Sambuichi 2002), o contraste para algumas espécies da fauna é mais tênue em relação a outros tipos de matrizes (Perfecto & Vandermeer 2002). Recentes estudos tem avaliado o efeito das paisagens cacauzeiras do sul da Bahia sobre a biodiversidade e os resultados apontaram para a realidade de que as cabucas possuem um alto potencial na manutenção de espécies, mas isto está sujeito a uma forte influência da cobertura florestal na paisagem em que estão inseridas (Faria et al. 2006, 2007). Pesquisas recentes buscam investigar o efeito do distanciamento das florestas e da intensificação do manejo nos sistemas agroflorestais cacau-cabruca sobre a biodiversidade.

2.9. Conhecimento da diversidade fúngica no sul da Bahia e suas implicações para conservação

As primeiras limitações legais de proteção às matas litorâneas no Brasil surgiram provavelmente na região sul da Bahia, tendo como consequência a coibição de alguns desmatamentos no curto prazo (Pádua 2002). Tal fato, associado às particularidades do sistema agroflorestal cacau-cabruca na manutenção da diversidade biológica, vem provavelmente favorecendo a conservação da biodiversidade presente na região. Apesar do crescente número de estudos no sul da Bahia nos últimos dez anos, pouco ainda se conhece especificamente sobre a diversidade fúngica e os efeitos da substituição das florestas nativas por sistemas menos complexos, como as cabucas. Dentre os poucos estudos que avaliaram diversidade fúngica na região sul e sudeste da Bahia, grande parte se restringe a grupos específicos de fungos (Figuerêdo 2008; Magalhães 2009; Kruschewisky 2010), ou comunidades associadas a espécies de plantas (Magalhães et al. 2011).

Além da rede de interação na qual os fungos estão inseridos, estes organismos podem ser considerados *per se* como grande parte da biodiversidade em um ecossistema, justificando, portanto, ações específicas para sua conservação (Lonsdale et al. 2008). Uma das principais questões neste sentido é saber quais são os fatores que tem influência na diversidade de suas espécies (Lonsdale et al. 2008). Apesar de diversos estudos em outros sistemas avaliarem efeitos de diversos fatores sobre a diversidade de fungos (Li & Kendrick 1994; Stanwood 2009), poucos consideraram o efeito específico dos distúrbios ambientais em maiores escalas (Aung et al. 2008) e o efeito do distanciamento de uma dada área em relação à floresta, tendo esta como possível fonte de propágulos fúngicos. Em relação a outros grupos biológicos, os fungos representam uma pequena fração da porcentagem dos estudos de biodiversidade, sendo muitas vezes negligenciados (Lonsdale et al. 2008). Segundo Manoharachary (2005) são raras as medidas governamentais adotadas para a conservação dos fungos, como a criação de leis de proteção ou documentos que salientem a importância da sua conservação. É amplamente

reconhecida a enorme quantidade de funções importantes e úteis ao homem que os fungos proporcionam. Baseando-se na idéia de associar esse aspecto à biodiversidade fúngica, com o objetivo de alterar as perspectivas de fomento e manejo desses recursos microbiológicos, é que se tem proposto a mudança de uso do termo 'coleções de culturas' (para se referir a coleções de microrganismos coletados em diversos ambientes e situações) para o termo 'coleções de recursos genéticos' (Hawksworth 2004; Hanada et al. 2010).

3. MATERIAL A MÉTODOS

3.1. Região de estudo

O presente estudo foi realizado em uma região cacauceira localizada no município de Ilhéus, região sul da Bahia, Brasil (39° 30' e 39° 00' W e 13° 30' e 15° 45' S) (**Figura 1**). O clima desta região, segundo a classificação de Köppen, é do tipo 'Af', quente e úmido, sem estação seca bem definida e a vegetação é classificada como florestas higrófilas (Gouvêa et al. 1976), com precipitação média de 1.500 mm/ano e temperaturas médias anuais de 24°C (Mori et al. 1983). Apesar da estação seca não ser bem definida, a região apresenta um período mais seco entre os meses de Dezembro e Março (Mori et al. 1983). A vegetação é caracterizada por apresentar o maior nível de riqueza, diversidade e endemismo de plantas dentro do bioma Floresta Atlântica (Thomas et al. 1998; Amorim et al. 2008; Thomas et al. 2008; Fontoura & Santos 2010). A fauna é representada por muitas espécies endêmicas e ameaçadas de extinção, como aves: Sabiá-pimenta - *Carpornis melanocephala* e Balança-rabo-canela - *Glaucis dohrni* (Laps 2006); e Mamíferos: Mico-leão-da-cara-dourada - *Leontopithecus chrysomelas* (Oliveira 2010). A região também é considerada de extrema importância biológica para anfíbios, répteis, mamíferos e aves (Conservation International 2000). A maior atividade agrícola da região sul da Bahia é o cultivo de cacau. O mais tradicional sistema de plantio de cacau é a cabruca (ver **item 2.8**). Este sistema abriga número considerável de espécies especialistas de floresta (Pardini et al. 2009), além de servir como corredor para diversas espécies da fauna (Rice & Greenberg 2000; Argôlo 2004).

3.2. Descrição e seleção das áreas

Este estudo foi desenvolvido em uma paisagem agroflorestal composta por plantações de cacau sob dois sistemas de manejo (cabruças tradicionais e lavouras cacauceiras clonadas), que representam 85% da paisagem. Inseridos

nessa matriz estão os remanescentes florestais, que representam 4,8% da paisagem. Os remanescentes apresentam-se com alto grau de perturbação e com grandes variações de tamanho, forma e nível de isolamento (Faria et al. 2009). Nesse contexto, foram amostrados quatro fragmentos florestais: (i) fragmento grande (GR), com matriz circundante composta quase totalmente por plantações de cacau; (ii) fragmento pequeno próximo ao grande (PG), com matriz circundante composta por plantações de cacau; (iii) fragmento pequeno e isolado em relação aos outros tipos de fragmento (PI), apresentando matriz heterogênea composta por plantações de cacau, área de campo aberto e um rio; e (iv) conjunto de pequenos fragmentos (CF), com matriz composta principalmente por plantações de cacau. Ainda nessa paisagem, foram selecionados cinco tipos de ambiente (**Tabela 1**): (i) cabruças tradicionais com distanciamento entre 70 m e 217 m do fragmento de floresta mais próximo (cabruca perto - **CP**); (ii) cabruças tradicionais entre 660 m e 1.745 m de distância de fragmento florestal (cabruca longe - **CL**); (iii) plantações de cacau clonado com pouca sombra, maior raleamento e menor diversidade de espécies arbóreas, inclusão de outros cultivares como bananeira e com distanciamento em relação ao fragmento florestal mais próximo variando de 583 a 1.062 m (cabruca clonada - **CC**); (iv) cabruças tradicionais distantes a 3.000 m ou mais do fragmento de floresta mais próximo (cabruca muito longe - **CML**); e (v) quatro fragmentos de florestas nativas (os mesmos fragmentos anteriormente descritos – GR, PG, PI e CF), variando de 10 ha a 300 ha em diversos níveis de perturbação e regeneração (floresta nativa - **FL**).

Tabela 1 – Caracterização dos pontos de amostragem.

Ponto	Tratamento	Sigla	Fazenda	Distância (m) ¹
FLAC	Floresta	FL	Açude	0
FLAL	Floresta	FL	Almada	0
FLBP	Floresta	FL	Bompastor	0
FLPR	Floresta	FL	Provisão	0
CPAL	Cabruca perto	CP	Almada	70
CPPR	Cabruca perto	CP	Provisão	175
CPBP	Cabruca perto	CP	Bompastor	205
CPAC	Cabruca perto	CP	Açude	217

Ponto	Tratamento	Sigla	Fazenda	Distância (m) ¹
<i>[cont]</i>				
CLAC	Cabruca longe	CL	Açude	660
CLPR	Cabruca longe	CL	Provisão	890
CLAL	Cabruca longe	CL	Almada	1.140
CLBF	Cabruca longe	CL	Bonfim	1.745
CML	Cabruca muito longe	CML	Indefinido	≥ 3.000
CML	Cabruca muito longe	CML	Indefinido	≥ 3.000
CCAC	Cabruca clonada	CC	Açude	583
CCES	Cabruca clonada	CC	Estrela	605
CCSR	Cabruca clonada	CC	Santa Rita	716
CCPR	Cabruca clonada	CC	Provisão	1.062

¹ Distanciamento do ponto ao fragmento florestal mais próximo inserido na paisagem.

Segundo relatório técnico do grupo de pesquisa (Faria et al. 2009), os ambientes de florestas e cabruças tradicionais e clonadas deste estudo apresentam características diferentes nos parâmetros diversidade, riqueza, composição e estrutura das comunidades arbóreas. Quanto à riqueza e diversidade, as florestas apresentam maiores índices do que as cabruças sob sistema de manejo tradicional seguida das cabruças clonadas. Quanto à composição, existe diferença significativa entre as florestas e os dois sistemas de manejo das cabruças, não havendo diferença significativa entre estes. Em relação à estrutura, a variável altura indica que as cabruças apresentam uma lacuna de estrutura vertical nas faixas de 10 a 15 m e acima de 25 m, se comparada com as florestas, que também apresentam dossel mais alto. Além disso, as cabruças apresentam uma concentração de plantas entre zero e 10 m e entre 15 e 20 m. Portanto, existe uma descontinuidade do estrato arbustivo-arbóreo que não ocorre nos ambientes florestais. Em relação à cobertura do dossel, as plantações de cacau apresentam uma descontinuidade, aumentando a entrada de luz que não ocorre com os fragmentos florestais.

3.3. Procedimento amostral

Neste estudo, foram coletados esporos fúngicos transportados pelo ar, aqui mencionados também como aerospores. As amostras foram coletadas em 16 pontos distribuídos igualmente (quatro) nos seguintes tipos de ambiente: cabruca perto – CP; cabruca longe – CL; cabruca clonada – CC; e floresta nativa – FL. No ambiente cabruca muito longe – CML foram amostradas em apenas dois pontos, totalizando 18. Em relação aos tipos de fragmentos florestais, foram amostrados quatro pontos, sendo um em cada tipo e todos localizados no interior dos fragmentos, respeitando uma distância mínima de 100 m das bordas.

Em cada ponto foram instalados dois coletores artesanais desenvolvidos neste estudo com base no tipo 'cata-vento' (ver Reis & Santos 1985), distribuídos em dois estratos verticais: um no sub-bosque (~ 1,6 m do solo, sob a copa dos pés de cacau); e um no dossel (~ 15 m do solo, acima das copas dos cacauzeiros e sob a copa das demais árvores). Os coletores desenvolvidos artesanalmente eram compostos por uma pequena estrutura plana circular com pelo menos nove pregadores; esta estrutura foi suspensa, presa sob um prato plástico de ~ 40 cm de diâmetro do tipo usado em vasos de planta, mas colocado de modo invertido (**Figura 2**). Este conjunto, por sua vez, era suspenso por correntes, facilitando sua colocação em galhos de árvores ou arbustos. Os pregadores foram usados para fixar lâminas coletoras e o prato para servir como cobertura, minimizando o impacto da água da chuva, galhos, frutos ou outros objetos que eventualmente poderiam cair sobre as lâminas.

Cada unidade coletora de esporos era composta por seis lâminas de microscópio (7,5 x 2,5 cm), sendo três na posição vertical e três na horizontal, as quais foram fixadas nos pregadores indicados acima. Para as lâminas na posição horizontal utilizaram-se dois pregadores por lâmina (um para cada extremidade); para as na posição vertical, somente um pregador era usado por lâmina (pendurada por uma extremidade somente). Cada uma destas lâminas continha uma solução de vaselina descrita por Frederickson et al. (1987). A amostragem foi realizada em Julho de 2008 e os coletores ficaram instalados durante sete dias consecutivos. Após isto, as lâminas foram devidamente etiquetadas, acondicionadas em suportes de isopor e isoladas com papel filme-plástico para

evitar contaminação. Em seguida, foram coradas com 'azul de Amann' e observadas no microscópio óptico, sendo fotografadas para posterior identificação.

Os esporos foram identificados e quantificados através de varredura visual sobre a área da lamínula (2,5 x 2,5 cm), que compreende cerca de um terço da área total de cada lâmina, registrando-se o táxon pertencente (até ao nível de gênero, quando possível), tipo de esporo, ambiente de coleta, estrato (dossel ou sub-bosque), posição da lâmina (vertical ou horizontal) e quantidade de esporos. Utilizou-se a extensão 'sp', seguida de um número, para identificar as 'morfoespécies', que foram definidas com base nos caracteres morfológicos dos esporos (por exemplo: número de septos e células, sentido das septações, ramificação, simetria, tamanho, pigmentação e formato dos esporos). As identificações foram realizadas através de comparação com ilustrações e fotos em atlas de esporos fúngicos (Ellis 1971; Barnett & Hunter 1972; Carmichael et al. 1980; Watanabe 2002; Lacey & West 2006), bem como com o apoio de especialistas em taxonomia de fungos (Bezzerra, J.L.; Rodrigues, A., comunicação pessoal). A identificação dos tipos de esporos foi baseada na morfologia (forma e número de septos ou células) e pigmentação dos esporos e conidióforos, seguindo a classificação esporológica de Saccardo, proposta em 1886 (Barnett & Hunter 1972; Carmichael et al. 1980). Este sistema de classificação tem sido bastante utilizado para os chamados fungos anamórficos e classifica os esporos em oito tipos: Amerosporos (única célula, sem septos); Alantosporos (formato lunar); Didimosporos (um septo, duas células); Fragmosporos (dois ou mais septos, três ou mais células); Dictiosporos (septos longitudinais e transversais no mesmo esporo); Escolecosporos (filiforme e longo); Estaurosporos (forma ramificada); e Helicosporos (forma helicoidal). A nomenclatura taxonômica seguiu o *Index Fungorum* (2011).

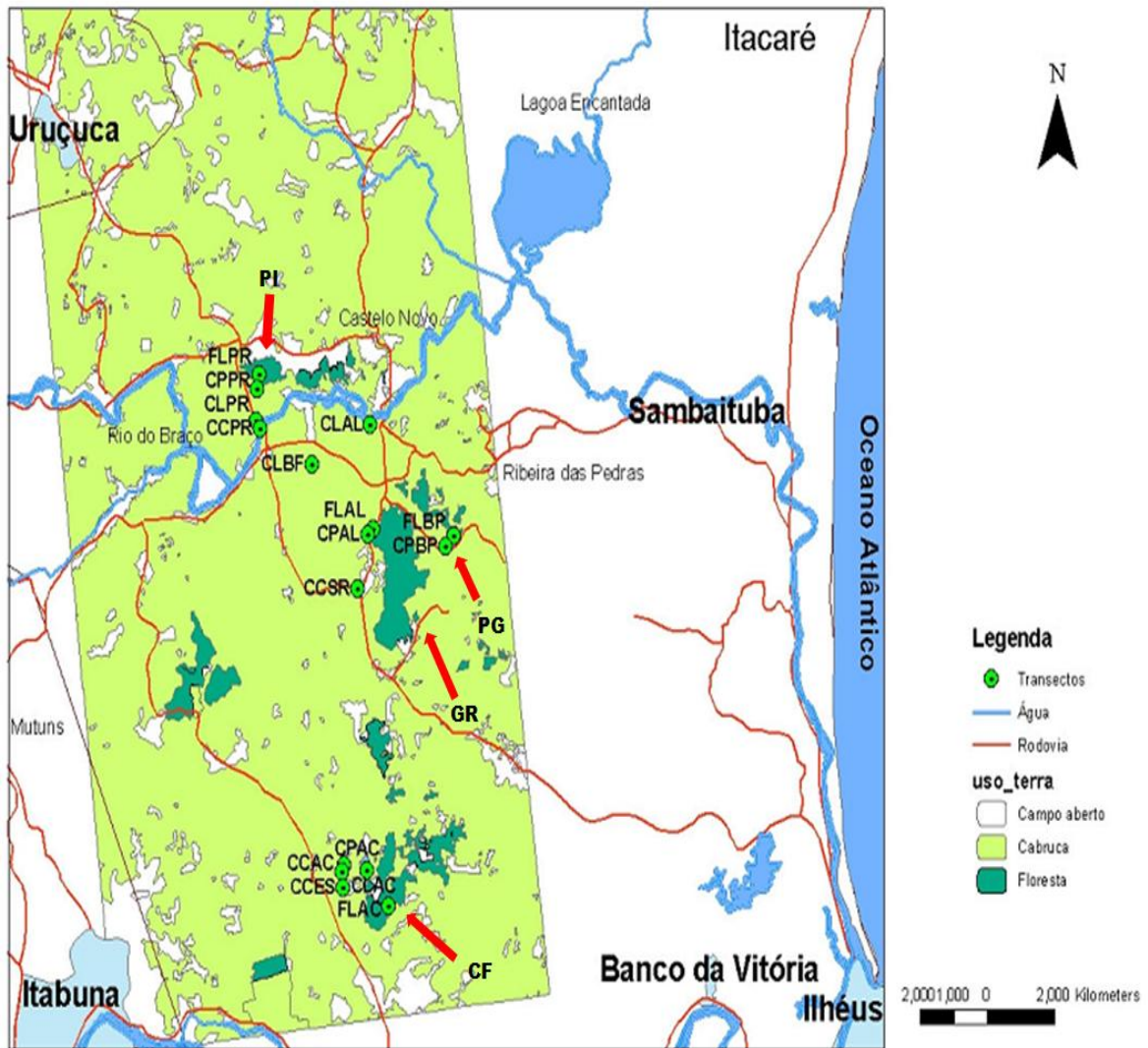


Figura 1 – Área de estudo indicando as posições dos pontos amostrados. Tipos de ambientes: FL = Florestas nativas; CP = Cabruca perto (> 70 m e < 217 m de distância da floresta); CL = Cabruca longe (> 660 m e < 1.745 m de distância da floresta); CML = Cabruca muito longe (\geq 3000 m de floresta); CC = Cabruca clonada (> 583 m e < 1.062 m de distância de fragmento de floresta). Tipos de fragmento de floresta: GR = Fragmento grande; PG = Fragmento pequeno perto do grande; CF = Conjunto de pequenos fragmentos; PI = Fragmento pequeno isolado. As siglas indicadas no mapa, próximas aos pontos verdes com centro preto, correspondem ao tipo de ambiente + iniciais das fazendas onde foram realizadas as amostragens (AL – Faz. Almada, PR Faz. Provisão, ES – Faz. Espírito Santo, BF – Faz. Bonfim, AC – Faz. Açude, SR – Faz. Santa Rita, BP – Faz. Bom Pastor).



Figura 2 – Coletor artesanal utilizado para amostragem de esporos fúngicos transportados pelo ar. Na figura observa-se o prato invertido sobre a estrutura que contém os pregadores (vermelhos), bem como as três lâminas horizontais (presas por dois pregadores) e as três verticais (penduradas por um pregador); as correntes suspendem o coletor, fixando-o em um ramo da árvore.

3.4. Processamento dos dados coletados

Para permitir as diversas análises e avaliações descritas a seguir, procedeu-se com diversos reagrupamentos e compilações dos dados numéricos e repetições amostrados, todos realizados em planilha eletrônica MS Excell[™]. Inicialmente os dados foram inseridos nas planilhas sendo cada linha composta por uma morfoespécie. Para facilitar as análises desses dados, foi realizada uma reorganização da planilha, onde cada morfoespécie foi multiplicada pelo

respectivo número de indivíduos, resultando numa planilha em que as linhas representavam as variáveis dependentes (indivíduos amostrados) e as colunas, as variáveis independentes (data de coleta, morfoespécie, gênero, família, tipo de esporo, tipo de ambiente, tipo de fragmento, nome da fazenda, estrato vertical, posição da lâmina, número da lâmina e número do ponto amostral). Esta planilha serviu de base para as derivadas que, dependendo do tipo de análise foram sendo adaptadas, como por exemplo, para análise de similaridade de Sorensen e modelo nulo (ver seção seguinte), em que os valores de abundância foram transformados em dados binários (presença = 0, ausência = 1). A planilha base foi útil principalmente para análises através do ambiente de programação R. As microfotografias tomadas de exemplares das morfoespécies encontradas e caracterizadas foram digitalmente processadas (MS Picture Manager™) para compor a Tabela de dados visuais descritivos da diversidade de aerossoros observadas. Estas fotos serviram de base para a caracterização taxonômica descrita acima.

3.5. Análise dos dados

Teste de independência – Para avaliar a independência dos tipos aerossoros fúngicos amostrados foi utilizado o teste de Qui-quadrado (χ^2), com 5% de significância. Este teste é utilizado para verificar associação entre variáveis categóricas (Gotelli 2011), e foi realizado para verificar se existe associação entre os tipos de aerossoros fúngicos e as variáveis (i) posição das lâminas nos coletores, (ii) tipos de ambiente, (iii) tipos de fragmento, e (iv) estratificação vertical.

Análise de riqueza (número de morfoespécies) – Para comparação da riqueza de morfoespécies observada entre os tratamentos, foram geradas curvas de rarefação baseadas em número de indivíduos a partir de 1000 aleatorizações e com intervalos empíricos de confiança de 95%. A análise de rarefação possibilita a comparação entre amostras de tamanhos diferentes, como no caso deste estudo, o que não poderia ser feito pelo parâmetro 'riqueza', já que este é altamente dependente do tamanho da amostra (Magurran 1988). Nas figuras

geradas como resultado deste estudo, as linhas vermelhas representam as curvas, as azuis representam o intervalo de confiança empírico de cada curva e as linhas verticais verdes representam o tamanho da amostra (em número de indivíduos) utilizado para análise. A rarefação foi utilizada para comparação das riquezas entre (i) posições de lâminas nos coletores, (ii) estratificação vertical, (iii) tipos de ambiente e (iv) tipos de fragmentos.

Análise de diversidade – O efeito dos fatores avaliados neste estudo sobre a diversidade de tipos e morfoespécies de aerospóros fúngicos foi avaliado pelo índice de diversidade de Shannon-Wiener 1948 (H') (Zar 1999). Este índice exprime a interação dos componentes riqueza e uniformidade fornecendo uma resposta intermediária (Odum 2004), ou seja, levando em conta o número de espécies e sua abundância relativa (Hammer et al. 2001). Seu valor varia de 0 para comunidades com apenas uma espécie até valores elevados para comunidades com muitas espécies, sendo cada uma com poucos indivíduos (Hammer et al. 2001). Além disso, é comumente utilizado em comparação entre comunidades, a fim de determinar qual é a mais diversa (Melo 2008). Ele é descrito pela equação:

$$H' = - \sum_{i=1}^s p_i \ln p_i$$

Onde H' é o índice de diversidade de espécies de Shannon, s é o número de espécies, p_i é a proporção de indivíduos de cada espécie, e \ln é o logaritmo natural na base e (número de Euler). Os valores do índice de Shannon foram calculados e comparados entre os (i) tipos de ambiente, (ii) tipos de fragmento, (iii) estratos verticais e (iv) posições das lâminas nos coletores artesanais.

Análise de similaridade – A similaridade de morfoespécies entre tratamentos foi avaliada pelo índice (ou coeficiente) de similaridade de Sorensen (Sorensen 1948; Magurran 1988). Este índice é meramente qualitativo, não considerando a abundância dos indivíduos, somente presença e ausência (Hammer et al. 2001). Seu valor varia de 0 a 1, ao passo que a similaridade entre duas comunidades é considerada elevada quando o valor ultrapassa 0,5 (Felfili &

Venturoli 2000). Este índice coloca mais peso sobre as ocorrências comuns entre as duas amostras (Hammer et al. 2001). Seu uso é bastante frequente em comparações de similaridade entre pares de amostras, sendo aplicado principalmente em dados de comunidades ecológicas (Looman & Campbell 1960). Ele é descrito pela equação:

$$J_{\text{Sorensen}} = 2 * S_{12} / (S_1 + S_2)$$

Onde S_1 é o número de espécies da comunidade 1, S_2 o número de espécies da comunidade 2 e S_{12} o número de espécies comuns a ambas as comunidades. A partir dos índices de Sorensen, foram criadas matrizes e dendrogramas de similaridade. Os índices de similaridade foram calculados entre os (i) cultivos de cacau sob diferentes formas de manejo e distanciamento em relação às florestas, (ii) tipos de fragmento, (iii) estratos verticais e (iv) posição das lâminas nos coletores.

Análise de modelo nulo de padrões de co-ocorrência de morfoespécies

– Esta análise serviu para avaliar a magnitude em que as morfoespécies de aer esporos fúngicos co-ocorrem nas localidades amostradas. O modelo nulo de co-ocorrência é utilizado para testar a ocorrência de padrões não aleatórios de espécies em uma matriz de presença e ausência (Gotelli 2000). Nesta análise, os índices encontrados para o estudo foram comparados com os gerados aleatoriamente. Quando o valor é significativo, ou seja, p (obs. \leq esp.) é maior que ‘0,0000’ (0,0001 até 1,0000), indica que as espécies co-ocorrem e os ambientes que estão sendo avaliados apresentam comunidades similares (que não são específicas de cada tipo de ambiente), sendo, portanto, as espécies distribuídas aleatoriamente. Foram utilizados dois tipos de simulação: o SIM1, com linhas e colunas equiprováveis (indicando que as espécies podem ocorrer em qualquer ambiente) e o SIM2, com linhas fixas e colunas equiprováveis (indicando que as espécies deveriam ocorrer naquele específico ambiente). O índice utilizado foi o de ‘C score’, a fim de comparar as comunidades deste estudo com as geradas aleatoriamente. Esta análise foi aplicada aos tratamentos de (i) distanciamento, (ii) tipo de manejo das cabruças, (iii) tipo de fragmento, (iv) posição das lâminas nos coletores e (v) estratificação vertical das morfoespécies fúngicas.

Para a realização dos testes de qui-quadrado, cálculos dos índices de diversidade e análises de regressão linear simples foram utilizados os pacotes 'Rcmdr' e 'Vegan', através do ambiente de programação 'R' (R Development Core Team 2011). As curvas de rarefação para análises de riqueza e as análises de similaridade foram realizadas através do software PAST, versão 2.06 (Hammer et al. 2001). Para as análises de modelo nulo de co-ocorrência foi utilizado o software 'Ecosim' (Gotelli & Entsminger 2004).

4. RESULTADOS

4.1. Avaliação do sistema de coleta utilizado

Neste estudo, desenvolveu-se um coletor de esporos transportados pelo ar que consiste num sistema passivo de amostragem, de baixo custo e baseado em lâminas microscópicas posicionadas horizontal e verticalmente (**Figura 2**). Este sistema de armadilha de esporos permitiu a coleta de um total de 4609 aerosporos fúngicos, compreendidos em 187 morfoespécies (ver **Tabela A1 - APÊNDICE**). Para verificar se o posicionamento das lâminas interferiu nesta amostragem, esse total de aerosporos foi analisado nas lâminas colocadas na posição horizontal separadamente das colocadas na vertical (**Figura 3**). Foram coletados aproximadamente metade do total de esporos em cada posição, sendo 2472 (53,63%) em lâminas horizontais e 2137 (46,37%) nas verticais. Através do teste de independência de Qui-quadrado, detectou-se associação significativa entre tipos de aerosporos e as posições das lâminas nos coletores ($\chi^2 = 69003,52$, $df = 14$, $p < 0,0001$). Amerosporos, escolecosporos e estaurosporos foram mais abundantes em lâminas verticais, enquanto que fragmosporos, didimosporos e dictiosporos foram mais abundantes em lâminas horizontais (**Figura 3**). Helicosporo apresentou números de esporos iguais (três) para as duas posições. Estaurosporo foi o único tipo encontrado apenas na posição vertical, apesar de sua quantidade ter sido muito baixa (apenas dois). Amerosporos e fragmosporos foram responsáveis pela maioria (75,53%) dos aerosporos coletados. Dos oito tipos de esporos possíveis, seguindo a classificação de Saccardo, sete foram amostrados, sendo Alantosporo o único tipo não registrado (**Figura 4**). As duas posições de lâminas capturaram todas as dez morfoespécies mais abundantes, com exceção de *Pestalotiopsis* sp.1, que foi capturada apenas em lâminas horizontais. Além de aerosporos fúngicos, foram coletados ainda grãos de pólen, ameba (*Thecamoeba* sp.), asa(s) de inseto, fragmentos de tecido vegetal, e partes de hifas de fungos, sendo que estas não foram inseridas nas análises. Outras estruturas coletadas não foram relacionadas a grupos biológicos. O índice de diversidade de Shannon-Wiener para 'tipos' de

esporos foi de 1,27, tanto para lâminas na posição vertical, quanto horizontal. O mesmo índice, contudo, avaliando-se 'morfoespécies' fúngicas, resultou em 4,36 e 4,39 para lâminas verticais e horizontais, respectivamente. O valor do índice de similaridade de Sorensen para morfoespécies entre as duas posições foi de 0,74497.

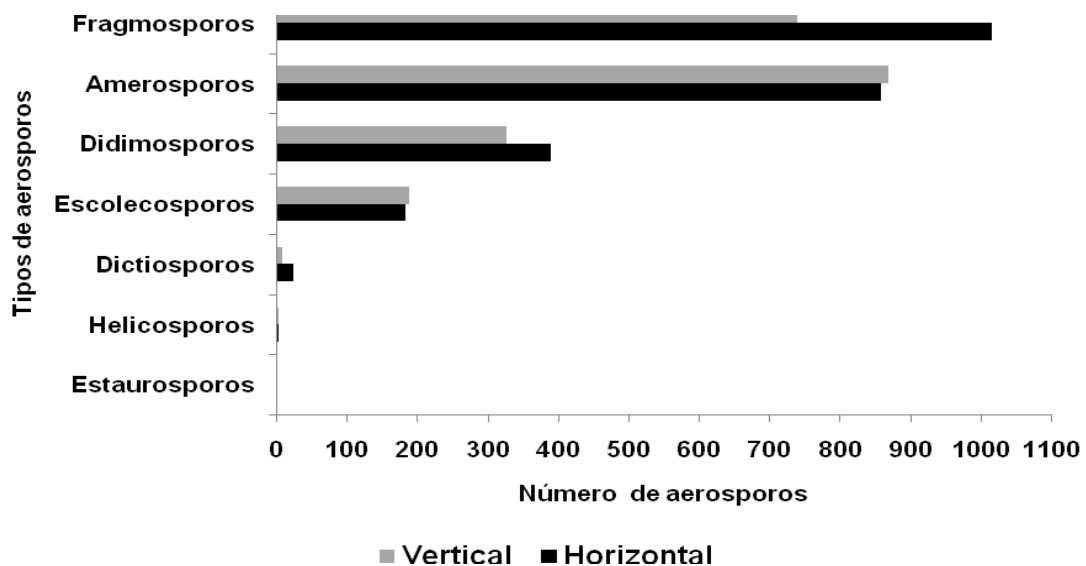


Figura 3 – Distribuição dos tipos de aer esporos fúngicos coletados em diferentes posições (vertical e horizontal) em coletores artesanais, considerando o total de esporos do experimento.

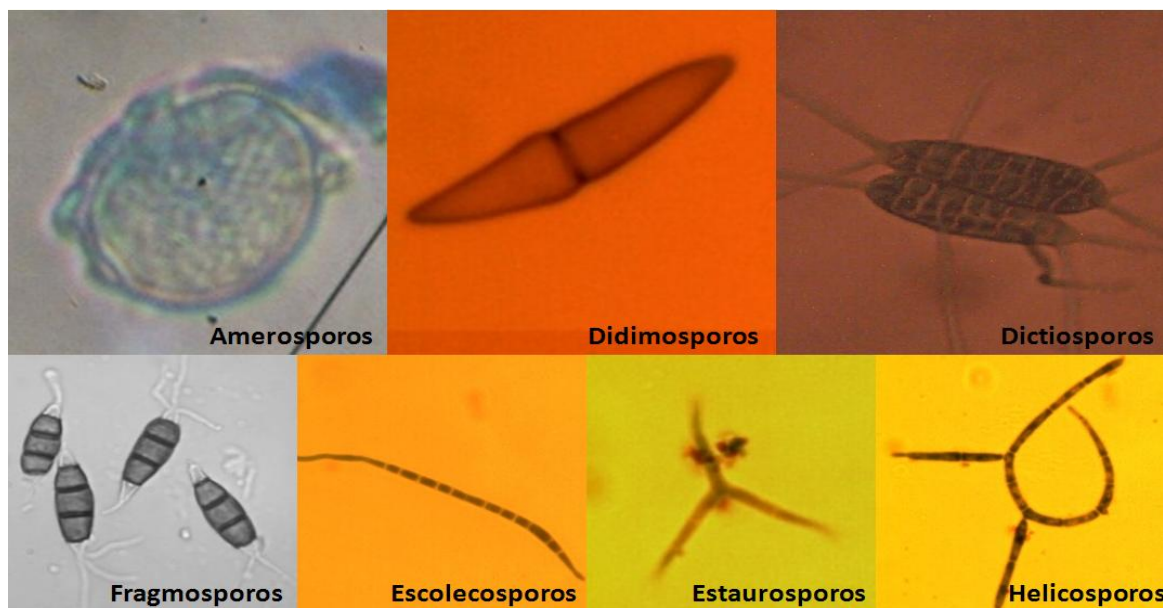


Figura 4 – Exemplos de tipos esporos encontrados neste estudo, com base na classificação de Saccardo (1886).

Para comparação entre as riquezas esperadas nas duas posições, foram geradas curvas de rarefação baseadas no número de esporos (**Figura 5**). Estas apresentaram-se sobrepostas até aproximadamente metade do número de indivíduos amostrados. Considerando o mesmo número de indivíduos amostrados, as lâminas na posição vertical apresentaram maior riqueza em comparação com as lâminas na posição horizontal. As riquezas totais encontradas foram de 139 e 159 morfoespécies para as posições horizontais e verticais, respectivamente.

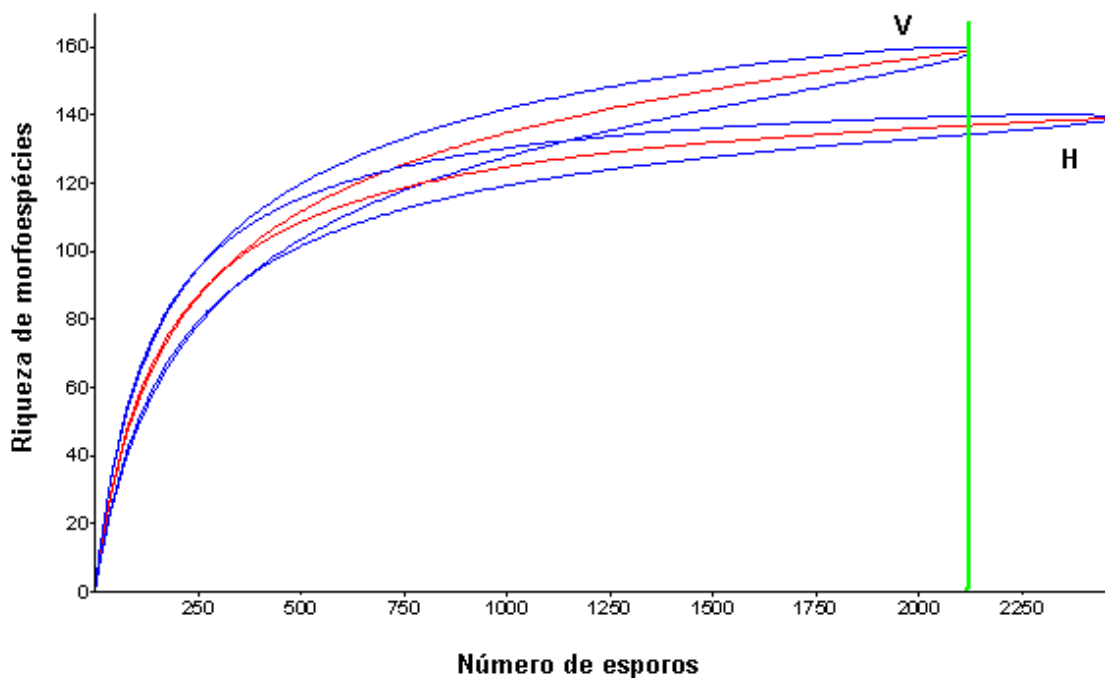


Figura 5 – Curvas de rarefação de morfoespécies amostradas nas duas posições de lâminas nos coletores artesanais, geradas a partir de 1000 aleatorizações. V = Posição vertical; H = Posição horizontal. Linhas vermelhas representam as curvas de rarefação, azuis o intervalo de confiança (95%) de cada curva e a linha vertical (em verde) corresponde ao tamanho da amostra (em número de esporos) utilizado para análise.

4.2. Avaliação com base em ‘tipos’ de esporos

Para avaliar a abundância dos tipos de aerospores nos diferentes ambientes e fragmentos de floresta, foi calculado o percentual dos mesmos para cada tratamento (**Figura 6**). Além disso, verificou-se a ocorrência de padrões na distribuição das abundâncias dos tipos de esporos em relação aos tratamentos de

tipo de manejo, de distanciamento das cabruças em relação às florestas e de tipos de fragmento. Não observou-se um padrão que representasse o efeito do distanciamento das plantações de cacau em relação às florestas nativas, ou que incluísse a intensificação do manejo nas plantações (**Figura 6a**), bem como os tipos de fragmento (**Figura 6b**). Ainda assim, através do teste de Qui-quadrado, foi detectada associação significativa entre os tipos de esporos e os ambientes ($\chi^2 = 71140,71$, $df = 35$, $p < 0,0001$) e entre os tipos de esporos e os tipos de fragmento ($\chi^2 = 74196,52$, $df = 28$, $p < 0,0001$). Para verificar a relação entre a distribuição dos aerosporos e os estratos avaliados, foi realizada comparação entre as abundâncias relativas (**Figura 6c**) em sub-bosque e dossel. Para ambos os estratos, amerosporos e fragmosporos foram os mais representativos, somando 70,64% e 68,85% em sub-bosque e dossel, respectivamente. Assim como para as outras variáveis, através do teste de Qui-quadrado foi detectada associação significativa entre tipos de aerosporos e a estratificação vertical ($\chi^2 = 68987,2$, $df = 14$, $p < 0,0001$).

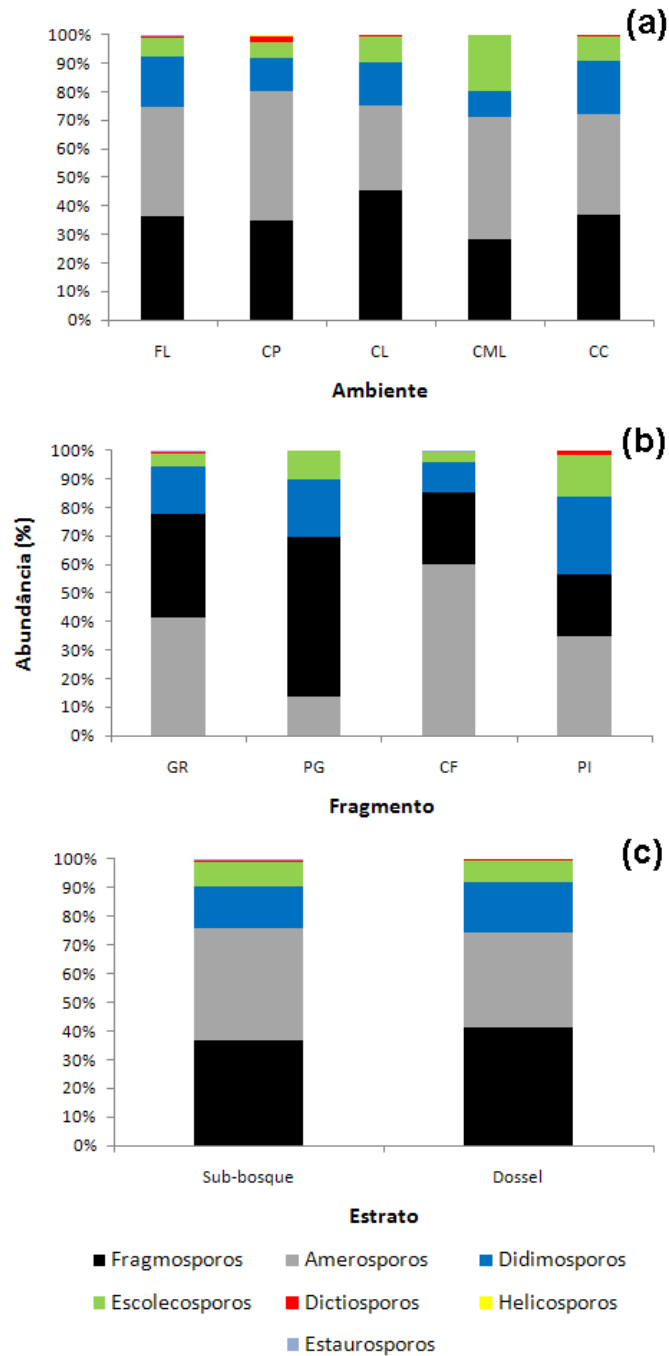


Figura 6 – Distribuição de tipos de aerossolos fúngicos nos seguintes tratamentos: **(a)** FL = Florestas nativas; CP = Cabruca perto (> 70 m e < 217 m de distância da floresta); CL = Cabruca longe (> 660 m e < 1.745 m de distância da floresta); CML = Cabruca muito longe (≥ 3000 m de floresta); CC = Cabruca clonada (> 583 m e < 1.062 m de distância de fragmento de floresta). **(b)** Fragmentos florestais com diferentes conformações: GR = Fragmento grande; PG = Fragmento pequeno perto do grande; CF = Conjunto de pequenos fragmentos; PI = Fragmento pequeno isolado. **(c)** Dossel e sub-bosque de florestas nativas e sistemas produtivos de cacau, considerados em conjunto.

4.3. Avaliação taxonômica das morfoespécies

O método empregado para caracterização dos esporos, com base em identificação visual morfológica ao microscópio óptico e microfotografias, tem suas limitações, visto que grupos taxonômicos diferentes podem se apresentar semelhantes morfológicamente. Diante dessa limitação, buscou-se identificar os esporos até o nível taxonômico máximo de gênero quando possível, sendo que todos os esporos coletados foram separados em morfoespécies para fins das análises estatísticas e comparativas. Microfotografias foram tomadas para registro e classificação posterior (ver **Tabela A2 - APÊNDICE**). Esses dados foram tratados, sabendo-se das suas limitações para análises, inferências e discussões devido à dificuldade nas identificações taxonômicas inequívocas por meio da morfologia dos esporos. Contudo, foi possível identificar 187 morfoespécies, pertencentes a 47 gêneros e 28 famílias, sendo que 68 morfoespécies (36,4%) não puderam ser identificadas ao nível de gênero (**Tabelas 2, 3 e A1**). Nas fontes de informação consultadas, muitos táxons estão com classificação indefinida ou sem classificação, portanto o número de famílias e gêneros aqui citados está provavelmente sendo subestimado. As dez morfoespécies mais abundantes foram as seguintes em ordem decrescente: *Humicola* sp.1 (5,88%), *Cladosporium* sp.6 (5,19%), *Cladosporium* sp.5 (3,71%), *Nigrospora* sp.2 (2,97%), *Fusarium* sp.1 (2,95%), *Torula* sp.1 (2,63%), *Cercospora* sp.1 (2,34%), *Cladosporium* sp.7 (2,30%), *Chaetomium* sp.1 (2,15%), *Pestalotiopsis* sp.1 (2,04%) (**Figura 7**), que representam 32,16% do total dos aerosporos fúngicos amostrados. Importante observar que a distribuição de abundância dessas morfoespécies não coincide com a abundância total de aerosporos entre os ambientes. As morfoespécies *Humicola* sp, *Nigrospora* sp e *Fusarium* sp foram registradas em todos os ambientes estudados. Esporos do fungo *Moniliophthora perniciosa*, causador da ‘vassoura-de-bruxa’ do cacaueteiro, surpreendentemente, só foi registrado em apenas um ambiente, representando uma parcela muito pequena em relação ao total dos aerosporos amostrados.

Tabela 2 – Abundância de aerósporos fúngicos amostrados em duas posições de lâminas (vertical e horizontal) em coletores artesanais em fragmentos florestais e cabruças sob diferentes formas de manejo.

Táxon ¹	Nº de morfoesp.	Ambiente									
		FL		CP		CL		CML		CC	
		V	H	V	H	V	H	V	H	V	H
Gênero											
<i>Alternaria</i>	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Aspergillus</i>	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	4
<i>Aureobasidium</i>	4	6	0	1	0	3	1	0	0	0	10
<i>Candelabrella</i>	1	0	0	0	0	1	0	0	0	6	0
<i>Cercospora</i>	6	40	41	12	14	47	27	0	0	2	7
<i>Chaetomium</i>	2	23	33	6	3	13	28	8	0	15	4
<i>Cladosporium</i>	7	154	154	106	84	84	75	0	0	23	1
<i>Colletotrichum</i>	2	61	9	0	0	6	0	2	10	0	0
<i>Corynespora</i>	4	19	25	2	4	22	1	10	29	28	5
<i>Curvularia</i>	2	3	17	0	0	3	4	0	0	0	0
<i>Dactylella</i>	1	0	10	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Delitschia</i>	1	12	4	0	5	0	0	0	0	15	9
<i>Dendryphion</i>	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	3
<i>Didymella</i>	2	2	7	2	0	8	2	0	0	0	5
<i>Diplodia</i>	1	5	0	0	15	0	0	0	0	0	0
<i>Dothiorella</i>	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
<i>Drechslera</i>	22	25	82	44	59	32	29	8	15	73	49
<i>Epicoccum</i>	1	0	19	3	0	0	2	0	0	0	0
<i>Eupelte</i>	1	2	0	0	0	0	0	0	0	0	5
<i>Fusarium</i>	3	43	40	4	0	1	73	10	5	2	2
<i>Gyrophthrix</i>	1	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Humicola</i>	3	17	45	14	14	61	132	11	10	10	9
<i>Leptoxyphium</i>	1	7	17	3	0	27	7	0	0	1	0
<i>Lophiostoma</i>	1	0	18	0	12	4	0	0	0	0	0
<i>Meliola</i>	1	0	6	18	3	5	3	1	0	0	5
<i>Meliolina</i>	1	0	24	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Microsporum</i>	3	8	6	6	4	4	0	0	0	0	0
<i>Moniliophthora</i>	1	0	0	0	0	6	0	0	0	0	0
<i>Mycosphaerella</i>	4	11	42	12	15	0	10	0	0	20	26
<i>Nigrospora</i>	3	7	7	59	13	5	3	21	4	24	45
<i>Ochroconis</i>	4	19	59	0	15	38	9	3	5	8	20
<i>Othia</i>	1	1	0	0	0	0	0	0	1	8	0
<i>Paecilomyces</i>	1	1	2	0	0	2	1	0	0	0	0
<i>Penicillium</i>	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pestalotiopsis</i>	3	16	57	40	2	10	25	0	0	4	19
<i>Phomopsis</i>	1	0	1	0	4	0	0	0	0	0	0
<i>Phytophthora</i>	1	0	0	0	0	2	0	2	5	14	9

Táxon ¹	Nº de morfoesp.	Ambiente									
		FL		CP		CL		CML		CC	
		V	H	V	H	V	H	V	H	V	H
<i>[cont]</i>											
<i>Pleospora</i>	4	3	3	7	19	6	4	0	1	0	3
<i>Scopulariopsis</i>	2	0	16	0	28	3	12	0	0	4	0
<i>Sporidesmium</i>	3	3	6	12	14	2	0	1	0	0	0
<i>Stagonospora</i>	2	24	15	11	6	23	0	0	0	0	4
<i>Tetraposporium</i>	1	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Torula</i>	4	4	66	7	21	40	53	0	0	6	0
<i>Tricladium</i>	1	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0
<i>Uredo</i>	1	0	0	0	0	0	0	0	0	10	7
<i>Xylaria</i>	4	2	23	2	16	7	2	9	0	1	1
<i>Zopfiella</i>	1	0	0	2	1	0	0	0	0	0	0
Família											
Xylariaceae	1	0	0	0	5	0	0	0	0	24	0
Ordem											
Pleosporales	8	1	6	8	1	13	8	6	2	26	18
Saccharomycetales	4	16	28	9	2	0	0	0	0	0	0
Uredinales	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
Divisão											
Ascomycota	55	129	97	52	64	72	95	15	10	45	67
Total	187	669	989	446	443	551	606	107	97	369	337

FL = Florestas nativas; CP = Cabruca perto (> 70 m e < 217 m de distância da floresta); CL = Cabruca longe (> 660 m e < 1.745 m de distância da floresta); CML = Cabruca muito longe (\geq 3000 m de floresta); CC = Cabruca clonada (> 583 m e < 1.062 m de distância de fragmento de floresta). V = Posição vertical; H = Posição horizontal.

¹ Quando não foi possível identificar a morfoespécie dos esporos até gênero, manteve-se a categoria taxonômica (táxon) mais próxima que permitiu identificação.

Tabela 3 – Abundância de aerospores fúngicos amostrados em dois estratos verticais (sub-bosque e dossel) em fragmentos florestais e cabruças sob diferentes formas de manejo.

Táxon ¹	Nº de morfoesp	Ambiente									
		FL		CP		CL		CML		CC	
		S	D	S	D	S	D	S	D	S	D
Gênero											
<i>Alternaria</i>	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Aspergillus</i>	1	1	0	0	0	0	0	0	0	4	0
<i>Aureobasidium</i>	4	0	6	1	0	0	4	0	0	8	2
<i>Candelabrella</i>	1	0	0	0	0	1	0	0	0	6	0
<i>Cercospora</i>	6	70	11	21	5	48	26	0	0	9	0
<i>Chaetomium</i>	2	36	20	9	0	41	0	6	2	15	4

Táxon ¹	Nº de morfoesp	Ambiente									
		FL		CP		CL		CML		CC	
		S	D	S	D	S	D	S	D	S	D
[cont]											
<i>Cladosporium</i>	7	255	53	178	12	120	39	0	0	6	13
<i>Colletotrichum</i>	2	70	0	0	0	6	0	7	5	0	0
<i>Corynespora</i>	4	7	37	6	0	12	11	20	19	23	10
<i>Curvularia</i>	2	1	19	0	0	0	0	0	0	4	3
<i>Dactylella</i>	1	10	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Delitschia</i>	1	5	11	5	0	0	0	0	0	21	3
<i>Dendryphon</i>	1	0	1	0	0	0	0	0	0	3	0
<i>Didymella</i>	2	7	2	2	0	3	7	0	0	2	3
<i>Diplodia</i>	1	1	4	15	0	0	0	0	0	0	0
<i>Dothiorella</i>	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
<i>Drechslera</i>	22	78	29	85	18	21	40	21	2	55	67
<i>Epicoccum</i>	1	19	0	3	0	2	0	0	0	0	0
<i>Eupelte</i>	1	0	2	0	0	0	0	0	0	1	4
<i>Fusarium</i>	3	78	5	4	0	37	37	5	10	4	0
<i>Gyrothrix</i>	1	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Humicola</i>	3	31	31	28	0	52	141	18	3	15	4
<i>Leptoxyphium</i>	1	21	3	3	0	31	3	0	0	1	0
<i>Lophiostoma</i>	1	18	0	2	10	4	0	0	0	0	0
<i>Meliola</i>	1	6	0	21	0	0	8	1	0	3	2
<i>Meliolina</i>	1	0	24	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Microsporium</i>	3	6	8	10	0	4	0	0	0	0	0
<i>Moniliophthora</i>	1	0	0	0	0	6	0	0	0	0	0
<i>Mycosphaerella</i>	4	29	24	27	0	3	7	0	0	11	35
<i>Nigrospora</i>	3	5	9	68	4	3	5	14	11	48	21
<i>Ochroconis</i>	4	20	58	15	0	42	5	7	1	21	7
<i>Otthia</i>	1	0	1	0	0	0	0	1	0	8	0
<i>Paecilomyces</i>	1	0	3	0	0	3	0	0	0	0	0
<i>Penicillium</i>	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Pestalotiopsis</i>	3	39	34	42	0	25	10	0	0	8	15
<i>Phomopsis</i>	1	0	1	4	0	0	0	0	0	0	0
<i>Phytophthora</i>	1	0	0	0	0	2	0	7	0	12	11
<i>Pleospora</i>	4	4	2	23	3	4	6	1	0	3	0
<i>Scopulariopsis</i>	2	16	0	28	0	0	15	0	0	4	0
<i>Sporidesmium</i>	3	8	1	13	13	0	2	0	1	0	0
<i>Stagonospora</i>	2	39	0	17	0	1	22	0	0	4	0
<i>Tetraposporium</i>	1	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Torula</i>	4	50	20	22	6	57	36	0	0	4	2
<i>Tricladium</i>	1	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0
<i>Uredo</i>	1	0	0	0	0	0	0	0	0	9	8
<i>Xylaria</i>	4	9	16	11	7	2	7	1	8	2	0

Táxon ¹	Nº de morfoesp	Ambiente										
		FL		CP		CL		CML		CC		
		S	D	S	D	S	D	S	D	S	D	
<i>[cont]</i>												
<i>Zopfiella</i>	1	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0
Família												
Xylariaceae	1	0	0	0	5	0	0	0	0	23	1	
Ordem												
Pleosporales	8	0	7	8	1	9	12	3	5	19	25	
Saccharomycetales	4	43	1	9	2	0	0	0	0	0	0	
Uredinales	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	
Divisão												
Ascomycota	55	154	72	94	22	129	38	16	9	68	44	
Total	187	1141	517	781	108	669	481	128	76	424	284	

FL = Florestas nativas; CP = Cabruca perto (> 70 m e < 217 m de distância da floresta); CL = Cabruca longe (> 660 m e < 1.745 m de distância da floresta); CML = Cabruca muito longe (\geq 3000 m de floresta); CC = Cabruca clonada (> 583 m e < 1.062 m de distância de fragmento de floresta). V = Posição vertical; H = Posição horizontal. S = Sub-bosque; D = Dossel.

¹ Quando não foi possível identificar a morfoespécie dos esporos até gênero, manteve-se a categoria taxonômica (táxon) mais próxima que permitiu identificação.

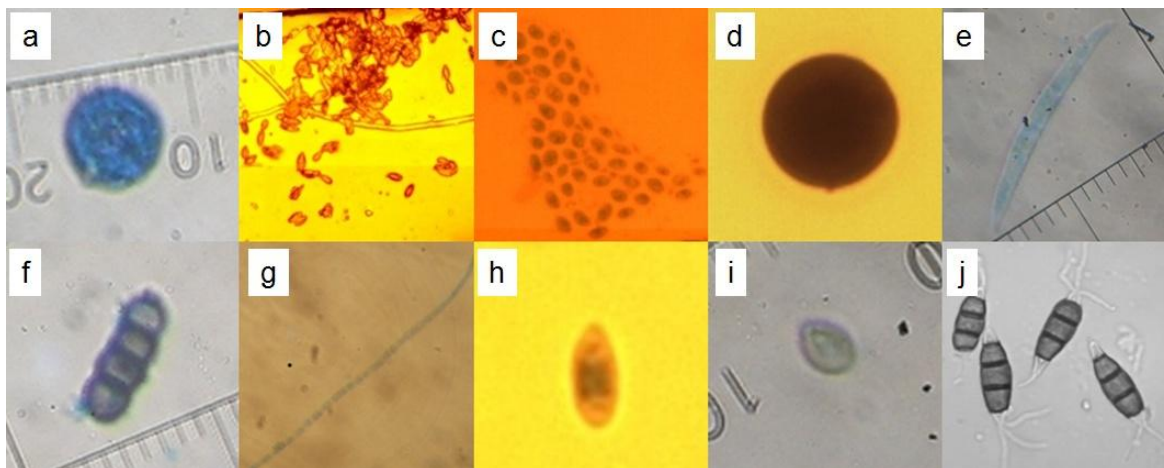


Figura 7 – Morfoespécies fúngicas mais abundantes. (a) *Humicola* sp.1, (b) *Cladosporium* sp.6, (c) *Cladosporium* sp.5, (d) *Nigrospora* sp.2, (e) *Fusarium* sp.1, (f) *Torula* sp.1, (g) *Cercospora* sp.1, (h) *Cladosporium* sp.7, (i) *Chaetomium* sp.1, (j) *Pestalotiopsis* sp.1.

4.4. Abundância, riqueza, diversidade e similaridade comparada de aerossoros fúngicos entre ambientes

4.4.1. Efeito dos diferentes tipos de fragmento florestal

Para avaliar o efeito dos diferentes tipos de fragmentos de floresta na comunidade de aerossoros fúngicos foram considerados apenas os pontos amostrados no interior desses fragmentos (FL – ver legenda da **Figura 6**). Além disso, os dados das diferentes posições das lâminas e dos estratos foram analisados de forma conjunta, somando-se os valores totais para cada ambiente. As comparações entre tipos de fragmento foram realizadas através de análises da abundância, riqueza e diversidade em cada tipo de fragmento de floresta indicado (**Tabela 4**). Os resultados mostraram que houve diferença na abundância total e riqueza de aerossoros entre os tratamentos. A abundância relativa dos aerossoros obedeceu a seguinte ordem decrescente: fragmento grande (GR = 49,40%), fragmento pequeno perto do grande (PG = 19,96%), conjunto de pequenos fragmentos (CF = 18,70%) e fragmento pequeno isolado (PI = 11,94%). Os valores encontrados para riqueza de morfoespécies seguiu diferente ordem, mantendo apenas o maior valor para GR, seguido de PI, CF e PG. O número de morfoespécies para GR foi 2,12, 4,58 e 6,11 vezes maior que os outros três, respectivamente (**Tabela 4**). Para comparação da diversidade de tipos de aerossoros entre os tipos de fragmento, foi calculado o índice de diversidade de Shannon-Wiener (H'), considerando tipos de esporos (H'_{τ}) e morfoespécies (H'_{SP}) separadamente. Foi também detectada diferença entre os tratamentos, porém com discrepância entre os resultados para os dois índices (**Tabela 4**). Computando-se tipo de esporo, o PI apresentou maior índice, seguido do GR, PG e CF, cujos valores de H'_{τ} foram muito próximos entre si. Já para morfoespécies, os resultados de H'_{SP} mostraram uma maior diversidade em GR, seguida de PI, PG e CF, diferenciando da ordem decrescente obtida para abundância e riqueza. Portanto, cada parâmetro, apresentou diferente padrão relativo de valores entre os tratamentos.

Tabela 4 – Abundância, riqueza e diversidade comparada de esporos fúngicos em diferentes tipos de fragmento de florestas nativas do sul da Bahia.

Fragmento	Abundância	Nº de morfoespécies	H' _T ¹	H' _{SP} ¹
GR	819	110	1,22	4,05
PG	331	18	1,15	2,68
PI	198	52	1,40	3,68
CF	310	24	1,03	2,63

GR = fragmento grande; PG = fragmento pequeno perto do grande; CF = conjunto de pequenos fragmentos; PI = Fragmento pequeno isolado.

¹ O Índice de Shannon-Wiener (H') foi calculado separadamente para tipo de esporo (H'_T) e para morfoespécies (H'_{SP}).

Com o intuito de avaliar a riqueza esperada em tamanhos amostrais distintos, foram geradas curvas de rarefação para cada tratamento de tipo de fragmento florestal (**Figura 8**). Considerando o mesmo nível no número de esporos, nota-se que houve diferenças relevantes entre a riqueza de morfoespécies entre todos os tipos de fragmento, sendo GR o tipo de fragmento que apresentou maior riqueza esperada por número de indivíduos, seguido de PI, CF e PG. Este resultado confirma a observação pontual de riqueza obtida com o experimento de coleta de esporos (**Tabela 4**) e dá suporte à tendência observada de riqueza diferencial de acordo com o tipo de fragmento.

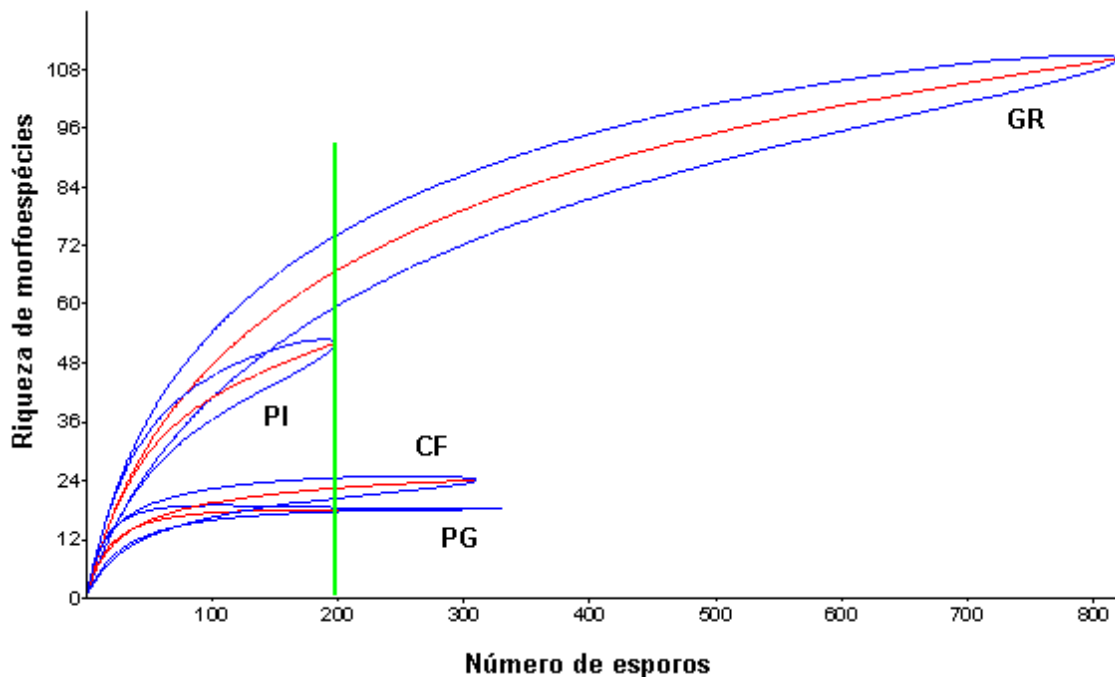


Figura 8 - Curvas de rarefação de morfoespécies amostradas em diferentes fragmentos no sul da Bahia, geradas a partir de 1000 aleatorizações. GR = Fragmento grande; PG = Fragmento pequeno perto do grande; CF = Conjunto de pequenos fragmentos; PI = Fragmento pequeno isolado. Linhas vermelhas representam as curvas de rarefação, azuis o intervalo de confiança (95%) de cada curva e a linha vertical (em verde) corresponde ao tamanho da amostra (em número de esporos) utilizado para análise.

Buscando-se avaliar a composição qualitativa comparada de morfoespécies entre os tipos de fragmentos florestais, estimou-se o índice de similaridade de Sorensen, cujos coeficientes são apresentados na **Tabela 5**. Este índice foi calculado considerando-se os tipos de fragmento dois-a-dois. A partir da indicação de Felfili & Venturoli (2000) de que a similaridade entre duas comunidades pode ser considerada elevada quando o valor deste índice ultrapassa '0,5', os resultados mostraram que nenhum dos tipos de fragmento pôde ser considerado similar aos demais, visto que os valores variaram de 0,085714 (PI vs PG) a 0,4321 (GR vs PI). Pelo dendrograma de similaridade gerado a partir destes coeficientes (**Figura 9**), observou-se que PI e GR foram os tipos de fragmentos mais próximos entre si; CF e PG apresentaram-se mais individualizados, com menores similaridades em relação aos demais fragmentos, confirmando os baixos índices de Sorensen obtidos nas avaliações dois-a-dois.

Tabela 5 – Matriz de similaridade (Sorensen) de morfoespécies entre os diferentes fragmentos no sistema agroflorestal cacau-cabruca e em florestas nativas no sul da Bahia, Brasil.

	GR	PG	PI	CF
GR	1			
PG	0,15625	1		
PI	0,4321	0,085714	1	
CF	0,35821	0,14286	0,23684	1

GR = Fragmento grande; PG = Fragmento pequeno perto do grande; CF = Conjunto de pequenos fragmentos; PI = Fragmento pequeno isolado.

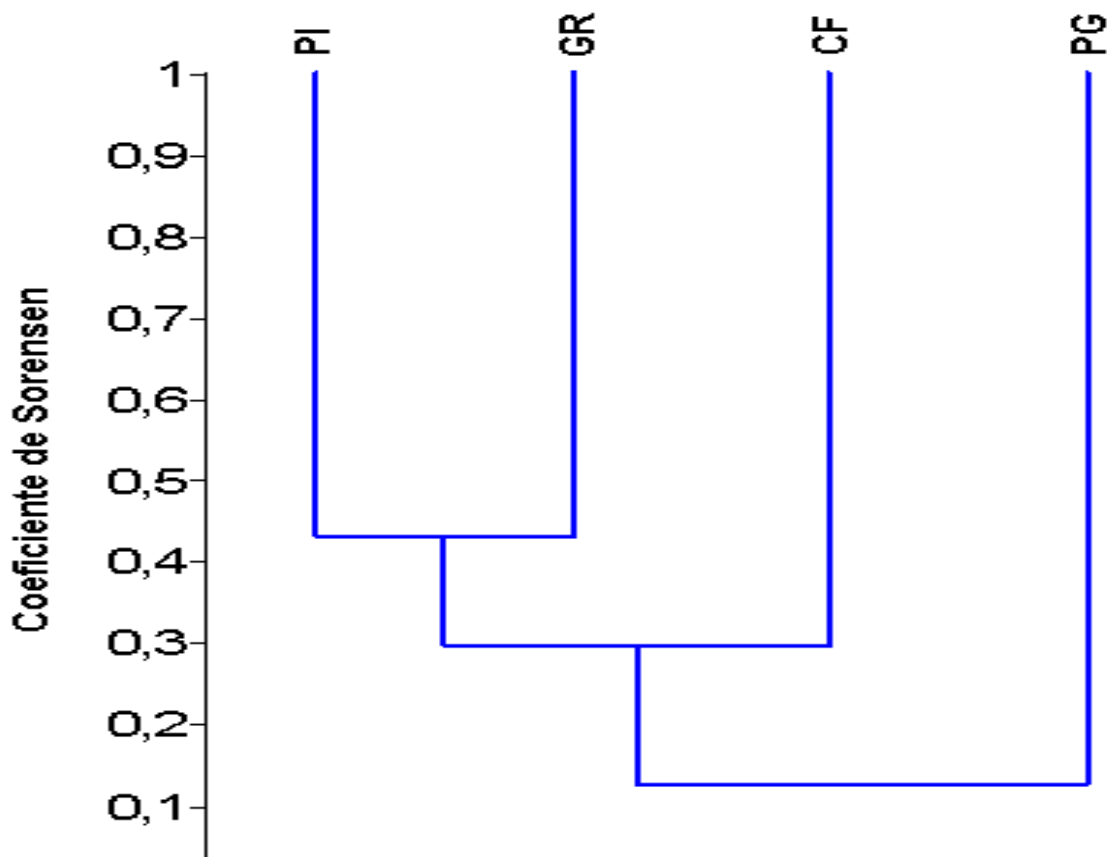


Figura 9 – Dendrograma de similaridade de morfoespécies (Sorensen) entre os diferentes tipos de fragmento de florestas nativas no sul da Bahia. GR = Fragmento grande; PG = Fragmento pequeno perto do grande; CF = Conjunto de pequenos fragmentos; PI = Fragmento pequeno isolado.

4.4.2. Efeito da conversão das florestas em sistemas mais simplificados e do distanciamento das cabruças em relação às florestas

Buscando-se verificar se o tipo de manejo da plantação de cacau (clonada ou tradicional), bem como se a distância de cabruças aos fragmentos florestais mais próximos afetam a diversidade de fungos cujos esporos são transportados pelo ar, avaliou-se as variáveis abundância, riqueza e diversidade dos aerospores fúngicos de modo comparativo entre os cinco ambientes previamente estabelecidos – FL, CP, CL, CML e CC (ver legenda da **Figura 1**). Assim como para tipos de fragmento, os dados das posições das lâminas e dos estratos foram analisados em conjunto por ambiente. Para comparar a abundância entre os ambientes, foi calculado o percentual dos aerospores fúngicos coletados. Houve diferença na abundância dos aerospores entre os ambientes, obedecendo a seguinte ordem decrescente: FL (35,97%), CL (25,10%), CP (19,29%), CC (15,21%) e CML (4,43%). Quanto à riqueza de morfoespécies, FL apresentou um valor marcadamente maior em relação aos outros tratamentos, seguida da CP, CL, CC e CML (**Tabela 6**). As análises de diversidade de Shannon-Wiener para tipos de esporos (H'_T) indicaram as cabruças clonadas como o ambiente mais diverso, porém com respectivo valor do índice de diversidade bem próximo aos valores encontrados para os outros ambientes. Em seguida, aparecem FL e CML com valores iguais, CL e CP obedecendo ordem decrescente de valores de índice de diversidade. Já quando o parâmetro utilizado foi morfoespécies, os índices de diversidade de Shannon-Wiener (H'_{SP}) indicaram FL como o ambiente mais diverso, revelando uma maior discrepância em relação aos resultados obtidos para os outros ambientes, quando comparados aos respectivos H'_T . O ambiente de CP foi o segundo mais diverso com base no H'_{SP} , seguido de CL, CC e CML. Os menores valores em CML para todas as análises, com exceção de tipos de esporos, podem ser atribuídos à menor amostragem nesse tipo de ambiente (ver item 3.3 – **Material e Métodos**). Para avaliação da conversão das florestas em plantações de cacau com manejos diferenciados foram utilizados todos os cinco tratamentos (FL – florestas; CP, CL e CML – cabruças tradicionais; e CC – cabruças clonadas). Os resultados apontaram para um gradiente decrescente (do sistema mais complexo para o mais simplificado) na abundância, riqueza e

diversidade de morfoespécies (**Tabela 6**). Esse gradiente não foi detectado para (H'_T). Observou-se também que em todos os parâmetros, com exceção de diversidade para tipos de esporos, os valores para CC apresentaram-se menores que CL, contudo os valores de diversidade de morfoespécies foram relativamente próximos. Objetivando-se avaliar a influência da distância das cabruças em relação à floresta nativa na abundância e diversidade de aerospores fúngicos, os dados referentes às plantações de cacau clonado foram desconsiderados, uma vez que as réplicas deste tratamento de manejo foram estabelecidas de modo independente da distância aos fragmentos florestais, não sendo estas distâncias, portanto, uniformes entre elas (**Figura 1**). Os resultados apontaram para a presença de gradientes de riqueza e de diversidade de morfoespécies decrescentes com o aumento da distância em relação à floresta nativa, o que não ocorreu para a análise de abundância e de diversidade feita com tipos de esporos (**Tabela 6**).

Tabela 6 – Abundância, riqueza e diversidade comparada de aerospores fúngicos em diferentes ambientes de floresta e cabruças com distâncias variáveis ao fragmento florestal mais próximo, e com diferente sistema de manejo.

Distância/Manejo	Abundância	Nº de morfoespécies	H'_T ¹	H'_{SP} ¹
FL	1658	135	1,26	4,26
CP	889	79	1,24	3,72
CL	1157	74	1,25	3,62
CML*	204	33	1,26	3,07
CC	701	66	1,29	3,61

FL = Florestas nativas; CP = Cabruca perto (> 70 m e < 217 m de distância da floresta); CL = Cabruca longe (> 660 m e < 1.745 m de distância da floresta); CML = Cabruca muito longe (≥ 3000 m de floresta); CC = Cabruca clonada (> 583 m e < 1.062 m de distância de fragmento de floresta). V = Posição vertical; H = Posição horizontal. A amostragem realizada em CML (*) representa metade da realizada nos outros ambientes.

¹ Índices de diversidade de Shannon-Wiener para tipo de esporo (H'_T) e para morfoespécies (H'_{SP}).

A riqueza de morfoespécies também foi comparada entre os ambientes através de curvas de rarefação. Para esta análise, as CML foram desconsideradas devido ao baixo esforço amostral realizado para este ambiente.

Considerando o nível de ~700 esporos, observou-se que os intervalos de confiança para as curvas de CP e CC não se sobrepõem, diferindo significativamente entre si quanto à riqueza de morfoespécies esperada, mas ambas se sobrepõem com CL (**Figura 10**). Os resultados confirmam uma riqueza significativamente maior esperada para FL, seguida pelo valor observado nas CP, CL e CC, os quais estão mais próximos entre si (**Figura 10**).

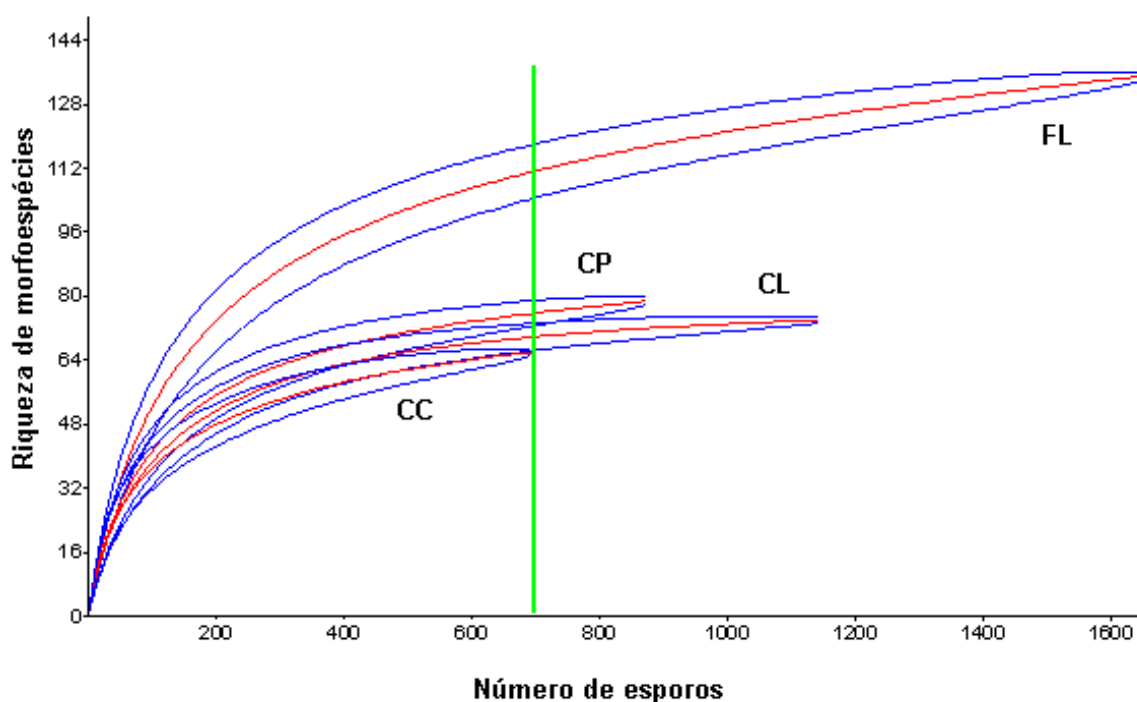


Figura 10 - Curvas de rarefação de morfoespécies amostradas em diferentes ambientes no sul da Bahia, geradas a partir de 1000 aleatorizações. FL = Florestas nativas; CP = Cabruca perto (> 70 m e < 217 m de distância da floresta); CL = Cabruca longe (> 660 m e < 1.745 m de distância da floresta); CC = Cabruca clonada (> 583 m e < 1.062 m de distância de fragmento de floresta). V = Posição vertical; H = Posição horizontal. Linhas vermelhas representam as curvas de rarefação, azuis o intervalo de confiança (95%) de cada curva e a linha vertical (em verde) corresponde ao tamanho da amostra (em número de esporos) utilizado para análise.

De modo semelhante ao que foi realizado para tipos de fragmentos, foi estudado o nível de similaridade qualitativa de morfoespécies entre os ambientes, por meio de análises dois-a-dois com base no coeficiente de Sorensen. De maneira distinta ao anterior, os valores deste índice para os cinco ambientes variaram de 0,22619 (CML vs FL) a 0,57516 (CL vs CP) (**Tabela 7**), revelando algum nível de semelhança qualitativa de morfoespécies entre os ambientes (quando > 0,5; Felfili & Venturoli 2000). Para análise de agrupamento entre os

ambientes, foi gerado um dendrograma de similaridade com base no coeficiente de Sorensen (**Figura 11**). O resultado confirmou a existência de uma maior semelhança de morfoespécies de esporos fúngicos entre alguns ambientes, revelando a formação de dois grupos distintos, sendo um composto por FL, CP e CL e outro por CC e CML.

Tabela 7 – Matriz de similaridade de morfoespécies (Sorensen) entre os diferentes ambientes no sistema agroflorestal cacau-cabruca e em florestas nativas no sul da Bahia.

	FL	CP	CL	CML	CC
FL	1				
CP	0,54206	1			
CL	0,4689	0,57516	1		
CML	0,22619	0,30357	0,33645	1	
CC	0,40796	0,44138	0,47143	0,56566	1

FL = Florestas nativas; CP = Cabruca perto (> 70 m e < 217 m de distância da floresta); CL = Cabruca longe (> 660 m e < 1.745 m de distância da floresta); CML = Cabruca muito longe (= 3000 m de floresta); CC = Cabruca clonada (> 583 m e < 1.062 m de distância de fragmento de floresta).

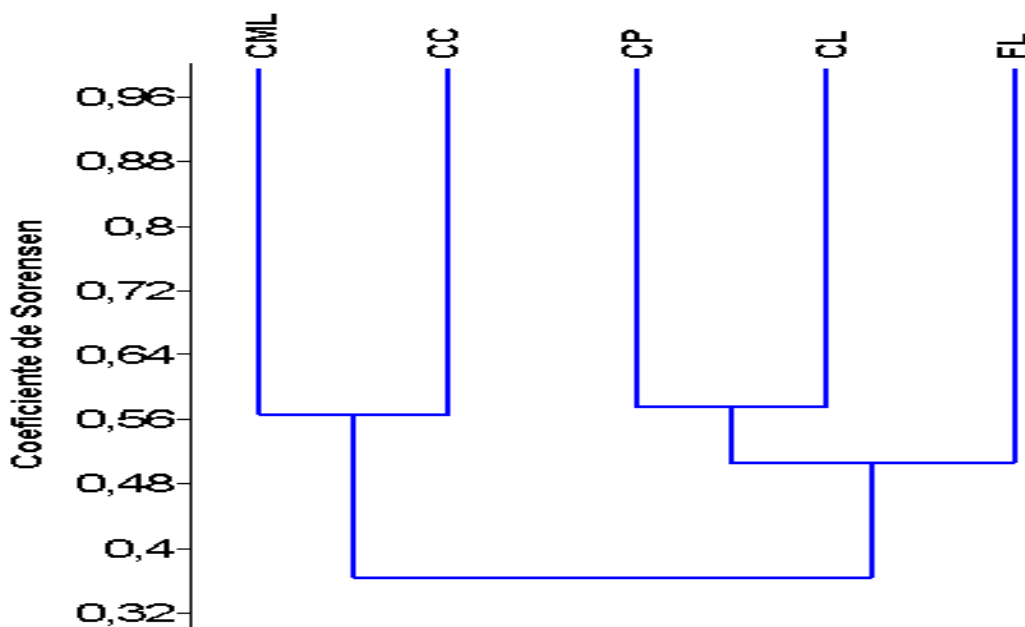


Figura 11 – Dendrograma de similaridade de morfoespécies (Sorensen) entre os diferentes ambientes no sistema agroflorestal cacau-cabruca e em florestas nativas no sul da Bahia, Brasil. FL = Florestas nativas; CP = Cabruca perto (> 70 m e < 217 m de distância da floresta); CL = Cabruca longe (> 660 m e < 1.745 m de distância da floresta); CML = Cabruca muito longe (\geq 3000 m de floresta); CC = Cabruca clonada (> 583 m e < 1.062 m de distância de fragmento de floresta). V = Posição vertical; H = Posição horizontal.

4.5. Efeito da estratificação vertical

Considerando que foi verificado a existência de variações de microclima no perfil vertical das plantações de cacau da região sul da Bahia (Loguercio et al. 2009b), e que os fatores ambientais interferem na dispersão de esporos fúngicos, buscou-se comparar os números totais de aerospores coletados entre os estratos 'sub-bosque' (~ 1,6 m de altura, abaixo da copa do cacauzeiro) e 'dossel' (> 15,0 m, acima da copa do cacauzeiro). Comparou-se diretamente os valores de abundância obtidos, bem como os índices de diversidade de Shannon-Wiener (H') em ambos os estratos, tomando-se os dados de todos os ambientes em conjunto, e calculando-se este coeficiente para tipos de esporos e morfoespécies (**Tabela 8**). Os resultados mostraram que, tanto para tipo como para morfoespécie, o sub-bosque foi o estrato mais diverso, porém com a diferença entre eles podendo ser considerada pequena. Adicionalmente, foi calculado o percentual de abundância e os índices H' para tipo e morfoespécies para cada ambiente nos dois estratos, tomando em conjunto os dados das quatro respectivas réplicas (**Tabela 8**). No sub-bosque, estes resultados revelaram, aproximadamente, o mesmo tipo de relação decrescente de abundância e diversidade com a maior distância à floresta, observado anteriormente (**Tabela 6**). Tanto no sub-bosque como no dossel, houve diferença para ambos os parâmetros entre os ambientes, porém com FL apresentando os maiores valores e CML os menores, com exceção de H'_T em dossel que apresentou menor valor para CP. É possível observar que, para diversidade de tipos de esporos, os ambientes seguiram o mesmo padrão do total de diversidade, sendo todos maiores no estrato sub-bosque, com exceção de CML. Contudo, não houve padrão na distribuição dos valores entre os ambientes, isto é, a relação entre os ambientes quanto ao H'_T não permitiu identificar nenhuma relação com a distância à floresta ou quanto à conversão das florestas em sistemas mais simplificados, apesar dos valores terem sido, nos dois estratos, mais elevados em FL. Por outro lado, os valores de diversidade para morfoespécies apresentaram um padrão mais claro no que se refere exclusivamente à distância em relação à floresta, com os maiores H'_{SP} para FL, e os menores para CML, em ambos os estratos (**Tabela 8**). Também para este tipo de diversidade, os índices em todos os ambientes foram maiores para sub-

bosque do que para o dossel. Interessante observar os valores de H'_{SP} encontrados para as cabruças: a diferença de valores entre os estratos foi maior para todas as cabruças do que para as florestas. Vale ressaltar, contudo, que a amostragem realizada no dossel corresponde à metade daquela realizada no sub-bosque; neste sentido, é interessante observar que, em termos percentuais, as abundâncias relativas entre ambientes manteve uma certa proporcionalidade em ambos os estratos, com exceção de CP (**Tabela 8**).

Tabela 8 – Abundância e diversidade comparadas de aerossoros fúngicos em dois estratos verticais (sub-bosque e dossel) em diferentes ambientes no sul da Bahia.

Ambiente	Estrato vertical					
	Sub-bosque			Dossel ¹		
	Abundância ²	H'_T ³	H'_{SP} ³	Abundância	H'_T	H'_{SP}
FL	1141 (36,13)	1,51	3,89	517 (35,63)	1,34	3,65
CP	781 (24,73)	1,23	3,65	108 (7,44)	1,13	2,65
CL	688 (21,79)	1,24	3,36	469 (32,32)	1,22	3,01
CML	128 (4,05)	1,22	3,03	76 (5,24)	1,31	2,45
CC	420 (13,30)	1,32	3,70	281 (19,37)	1,20	3,00
H'	3158	1,28	4,34	1451	1,25	4,21

FL = Florestas nativas; CP = Cabruca perto (> 70 m e < 217 m de distância da floresta); CL = Cabruca longe (> 660 m e < 1.745 m de distância da floresta); CML = Cabruca muito longe (≥ 3000 m de floresta); CC = Cabruca clonada (> 583 m e < 1.062 m de distância de fragmento de floresta). V = Posição vertical; H = Posição horizontal.

¹ A amostragem realizada em dossel representa metade da realizada em sub-bosque.

² Valores de abundância percentuais (%) entre parêntesis.

³ Índices de diversidade de Shannon-Wiener para tipo de esporo (H'_T) e para morfoespécies (H'_{SP}).

Para comparação das riquezas esperadas entre os estratos, foram geradas as respectivas curvas de rarefação. Considerando o mesmo nível de ~1450 indivíduos, as riquezas esperadas apresentaram-se diferentes, com o sub-bosque apresentando maior riqueza esperada do que o dossel. Apesar das diferenças encontradas serem de pequena magnitude, as mesmas são significativas, com base na não sobreposição de intervalos de confiança (**Figura 12**).

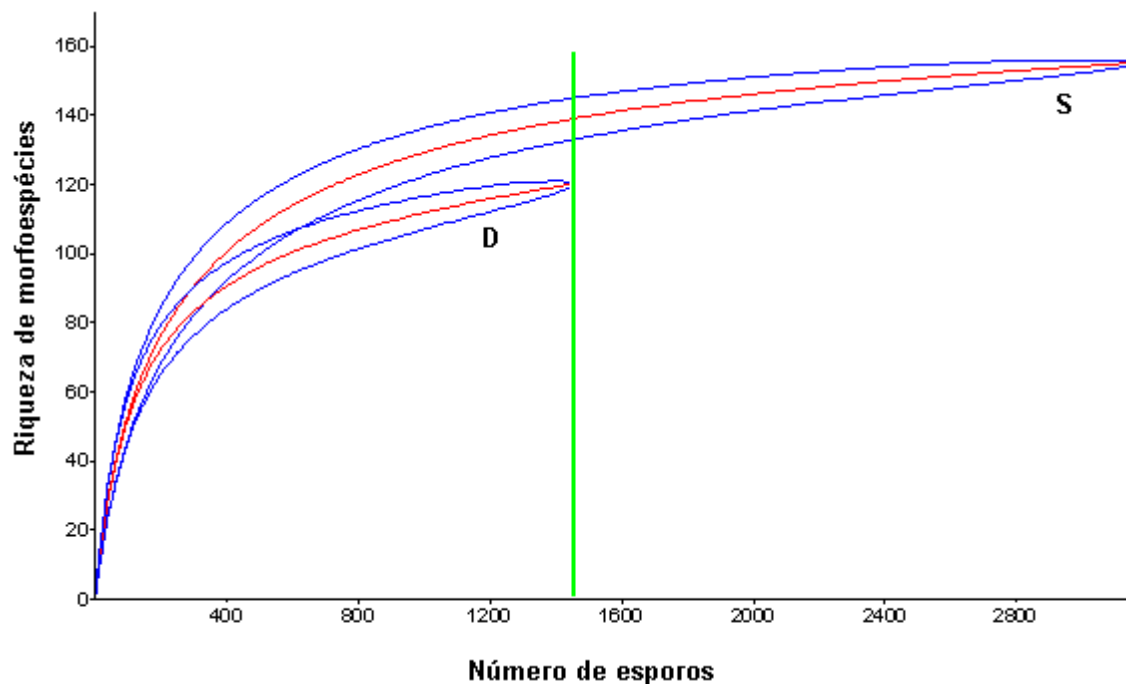


Figura 12 – Curvas de rarefação de morfoespécies amostradas em dois estratos verticais em plantações de cacau e floresta nativa no sul da Bahia, geradas a partir de 1000 aleatorizações. S = Sub-bosque; D = Dossel. Linhas vermelhas representam as curvas de rarefação, azuis o intervalo de confiança (95%) de cada curva e a linha vertical (em verde) corresponde ao tamanho da amostra (em número de esporos) utilizado para análise.

Para avaliar a similaridade entre os estratos, foi calculado o coeficiente de similaridade de Sorensen, resultando em 0,64. Este valor foi o maior encontrado neste trabalho em comparações de ambiente dois-a-dois, o que demonstra que, no tocante ao perfil vertical dos ambientes estudados, existem diferenças, mas estas são de menor magnitude; ou seja, as maiores semelhanças foram sempre intra-ambientes (sub-bosque vs dossel) do que inter-ambientes (**Tabelas 5 e 7**).

4.6. Padrões de distribuição e co-ocorrência de morfoespécies

Uma outra forma de se analisar os níveis de semelhança na composição de aerospóros fúngicos entre os ambientes, os quais foram estudados sob a forma de diversos tipos de contrastes (distâncias de floresta, tipos de fragmento, etc.), é através de testes de modelo nulo de co-ocorrência com o índice 'C-score' (Gotelli 2000).

Quando a probabilidade de *agregação* $p(\text{obs.} \leq \text{esp.})$ é significativa, ou seja, positiva e diferente de 0,0000, isto indica que as espécies co-ocorrem entre os ambientes; ao contrário, quando este valor apresenta-se igual a 0,0000, a co-ocorrência não é detectada. Portanto, quanto mais próximo de 1,0000 é este valor, mais fortemente são os indícios de que as espécies são agregadas. Por outro lado, o $p(\text{obs.} \geq \text{esp.})$ representa a probabilidade de *segregação*, o que corresponde ao complemento ou o reflexo do valor anterior. Quanto mais elevado ou próximo de 1,0000, maior é a probabilidade de segregação, ou seja de não co-ocorrência entre as morfoespécies. Dessa forma, a soma dos dois sempre resulta em '1'. Estes valores são baseados na comparação entre os índices 'C-score' observados e esperados, sendo que o primeiro é o índice da avaliação dos nossos dados e o segundo é a média dos resultados das 5000 randomizações geradas pela análise. Quando se analisa utilizando-se os algoritmos 'equiprovável x equiprovável', temos a premissa que todas as morfoespécies podem ocorrer em todos os tratamentos, enquanto que quando utilizamos os algoritmos 'fixo x equiprovável', temos a premissa de que as morfoespécies são sensíveis aos tratamentos e tendem a ocorrer em ambientes específicos.

Assim, para avaliar o padrão de distribuição e co-ocorrência das morfoespécies amostradas entre os diferentes ambientes, os testes acima descritos foram realizados. Os resultados apresentaram-se semelhantes para as duas combinações de algoritmos: 'equiprovável x equiprovável' e 'fixo x equiprovável'. Para as variáveis distanciamento, conversão das florestas e tipos de fragmento, os resultados apontaram para a não co-ocorrência das morfoespécies, diferenciando do resultado encontrado para as variáveis estratificação e posição das lâminas, que apresentaram co-ocorrência das espécies entre os tratamentos (**Tabela 9**).

Tabela 9 – Análise de modelo nulo de co-ocorrência de morfoespécies fúngicas para diferentes variáveis e combinações de algoritmos.

Variável	C. obs.	Equiprovável x Equiprovável			Fixo x Equiprovável		
		C. esp.	$p(\text{obs.} \leq \text{esp.})$	$p(\text{obs.} \geq \text{esp.})$	C. esp.	$p(\text{obs.} \leq \text{esp.})$	$p(\text{obs.} \geq \text{esp.})$
Distância	0,5251	0,9024	0,0000	1,0000	0,8039	0,0000	1,0000
Manejo	0,7914	1,3597	0,0000	1,0000	1,0816	0,0000	1,0000
Fragmento	0,4168	0,9184	0,0000	1,0000	0,9012	0,0000	1,0000
Estrato	0,1232	0,0873	1,0000	0,0000	0,1395	0,0008	0,9998
Posição	0,0772	0,0568	0,9994	0,0006	0,0819	0,0318	0,9828

(C. obs.) = índice C-score observado; (C. esp.) = índice C-score esperado; $p(\text{obs.} \leq \text{esp.})$ = probabilidade de agregação; $p(\text{obs.} \geq \text{esp.})$ = probabilidade de segregação.

5. DISCUSSÃO

5.1. Avaliação do sistema de coleta utilizado

Neste estudo, foi utilizado um modelo de coletor artesanal do tipo 'passivo', o qual permite a coleta de esporos e outras partículas através do impacto natural das mesmas sobre uma superfície aderente (Hogan 1970). Considerando-se o desconhecimento sobre se há predominância de determinados tipos de trajetos percorridos pelas partículas transportadas pelo ar, ou se esse percurso é aleatório, e ainda, se há tipos característicos de percurso que sejam dependentes do tipo de esporo fúngico e, ou morfoespécie, optou-se por instalar lâminas coletoras em duas posições – verticais e horizontais (**Figura 2**). Os resultados obtidos através do uso deste sistema específico de coleta artesanal para amostragem de aerospores fúngicos mostraram-se bastante consistentes; indicaram uma eficiência suficiente do coletor para sua aplicação em estudos que busquem fornecer informações importantes para avaliação da diversidade de fungos com propágulos aerotransportados na paisagem 'cabruca-Mata Atlântica' sob estudo (**Figura 3**). Dentre os aspectos positivos observados para este método, podemos citar o baixíssimo custo de confecção, instalação e operação; o baixo custo de reposição, em caso de perdas por qualquer motivo; a leveza e facilidade no transporte e manipulação em campo, inclusive em dossel florestal; a praticidade para observação dos aerospores por meio de microscópios ópticos para identificação após a coleta; e a simplicidade operacional para as coletas no campo. Considerando que a área utilizada para o censo dos aerospores foi somente a da lamínula, que cobre apenas um terço da área da lâmina coletora, sugere-se que o número de aerospores coletados tenha sido, pelo menos, três vezes maior (13.827 aerospores). Além disso, se houver necessidade de um montante total de esporos ainda maior, é possível adicionar mais lâminas ao conjunto, o que confere interessante flexibilidade de coleta a este sistema. Em algumas amostragens, a quantidade total de esporos encontrados em uma única lâmina foi excepcionalmente elevada para uma determinada morfoespécie, o que

gerou números destacadamente maiores que os demais (ver **Tabela A1 - APÊNDICE**). Esta realidade, causada pelo aerotransporte de grupos inteiros de esporos mantidos unidos, pode ter influenciado, de alguma forma, os resultados finais de abundância obtidos, eventualmente levando a uma superestimação da real presença de certos aerospores, como pode ser o caso dos esporos do gênero *Cladosporium*. Não é possível especular, neste momento, se isso efetivamente causou desvios significativos em relação ao que teríamos se tais 'grumos' de esporos não ocorressem. Esta é, portanto, uma limitação da técnica de coleta empregada neste trabalho.

Os registros de aerospores fúngicos nas duas posições indicam que os propágulos destes microrganismos podem ser coletados utilizando superfícies aderentes tanto na posição vertical, como na horizontal (**Figura 3**). A associação estatística encontrada entre os tipos de esporos e as posições das lâminas (teste de χ^2 , $p < 0,0001$) sugere fortemente que aerospores de tipos e, ou morfoespécies diferentes possuem formas distintas de dispersão aérea e, ou deposição, sendo, portanto, recomendado a utilização de lâminas nas duas posições para uma cobertura maior de morfoespécies. Porém, se houver interesse em determinados tipos de esporos ou espécies fúngicas, pode ser mais vantajoso o uso preferencial das lâminas numa única posição. Este é um outro aspecto relevante do ponto de vista da flexibilidade operacional que este sistema possibilita.

Os resultados para riqueza de morfoespécies indicaram uma leve diferença entre as duas posições, com maior valor para as lâminas na posição vertical (**Figura 5**). Contudo os resultados dos valores de diversidade foram iguais para tipos de esporos e bem próximos para morfoespécies (ver item 4.1.); além disso, o valor do coeficiente de similaridade de Sorensen para morfoespécies ($> 0,7$) foi relativamente alto (Felfili & Ventourolí 2000), como seria de se esperar pela proximidade das lâminas entre si num mesmo coletor. Em conjunto, estes resultados indicam que as posições das lâminas não interferem de forma acentuada na coleta de diferentes tipos de esporos, apesar da indicada preferência (ver acima) de alguns tipos por uma ou outra posição das lâminas. Em contraste, Hameed et al. (2007) verificaram abundância significativa em coletores na posição horizontal, se comparado com a vertical. Além disso, os mesmos

autores encontraram que todos os táxons amostrados na posição vertical também foram amostrados em posição horizontal, com exceção de um. No presente estudo, as duas posições de lâminas capturaram todas as dez morfoespécies mais abundantes, com exceção de *Pestalotiopsis* sp.1, que foi capturada apenas em lâminas horizontais. Apesar de terem registrado apenas um organismo exclusivo da posição vertical, Hameed et al. (2007) sugerem que a amostragem nesta posição fornece informações valiosas que podem ser perdidas caso sejam utilizadas apenas a amostragem na posição horizontal. Nosso estudo também sugere que sejam utilizadas lâminas nas duas posições, com o objetivo de coletar uma maior variedade de aer esporos fúngicos transportados pelo ar, visto que consideramos que haverá perda significativa de informações caso sejam utilizadas lâminas em apenas uma das posições, independente de qual seja. A coleta de esporos parece não ser influenciada apenas pelas posições das superfícies de coleta, mas também por características ambientais e específicas dos esporos. No geral, a dispersão dos aer esporos fúngicos dá-se por meio de correntes de ar e os mesmos se deslocam em redemoinhos, sendo a massa dos aer esporos, o tamanho do substrato, o vento e a água da chuva os principais fatores que influenciam a deposição (Carlile et al. 2001). Devido ao número bastante reduzido de estruturas coletadas e identificadas como sendo provenientes de outros grupos biológicos, sugere-se que este sistema é apropriado para uso apenas em coleta de aer esporos fúngicos.

5.2. Avaliações com base em 'tipos' de esporos

A elevada variabilidade, quantidade e diversidade de aer esporos fúngicos, associada à dificuldade de se discriminar determinados grupos taxonômicos específicos, cria limitações importantes para o reconhecimento das espécies das comunidades fúngicas estudadas (Mezzari et al. 2003; Nitiu et al. 2010). O limite na discriminação taxonômica se deve à semelhança entre muitas espécies e entre esporos sexuados e assexuados, além da dificuldade na identificação entre diferentes estágios de maturação dos esporos (Mezzari et al. 2003; Nitiu et al. 2010). Buscando minimizar as dificuldades de identificação em estudos de

aerobiologia fúngica, Nitiu et al. (2010) propuseram uma classificação baseada na morfologia dos esporos seguindo a classificação de Saccardo (1886). No presente estudo, foram avaliados tipos de esporos com classificações semelhantes às utilizadas por Nitiu et al. (2010). Os resultados da avaliação de tipos de esporos entre os ambientes e entre os tipos de fragmento florestal, no geral, apresentaram padrões distintos de distribuição de abundância (**Figura 6**). Além disso, foi detectada associação estatística (por χ^2 , $p < 0,0001$) entre os tipos de aerospores e os tratamentos de ambientes, tipos de fragmento e perfil vertical. Em pesquisa realizada na Argentina, Mallo et al. (2010) encontraram padrões sazonais avaliando tipos de esporos. Entretanto, tipos de esporos, em nossas condições, pareceram não servir como uma boa ferramenta para análises de riqueza e diversidade em estudos comparativos entre ambientes, visto que os nossos resultados para tipos não seguiram o mesmo padrão dos encontrados nas análises com a variável morfoespécies (**Tabelas 4, 6 e 8**), que é considerada uma classificação mais refinada e aceita em estudos de diversidade (Arnold et al. 2001; Braga-Neto 2006). Diante disso, sugere-se que mais estudos comparativos entre as duas ferramentas de identificação sejam realizados, buscando compreender melhor os padrões encontrados. Utilizando-se apenas a variável tipos de esporos, e dependendo do foco das análises, os resultados podem ser bastante distintos em comparação com aqueles obtidos a partir de outros níveis taxonômicos, tendo como consequência inferências equivocadas.

5.3. Avaliação taxonômica das morfoespécies

O esforço amostral realizado neste trabalho revelou a presença de uma grande variedade de aerospores na região de estudo, apresentando diferentes aspectos morfológicos (ver **Tabela A2 - APÊNDICE**). Uma significativa parcela dos aerospores fúngicos aqui identificados ao nível de gênero possuem registro de ocorrência em solos, sendo que todas as dez morfoespécies mais abundantes (**Figura 7**), que representam aproximadamente 1/3 de toda a micoflora aérea amostrada, pertencem à gêneros que ocorrem nestes ambientes (Cavalcanti et al. 2006; Prade et al. 2007; Sharma 2011). Isso indica a importância dos fungos de

solo na composição dos esporos presentes na atmosfera das florestas e plantações de cacau da região sul da Bahia. Portanto, descrições de fungos das serrapilheiras de espécies vegetais (Magalhães et al. 2011) são importantes neste contexto. Ainda comparando os gêneros das dez morfoespécies mais abundantes aqui registradas com os mais comuns encontrados em ambientes urbanizados, tanto no Brasil como em outros países (Mezzari et al. 2003; Sabariego et al. 2007; Rao et al. 2009), foi possível detectar uma baixa similaridade taxonômica. Contudo, devido ao efeito da sazonalidade sobre a diversidade fúngica (Abdel-Hafez 1984) e ao estudo ter sido realizado em apenas um curto período, este padrão pode não ser verificado sob outras condições climáticas. Uma continuação natural para este estudo é a sua repetição, nas mesmas condições e pontos amostrais, em outras épocas do ano, buscando verificar as semelhanças e diferenças com os padrões e composição aqui encontrados.

Os poucos registros do gênero *Moniliophthora*, que representou apenas 0,13% do total de fungos em todas as áreas estudadas é surpreendente, visto que esse gênero é o mesmo do fungo causador da doença comumente denominada na região como “vassoura-de-bruxa”. Este fungo, proveniente da região amazônica, afeta grande parte das plantações de cacau da região e se propaga através de propágulos infecciosos que se alojam e germinam nos tecidos meristemáticos das plantas e posteriormente penetram nos tecidos vegetais, finalmente resultando na redução da produção dos frutos (Marelli et al. 2009). Esta doença foi responsável pela crise da lavoura cacaueteira, devido a queda acentuada na produção, associada à queda drástica dos preços do cacau no mercado internacional desde o final da década de 1980 (Pereira et al. 1996; Cassano et al. 2009).

O baixo registro para *M. perniciosa* pode estar associado à sazonalidade e especificidade na produção de esporos a que estão sujeitas diversas espécies fúngicas (Abdel-Hafez 1984). A produção de esporos (basidiocarpos) desta espécie é estimulada pelo ganho e perda de água em períodos alternados nas estações chuvosas (Baker & Holliday 1957; Oliveira & Luz 2005) e sua principal forma de dispersão é através do vento (Evans 1981). Devido a estação chuvosa na região coincidir com o período de amostragem, uma das explicações para este resultado é a possível ausência de alternância entre perda e ganho de água,

fundamental para a produção de esporos por *M. pernicioso*. Alternativamente, é possível também que o material usado para aderência dos aerospores dessa espécie não tenha sido eficiente para a captura. A coleta de esporos em outros períodos do ano, principalmente aqueles em que se espera uma alta densidade de basidiósporos no ar, poderá sanar este questionamento. Além disso, a utilização de outros tipos de adesivos ou substâncias aderentes nos coletores artesanais pode fornecer informações mais completas sobre a diversidade de fungos cujos esporos são aerotransportados.

5.4. Abundância, riqueza, diversidade e similaridade comparada de aerospores fúngicos entre ambientes

5.4.1. Efeito dos diferentes tipos de fragmento florestal

Apesar das limitações de inferência que esta análise possui, devido a não replicação dos tipos de fragmento, considera-se que os resultados indicaram uma importante tendência. Os resultados referentes às análises de morfoespécies revelaram uma diferença relevante para todas as variáveis estudadas, sendo os maiores valores sistematicamente encontrados para fragmento florestal grande (GR). Os demais fragmentos variaram em ordem de valores para os três parâmetros (**Tabela 4**). É interessante observar que, independentemente das condições dos fragmentos pequenos (se isolados, perto do grande, ou em conjunto com outros pequenos), todos eles apresentaram abundância relativa muito próxima, variando apenas em aproximadamente oito pontos percentuais (11,94 a 19,96%). Considerando-se que a elevada abundância encontrada no fragmento grande foi de 2,47 a 4,13 vezes mais esporos que os demais tratamentos, isto sugere que é o tamanho do fragmento florestal, e não sua composição e entorno, o principal determinante da maior ou menor diversidade de fungos aerotransportados (ver a seguir).

De um modo geral, diversos fatores podem ter influência sobre as comunidades biológicas a partir do processo de fragmentação, tais como efeitos

de borda (Murcia 1995; Zuidema et al. 1996), tamanho de fragmento (Shaffer 1981; Zuidema et al. 1996), proximidade e conectividade com outros fragmentos (Taylor et al. 1993; Ewers & Didham 2005) e matriz circundante (Ewers & Didham 2005), sendo que alguns destes podem ser mais ou menos determinantes sobre os resultados encontrados. Segundo Nascimento e Laurance (2006), os fatores mais importantes que levam a perda de biodiversidade são os efeitos de borda e a redução de área. Os maiores valores para GR podem estar relacionados ao menor efeito de borda devido ao seu tamanho. O efeito de borda está intimamente relacionado com o tamanho e forma dos fragmentos, uma vez que quanto menor um fragmento maior é a razão borda/área (Zuidema et al. 1996). Isto explicaria também o valor de abundância bastante próximo entre os três ambientes com menores fragmentos (PI, PG, CF), que apresentam tamanhos similares. Além disso, a forma destes fragmentos favorece fortemente a um maior efeito de borda, uma vez que, quanto mais arredondado é um fragmento, menor é a quantidade de borda. O tamanho reduzido de um fragmento pode causar perda da biodiversidade devido à redução de habitat que afeta principalmente as espécies com baixa densidade populacional através dos eventos estocásticos que podem ocorrer naturalmente (Shaffer 1981). Os efeitos de borda causam significativas alterações na composição de espécies, interações ecológicas e no microclima das florestas (Camargo & Kapos 1995; Murcia 1995; Davies-Colley et al. 2000), resultando provavelmente em um efeito direto sobre as comunidades fúngicas (Lado et al. 2003). Contudo, devido à complexa estrutura das cabruças em comparação com outros tipos de matrizes, o efeito de borda pode ser mais tênue. Em termos de efeito de borda, era esperado que o fragmento PI apresentasse menores valores em relação aos demais, uma vez que sua matriz circundante favorece ao aumento deste efeito devido à elevada dissimilaridade com o remanescente, criando um novo ambiente, no caso, a borda. De acordo com Faaborg et al. (1992), a borda é definida como a junção entre dois tipos de habitats ou estágios sucessionais dissimilares. Os valores mais altos de diversidade registrados para PI podem estar relacionados à heterogeneidade da matriz circundante (Ewers & Didham 2005), com a presença de cabruças, áreas de campo aberto e proximidade à ambiente úmido, visto que, a heterogeneidade

ambiental é um fator importante que influencia fortemente as comunidades fúngicas (Lodge et al. 1995).

A análise das curvas de rarefação para os tipos de fragmentos (**Figura 8**), com base na não sobreposição dos intervalos de confiança, demonstrou que houve diferenças significativas entre os quatro ambientes de floresta estudados, para um número de esporos de ~200. Surpreendentemente, o fragmento mais próximo do grande (PG) apresentou baixo valor de riqueza e diversidade de morfoespécies em relação aos demais pequenos, sugerindo um efeito praticamente nulo da proximidade com o fragmento grande para estes dois parâmetros. Por outro lado, este tipo de fragmento apresentou uma maior abundância em comparação com os outros, indicando que o fragmento grande pode estar influenciando nesse parâmetro para aerospóros fúngicos presente neste ambiente. A matriz de cabruças entre os dois fragmentos pode não estar sendo muito eficiente na conectividade; ou os efeitos do tamanho, associado ao efeito de borda, e da distância entre o PG e o GR (~400m) podem estar limitando a manutenção da diversidade neste fragmento. As matrizes desempenham um importante papel na regulação da dispersão, portanto sendo considerada uma forte determinante dos efeitos da fragmentação ambiental (Ewers & Didham 2005). Taylor et al. (1993) propuseram que a similaridade entre os remanescentes e a matriz aumenta a conectividade entre os ambientes. A partir dos resultados deste trabalho, sugere-se que o *tamanho do fragmento* seja o fator mais determinante para a abundância, riqueza e diversidade de aerospóros fúngicos encontradas nos remanescentes florestais da paisagem estudada. Estes resultados estão de acordo com uma série de estudos que abordam os efeitos da fragmentação sobre outros grupos biológicos (Zuidema et al. 1996). Por exemplo, Silva e Pôrto (2009), avaliando diferentes métricas numa análise de fragmentação encontraram que o tamanho do fragmento é um importante fator de influência sobre as comunidades de briófitas.

Apesar dos dados e aspectos relacionados à fragmentação terem sido apresentados e discutidos neste estudo, estes foram considerados apenas como possíveis tendências, não sendo permitidas conclusões definitivas sobre esses efeitos na comunidade de fungos aerotransportados. Isto se deve à ausência de réplicas e outras métricas imprescindíveis em estudos de fragmentação, tais

como área, isolamento, conectividade e forma dos fragmentos; diversidade espacial; composição da paisagem; entre outros (Metzger 1999). Neste estudo, não foi mensurada qualquer dessas variáveis de forma sistemática, tendo sido realizada apenas uma caracterização visual, através do mapa da área de estudo (**Figura 1**), considerando-se possíveis diferenças de condições de entorno que poderiam estar influenciando as comunidades de esporos fúngicos. Além das variáveis de paisagem, muitas outras devem ser levadas em consideração, como temperatura, umidade, riqueza e diversidade de plantas, tipo de solo, pH de solo, entre outras (Stepalska & Wolek 2005). As análises para tipos de esporos revelaram resultados bastante diferentes dos encontrados para morfoespécies, porém esses resultados não foram discutidos no contexto dos tipos de fragmento nesta seção.

5.4.2. Efeito da conversão das florestas em sistemas mais simplificados e do distanciamento das cabruças em relação às florestas

Os resultados encontrados em nosso estudo revelaram um gradiente de abundância, riqueza e diversidade de morfoespécies de esporos fúngicos entre os ambientes estudados (**Tabela 6**), sendo que estes três parâmetros foram inversamente proporcionais à conversão dos ambientes naturais e intensificação do manejo das plantações de cacau. Além disso, as análises de similaridade indicaram uma proximidade maior na composição das morfoespécies entre florestas e cabruças tradicionais do que entre estas e plantações de cacau clonadas (**Figura 11**). Em relação à riqueza de espécies avaliada por curvas de rarefação, foi possível identificar uma maior proximidade de valores para esta variável entre os tipos de cabruças do que entre estas e as florestas, apesar de que CP foi significativamente diferente de CC, mas estas não diferiram de CL (**Figura 10**). Diversos fatores podem ter contribuído para a obtenção destes resultados: estrutura da vegetação (cobertura de dossel e estratificação vertical) (Aylor 1990); alterações microclimáticas (luminosidade e umidade) (Isard et al. 2006); heterogeneidade espacial e ambiental (Lodge et al. 1995); riqueza e diversidade de plantas (Lodge et al. 1995); disponibilidade de matéria orgânica (Vaidya et al. 2007); e disponibilidade de substrato (Duncan & Thompson 2004).

Os ambientes estudados apresentam grandes diferenças estruturais. Uma delas está relacionada à descontinuidade do dossel, que ocorre nas cabruças, mas não nas florestas. Esta descontinuidade no perfil vertical pode afetar diretamente as comunidades fúngicas devido a um possível aumento da erosão através do impacto direto da água da chuva sobre o solo, alterando a sua estrutura e composição (Ritz & Young 2004), bem como à maior entrada de luz e radiação solar, além da redução da umidade nos ambientes, resultando em alterações microclimáticas (Li & Kendrick 1994; Isard et al. 2006; Loguercio et al. 2009b). Os fungos são sensíveis às variações microclimáticas nas liteiras (serrapilheiras) desses ambientes, as quais estão relacionadas à heterogeneidade espacial da estrutura da vegetação; a incidência luminosa influencia de forma heterogênea no potencial hídrico das camadas de liteiras, criando um mosaico de ambientes com diferentes níveis de umidade (Braga-Neto 2006). A heterogeneidade ambiental apresenta fortes influências sobre as comunidades fúngicas (Lodge et al. 1995), sendo as alterações ambientais provocadas por ações antrópicas um dos fatores responsáveis por mudanças significativas na diversidade de fungos (Lodge 1997). Arnold e Herre (2003), em estudo avaliando a colonização de fungos endofíticos, sugeriram uma maior abundância de aerósporos fúngicos em locais com elevada cobertura de dossel se comparado com áreas de clareiras. Segundo Aylor (1990), a descontinuidade das copas das árvores, como nas plantações de cacau, favorece o escape dos esporos para a região acima do dossel, o que ocorre devido à redução de folhas e galhos, que representam obstáculos durante a dispersão. A lacuna na estratificação vertical das cabruças, que ocorre no estrato arbustivo-arbóreo, tende a proporcionar o aumento da velocidade do vento (ver Loguercio et al. 2009b) e, conseqüentemente, da dispersão dos esporos, evitando também a sua retenção nas folhagens devido à baixa densidade foliar neste estrato, o que não ocorre nas florestas (Aylor 1990). Intui-se, portanto, que a maior complementaridade estrutural nas florestas, a qual é deficiente nas cabruças tradicionais e clonadas, pode estar favorecendo à manutenção dos aerósporos fúngicos nesses ambientes mais complexos.

Florestas e plantações de cacau tradicionais e clonadas divergem quanto à riqueza e diversidade das espécies arbóreas, que são utilizadas para

sombreamento da cultura. Essas diferenças podem afetar *diretamente* as comunidades fúngicas, pois a riqueza e a diversidade de fungos apresentam-se, em muitos casos, associadas à riqueza e diversidade de plantas (Lodge et al. 1995; Van Der Heijden et al. 1998). Segundo Kernaghan e Patriquin (2011), os fungos não estão distribuídos aleatoriamente nos ambientes. Um dos motivos é a especificidade dos fungos por seus hospedeiros (Lodge et al. 1995). Porém, da mesma forma que alguns estudos indicam a ocorrência dessa característica (Arnold et al. 2000; Bruns et al. 2002), outros indicam o contrário (Lodge et al. 1995). Segundo Laessle e Lodge (1994), esta especificidade é variável e pode não ocorrer de forma tão restrita, havendo, por exemplo, especificidade entre gêneros de fungos e gêneros ou famílias de hospedeiros (ex. Magalhães et al. 2011).

As diferenças de riqueza e diversidade de plantas entre os ambientes estudados podem afetar as comunidades fúngicas também *indiretamente*. Estes efeitos estão relacionados à variação na qualidade e quantidade de nutrientes e biomassa disponíveis aos fungos nos ambientes (Christensen 1989), ao passo que estas são influenciadas pelas características específicas das plantas (Palm 1995). Segundo Vaidya et al. (2007), devido ao processo de decomposição, a quantidade de matéria orgânica presente nos solos é diretamente proporcional a produção de biomassa de fungos, bem como o número de seus esporos. Além da matéria orgânica encontrada nos solos, os fungos utilizam outros tipos de substrato para seu desenvolvimento, como folhas e troncos mortos, doentes ou saudáveis (Arnold 2001; Duncan & Thompson 2004). Obviamente que as florestas, ao apresentarem maior quantidade e diversidade desses tipos de substrato, tendem a favorecer a retenção de fungos e, pois, de seus esporos nesses ambientes (Arnold 2001; Duncan & Thompson 2004), o que foi confirmado neste trabalho. Pode-se dizer que o gradiente de redução de riqueza e diversidade de aerospores fúngicos encontrado seguiu aproximadamente o mesmo gradiente desses parâmetros entre os ambientes (**Tabela 6**): as florestas apresentaram os maiores valores, seguida das cabruças tradicionais e das clonadas. Portanto, a conversão das florestas em sistemas menos complexos parece influenciar na redução da riqueza e diversidade de aerospores fúngicos. Isto pode ser melhor entendido quando se percebe de forma sistemática menores

valores de abundância, riqueza e diversidade de morfoespécies para as cabruças clonadas (CC) em comparação com as cabruças tradicionais longe (CL), apesar de que os pontos amostrais das primeiras (> 583 m e < 1.062 m de distância para o fragmento de floresta mais próximo) apresentam-se praticamente sobrepostos dentro da faixa de distância dos pontos amostrais das CL (> 660 m e < 1.745 m de distância da floresta – **Tabela 1**). Essa informação sugere, portanto, que diferenças encontradas entre CC e CL neste estudo são provavelmente devidas aos tipos de manejo desses sistemas agroflorestais.

As alterações ambientais provocadas por sistemas agroflorestais tendem a reduzir significativamente a riqueza e diversidade de alguns grupos biológicos como aves (Greenberg et al. 1997) e formigas (Philpott & Foster 2005). Contudo, outros estudos revelam justamente o oposto para outros grupos, como morcegos e aves (Faria et al. 2006), tendo os sistemas agroflorestais grande capacidade na retenção da riqueza e diversidade biológica. Os resultados encontrados em nosso estudo indicam que a forma de manejo intensivo nessas plantações, como a substituição de espécies da flora nativa por espécies exóticas e redução do dossel através do maior raleamento das árvores que produzem sombra ao plantio, não favorecem à manutenção da diversidade fúngica, ao menos no tocante às espécies cujos esporos são aerotransportados.

Quanto ao distanciamento das cabruças em relação aos fragmentos florestais, os resultados deste estudo indicaram influência deste parâmetro na riqueza e diversidade de aerospores fúngicos, com a distância das cabruças em relação às florestas sendo inversa e aproximadamente proporcional à riqueza e diversidade de esporos (**Tabela 6**). Entretanto, quanto à abundância dos esporos, não foi observado um claro gradiente de redução em relação ao distanciamento das florestas. De uma forma geral, as florestas podem estar mantendo a diversidade e riqueza das cabruças mais próximas, entretanto parecem não estar interferindo na abundância. Segundo MacArthur e Wilson (1967), a proximidade de um ambiente em relação a sua fonte sustenta maior riqueza e diversidade do que em ambientes semelhantes, porém mais distantes. Os locais de produção de esporos, também denominados fontes, apresentam maiores concentrações de aerospores, que são reduzidas drasticamente com o distanciamento dessas fontes (Aylor 1987; Aylor 1990; Blenis et al. 1993; Fitt et al. 2008; Park & Ka

2010). A rápida diminuição da deposição dos esporos perto de uma fonte é determinada pela filtração que ocorre através dos elementos da vegetação, dificultando a fuga dos esporos para acima do dossel (Aylor 1990) e causando a retenção de muitos propágulos nas folhagens das copas das plantas (Aylor 1999). Após o escape acima do dossel, as nuvens de esporos tendem a ser diluídas no ar devido à turbulência atmosférica, que aumenta à medida que se distancia da fonte (Okubo 1980). Segundo Viljanen-Rollinson et al. (2007), aerosporos fúngicos podem ser dispersos por distâncias de milímetros a centenas de quilômetros da sua fonte. Casa et al. (2004) registraram uma distância de dispersão horizontal de até 120 m e vertical de até dois metros de altura a partir da fonte, sendo que a maior frequência e o número de esporos ocorreu até 2 m e 0,25 m, na dispersão horizontal e vertical, respectivamente. Em geral, a dispersão dos esporos é favorecida pela direção e velocidade dos ventos (Xu & Ridout 2001). Todos esses fatores atuando de forma conjunta podem causar uma drástica redução na abundância dos propágulos de esporos fúngicos, tendo como consequência a limitação na dispersão para outras áreas. Contudo, não se observou tanta discrepância de abundância nos tratamentos CP e CL (com este último, inclusive, apresentando maior valor – **Tabela 6**) e nem destes com FL. Isto sugere que as cabruças também podem possuir significativas fontes de aerosporos fúngicos internamente, porém advindos de um número menor de espécies fúngicas presentes.

As florestas aparecem como fonte de propágulos fúngicos devido à sua elevada abundância, riqueza e diversidade de morfoespécies, ao passo que estas estão associadas às características dos ambientes florestais, como elevada complementaridade estrutural, heterogeneidade, riqueza e diversidade de plantas. Segundo Hameed e Awad (2005), a vegetação é considerada uma fonte de esporos transportados pelo ar e isto ocorre devido à adição de diversos tipos de fungos que ficam em circulação na atmosfera. Os mesmos autores sugerem que esta fonte é independente de condições climáticas, fatores topográficos, fase de crescimento das plantas e tipo da vegetação. Os resultados de riqueza e diversidade, associados aos de similaridade entre as áreas, reforçam a potencialidade do efeito do distanciamento em relação às florestas. Segundo Soininen et al. (2007), áreas mais próximas apresentam maior similaridade de

espécies que áreas mais distantes. Neste estudo, e confirmando o recém exposto, a similaridade entre as áreas seguiu o mesmo padrão de gradiente de distância encontrado para riqueza e diversidade nas cabruças (**Figura 10**).

Estudos realizados com comunidades de aves, morcegos, sapos, lagartos e samambaias, apontaram para uma elevada riqueza de espécies para a maioria desses grupos em plantações de cacau no sul da Bahia; entretanto, em paisagens com maiores extensões de floresta houve significativa maior riqueza, independente do grupo avaliado (Faria et al. 2006, 2007), sugerindo a forte influência dos fragmentos florestais sobre as comunidades biológicas presentes nas plantações de cacau próximas. Perfecto e Vandermeer (2002), estudando os efeitos do distanciamento de fragmentos sobre as comunidades de formigas, verificaram que estes interferem na sua riqueza, independente do tipo de matriz. Apesar do presente estudo não comparar a influência da cobertura florestal entre paisagens, pode-se dizer que os dados obtidos utilizando-se fungos transportados pelo ar em plantações de cacau reforçaram a idéia do efeito do distanciamento das florestas sobre as comunidades biológicas.

Uma avaliação dos resultados de similaridade de Sorensen entre os ambientes revelou importante diferença de escala quanto aos mesmos resultados obtidos para a análise de tipos de fragmento. Para a análise envolvendo os tipos de fragmentos, os índices de similaridade de Sorensen apresentaram-se menores que na análise entre ambientes. Isso sugere que, em relação à similaridade de morfoespécies, existe uma diferença perceptível entre os tipos de fragmentos na mesma região de estudo. Este resultado pode ser parcialmente explicado pela diferença nos dados que foram inseridos nas análises: para comparação entre ambientes, incluiu-se as 4 réplicas do estudo, ao passo que para a análise entre tipos de fragmentos, comparou-se as réplicas entre si, visto que cada uma possuía um tipo de fragmento florestal (**Figura 1**). Neste caso, percebe-se o efeito da maior descontinuidade espacial entre as áreas amostradas (réplicas), que passa a ser desconsiderado na análise os ambientes que incluem a composição somada de todas as réplicas. Portanto, sugere-se que as comunidades fúngicas podem variar muito, mesmo a distâncias não tão grandes entre os tratamentos e ambientes sendo comparados, desde que haja suficiente descontinuidade de fragmentos da matriz entre esses tratamentos (**Figura 1**). Estes resultados podem

ser úteis para o delineamento mais detalhado de experimentos posteriores que busquem aprofundar o entendimento sobre como estão distribuídas as morfoespécies fúngicas cujos esporos são dispersos pelo ar.

5.5. Efeito da estratificação vertical

Os resultados da avaliação do efeito da estratificação vertical sobre os aerossoros fúngicos revelaram o sub-bosque como sendo mais abundante, rico e diverso que o dossel, apesar de que essas diferenças podem ser consideradas de muito menor magnitude (**Tabela 8** e **Figura 14**) que em diversos outros estudos (ver a seguir). Importante ressaltar que, apesar dos percentuais de abundância apresentados não terem sido tão discrepantes entre os estratos (com exceção de CP), em termos relativos, a quantidade absoluta de esporos coletados no sub-bosque foi, aproximadamente, 2 a 7 vezes maior do que no dossel, dependendo do ambiente. Entretanto, o valor do índice de similaridade apresentou-se elevado (Felfili & Venturoli 2000), o que sugere que os fatores que causam dispersão aérea de esporos tem menor efeito ao longo do perfil vertical, permitindo manter uma composição mais semelhante entre diferentes alturas. Isto pode ser explicado com relativa facilidade se considerarmos que o efeito dispersante do vento, quando ocorre, tende a ser maior horizontalmente. De fato, Casa et al. (2004) registraram uma diferença bastante relevante entre a distância de dispersão horizontal e vertical, sendo a horizontal atingindo 120m e a vertical apenas 2 m de altura, a partir da fonte de inóculo. Considerando que no presente trabalho uma grande proporção dos fungos encontrados são de gêneros que ocorrem em solo (Cavalcanti et al. 2006; Prade et al. 2007; Sharma 2011) e que os esporos tendem a se concentrar em locais próximos às fontes (Aylor 1987; Aylor 1990; Blenis et al. 1993; Fitt et al. 2008; Park & Ka 2010), esta seria uma explicação plausível para a maior riqueza e diversidade de aerossoros fúngicos registradas para o sub-bosque em comparação com as registradas para o dossel. No presente estudo, os níveis de abundância e diversidade comparada nos diferentes estratos mostraram-se intrigantes, devido à pouca discrepância entre eles. Gilbert e Reynolds (2005) sugerem que em florestas tropicais a dispersão de

aerosporos fúngicos é limitada em relação à estratificação vertical (Gilbert & Reynolds 2005), o que foi confirmado pelas menores abundâncias no dossel. Porém, estes autores encontraram uma abundância 52 vezes maior em sub-bosque, se comparado com dossel a menos de 30 m do solo em florestas tropicais. Importante ressaltar que o trabalho de Gilbert e Reynolds (2005) realizado em florestas mostrou resultados semelhantes ao estudo de Casa et al. (2004), acima citado, o qual foi realizado em área de cultivo agrícola com campo aberto. Isso indica que esta limitação na dispersão não ocorre apenas em florestas tropicais, mas também em vegetações rasteiras. Outro fator que pode estar favorecendo à menor riqueza e diversidade no dossel é a força gravitacional, que influencia dificultando a chegada dos aerosporos nos estratos superiores (Deering et al. 2001). Park e Ka (2010), avaliando a dispersão de esporos em quatro direções de uma espécie de fungo, detectou uma abundância 1,5 vezes maior de esporos dispersos na direção descendente, se comparada com os dispersos na direção ascendente.

Diversos mecanismos atuam no processo de dispersão de aerosporos fúngicos; na deficiência de algum destes mecanismos, o processo pode ser limitado ou até totalmente comprometido. Estes mecanismos compreendem a produção, liberação, transporte e, finalmente, depósito num ambiente favorável ao seu desenvolvimento (Lacey 1996). Gilbert e Reynolds (2005) sugerem que são necessários estudos que avaliem o limite da escala de dispersão das diferentes espécies fúngicas, para melhores inferências sobre os mecanismos de dispersão. Estudos que avaliam estratificação vertical de fungos já estabelecidos nos hospedeiros, como o realizado por Hyde et al. (2002), encontraram maior diversidade de fungos sapróbios na base dos colmos de bambu, do que nos estratos superiores. A nitidamente menor diferença nos valores de diversidade de aerosporos fúngicos entre os estratos em florestas em relação às cabruças (**Tabela 8**), se deve, provavelmente, à manutenção da complexidade estrutural do perfil vertical, quando comparado com o raleamento das espécies arbóreas e consequente redução da densidade do dossel nas plantações de cacau.

5.6. Padrões de distribuição e co-ocorrência de morfoespécies

Os padrões de distribuição das espécies podem estar relacionados ao tamanho do organismo ou a sua capacidade de dispersão (Rahbek 2005). Devido à grande capacidade de dispersão de esporos, variando de milímetros a centenas de quilômetros (Aylor 2003; Viljanen-Rollinson et al. 2007), era esperado que os resultados deste estudo indicassem co-ocorrência entre as morfoespécies para todas as variáveis testadas. Os resultados indicam que as morfoespécies de aerosporos fúngicos, para essa região, não co-ocorrem entre tratamentos de ambientes em grandes escalas (distanciamento de cabruca em relação às florestas, tipos de manejo, e tipos de fragmento), mas co-ocorrem em pequenas escalas (posições das lâminas nos coletores e estratificação vertical) (**Tabela 9**) (Brown & Hovmoller 2002; Mundt et al. 2010).

O que pode estar influenciando este resultado é a variação ambiental existente entre os tratamentos, uma vez que os ambientes apresentaram diferenças entre as riquezas de morfoespécies. O resultado encontrado para o presente caso está, em parte, de acordo com o encontrado por Takahashi e Kagaya (2005), que através de análise de modelo nulo revelou um agrupamento entre as espécies de fungos em substratos de madeira apodrecida. Braga-Neto et al. (2008) sugerem que o padrão de distribuição de fungos não ocorre aleatoriamente na paisagem e que estudos de diversidade fúngica são viáveis em mesoescala, contanto que sejam consideradas as variações temporais e espaciais. Contudo, diferentemente da presente pesquisa, estes autores utilizaram corpos de frutificação como ferramenta para estas análises, e não esporos transportados pelo ar.

Por outro lado, segundo Nathan et al. (2003), os processos de dispersão de aerosporos em longas distâncias podem ser considerados estocásticos. É provável que se um mesmo estudo for realizado em momentos distintos os resultados encontrados sejam divergentes (Nathan et al. 2003). Por esta razão, será importante a repetição deste estudo em diferentes épocas do ano, não somente para confirmar as tendências estruturais aqui encontradas, do ponto de vista de parâmetros de diversidade entre ambientes no plano horizontal quanto no perfil vertical, mas também para verificar padrões de repetição ou não de

morfoespécies e, ou novas morfoespécies entre os ambientes. Segundo Brown e Hovmoller (2002), o forte padrão estocástico natural da dispersão em longas distâncias provoca efeitos em escala global. A distribuição dos fungos na natureza pode ser influenciada por escalas bem pequenas (por exemplo: interações em pontas de raízes), não tendo o mesmo efeito sobre as escalas maiores, como escalas florestais e acima desta (Thomas & Bruns 2005). A estruturação das comunidades pode ser afetada pelas interações de competição entre as espécies, havendo uma concorrência onde somente algumas espécies se estabelecem em determinados ambientes (Thomas & Bruns 2005). Nathan et al. (2003) sugerem que os fatores que geram incertezas para as inferências sobre os processos de dispersão não intimidem os pesquisadores, pois os esforços para um melhor conhecimento destes processos podem reduzir essas incertezas e conduzir a um método aperfeiçoado que proporcione informações relevantes sobre a estruturação das comunidades fúngicas.

O presente estudo contribuiu com informações em diferentes escalas espaciais e com o efeito das alterações ambientais sobre a distribuição dos fungos. Diante disso, sugerimos que os fungos, para esta região, se distribuem de forma que as morfoespécies co-ocorrem em escalas menores, até variação espacial entre sub-bosque e dossel. A partir de análises mais complexas e em maiores escalas, o padrão indica que as espécies co-ocorrem em muito menor proporção entre os ambientes.

5.7. Implicações para a conservação da biodiversidade

A importância dos fungos como recursos genéticos para a humanidade é amplamente reconhecida. Portanto, ações voltadas para o conhecimento e manutenção da diversidade biológica deste grupo biológico podem ser consideradas estratégicas, em termos de desenvolvimento sócio-econômico com sustentabilidade ambiental. Os resultados deste estudo mostraram uma redução significativa de diversidade de aerósporos fúngicos em relação ao distanciamento de florestas, à conversão dos ambientes naturais em sistemas menos complexos e à fragmentação das florestas, apesar das cabruças, ainda assim, terem

apresentado uma razoavelmente elevada diversidade. Diante disso, apresentamos algumas considerações sobre questões de manejo que possibilitem mitigar os efeitos deletérios dessas alterações sobre estes sistemas.

Em relação à conversão dos ambientes em sistemas menos complexos, um fomento à retomada do modelo de produção cacaujeira no sistema de cabruças tradicional é bastante favorável, visto que as espécies nativas podem desempenhar um papel suficientemente adequado no sombreamento das cabruças, sem necessidade de espécies exóticas serem introduzidas para esse fim (sistema menos complexo); além disso, permitem uma maior diversidade de diversos grupos biológicos importantes que executam serviços ambientais relevantes. Este manejo objetiva recompor uma maior riqueza e abundância destas espécies, que devem refletir no aumento da riqueza e diversidade fúngica devido à íntima associação entre plantas e fungos (Lodge et al. 1995). A adição dessas plantas pode ocorrer simplesmente através da redução na intensificação do manejo nessas áreas, deixando espécies nativas se desenvolverem naturalmente nas áreas das cabruças. Segundo Sambuichi (2006), estes ambientes servem como importante banco de espécies arbóreas nativas da região. Além disso, a presença de agentes dispersores de sementes nas cabruças, como aves e morcegos (Faria et al. 2006; Laps 2006) também pode contribuir para a regeneração natural. Entretanto, a adição de novas espécies de plantas tende a resultar em redução da produção de cacau, visto que haverá perda de área para o cultivo. Porém, há alternativas de manejo agrônomico que alterem o adensamento dos pés de cacau, para compensar essa suposta perda de área de cultivo, sem perda de produtividade.

Uma alternativa diz respeito à silvicultura, que pode ser aplicada à essas plantações, sendo possível o plantio, ou mesmo o uso das espécies naturalmente regeneradas, para extração de recursos naturais, como por exemplo, sementes para venda e produção de mudas para reflorestamento. Outra alternativa, que pode ser associada à primeira, é o incentivo à certificação e pagamento por serviços ambientais, sendo que os valores pagos devem compensar possíveis perdas de produtividade (Perfecto et al. 2005), quando o manejo agrônomico não for, por si só, capaz de compensar essas perdas. O manejo da paisagem deve incluir espécies arbóreas e arbustivas, a fim de preencher a lacuna dos estratos

intermediários, entre os pés de cacau e o dossel da floresta, resultando no aumento da complementaridade estrutural das estratificações e na redução das lacunas existentes entre as copas das árvores. Isto resultará na redução do escape dos esporos fúngicos para a região acima do dossel (Aylor 1990), no aumento de substratos para o desenvolvimento dos fungos (Arnold et al. 2000) e na manutenção microclimática no interior dos ambientes (Li & Kendrick 1994; Isard et al. 2006). Em uma recente revisão, Tschardt et al. (2011) abordaram questões relacionadas ao efeito da redução das árvores de sombreamento em sistemas agroflorestais sobre a biodiversidade e seus processos ecológicos, focando nas formas de gestão e manejo que associem qualidade destes sistemas em termos ecológicos, manutenção da produtividade, certificação e pagamento por serviços ambientais. Sistemas agroflorestais podem ser projetados para favorecer tanto a biodiversidade quanto os benefícios na produção agrícola, sem aumentar a pressão da conversão dos ambientes naturais em sistemas mais simplificados (Clough et al. 2011).

As sugestões de manejo aqui apresentadas devem, obviamente, ser avaliadas com cautela, pois tornar as cabruças mais parecidas com as florestas pode resultar numa composição fúngica que proporcione doenças para as culturas de cacau, uma vez que as florestas podem servir como fontes de propágulos para diversos tipos de esporos, inclusive os que causam doenças nas culturas e nos humanos (Hameed & Awad 2005). Por outro lado, muitos fungos são eficientes no controle biológico de pragas e doenças (Rubini et al. 2005; Mahr et al. 2008; Heydari & Pessarakli 2010, Loguercio et al. 2009a, Hanada et al. 2009, 2010). Diante disso, é importante um levantamento ao nível de espécies para que se tenha um conhecimento dos possíveis danos, evitando dessa forma a propagação de doenças nas culturas e favorecendo o uso de espécies fúngicas no controle de pragas nessas lavouras. No geral, porém, espera-se que um sistema mais diverso possua maior capacidade de homeostase, sendo que os níveis de doença podem ser mantidos baixos o suficiente para permitir o convívio economicamente viável com eles.

Assim como para outros grupos biológicos, o tamanho do fragmento parece estar favorecendo a manutenção da diversidade de aerospores fúngicos. No nosso caso, o fragmento com maior tamanho e com uma matriz circundante

composta quase totalmente por cabruca, apresentou elevada abundância, riqueza e diversidade em comparação com os fragmentos de tamanho pequeno e com matrizes variadas. Isso indica a importância desses fatores e a necessidade da presença dos fragmentos grandes para a conservação dos fungos na região. Associando-se os resultados da fragmentação, distanciamento e conversão das florestas, sugere-se que sejam mantidos os fragmentos grandes, ampliados (ou bem reconectados) os pequenos e que as cabruças sejam mantidas próximas a estes fragmentos, sendo manejadas objetivando uma maior densidade e diversidade das espécies de plantas e maior complementaridade estrutural. Isso implicará na manutenção da diversidade fúngica nas áreas de cabruças e nos fragmentos florestais, enriquecendo a paisagem como um todo, sem perdas econômicas relevantes do ponto de vista de produção cacaueteira.

Uma compilação de dados sobre as plantações de cacau no sul da Bahia pode fornecer importantes informações para a atual situação da região e de como as paisagens devem ser manejadas para intensificar a conservação da biodiversidade local. O atual estudo representa uma parcela importante dessas informações, fornecendo dados de microrganismos que são importantes para a conservação e que pouco tem sido abordados com esta perspectiva. A perda da diversidade fúngica pode afetar a estrutura dos solos e conseqüentemente o estabelecimento e desenvolvimento das plantas (Ritz & Young 2004), contribuindo para a redução da diversidade vegetal e para o funcionamento dos ecossistemas (Van Der Heijden et al. 1998). Apesar dos dados de macroecologia serem mais valorizados na priorização de áreas para a conservação, os processos que ocorrem em pequenas escalas são de fundamental importância para entendimento dos processos ecológicos em maiores escalas (Gotelli et al. 2010; McGill 2010). Além disso, os fungos, juntamente com os vegetais, compõem riquíssimos bancos naturais de recursos genéticos passíveis de bioprospecção por inúmeras funções úteis ao homem, com importantes aplicações na indústria e na agricultura. A manutenção desses bancos, portanto, será vital para as aspirações de manutenção e sobrevivência da humanidade no planeta, dentro de uma perspectiva de uso sustentável dos recursos naturais não-renováveis simultaneamente ao aumento populacional.

6. CONCLUSÕES

- O sistema de coleta utilizado neste estudo mostrou-se eficiente e apresentou importantes vantagens para a coleta de esporos fúngicos transportados pelo ar.

- Análise de morfoespécies fúngicas com esporos aerotransportados coletados de modo passivo, e com posicionamento de lâminas na horizontal e na vertical, permitiu avaliações consistentes e reproduzíveis da biodiversidade de fungos em ambientes de florestas, cabruças e plantações de cacau clonadas.

- Os tipos de esporos, pela classificação esporológica proposta por Saccardo (1886), não se mostrou como uma ferramenta adequada e, ou suficiente para refletir a diversidade taxonômica de fungos entre ambientes.

- Os fungos de solo evidenciaram sua importância na composição das partículas presentes na atmosfera de florestas e plantações de cacau na paisagem estudada.

- A comunidade de fungos aerotransportados apresentou sensibilidade às alterações ambientais, como fragmentação florestal e conversão de florestas nativas em sistemas mais simplificados, mesmo sendo sistemas agroflorestais.

- Abundância, riqueza e diversidade de morfoespécies de aerospores fúngicos podem ser utilizadas como bioindicadores para avaliação comparativa entre ambientes e suas qualidades como ecossistemas.

As cabruças mantêm uma biodiversidade significativa de espécies para diversos grupos biológicos (Sambuichi 2006; Faria et al. 2007). Este estudo, provavelmente o primeiro neste contexto, aborda questões importantes em relação ao efeito das cabruças sobre as comunidades fúngicas, lançando mão de variáveis relacionadas à aerobiologia. Além disso, aborda questões relacionadas a teorias ecológicas, como por exemplo, biogeografia de ilhas (MacArthur e

Wilson 1967; Metzger 1999) e dispersão pelo vento de aerossolos em longas distâncias (Stockmarr et al. 2007; Viljanen-Rollinson et al. 2007), que são imprescindíveis para o entendimento de processos ecológicos, como a dinâmica e estruturação das comunidades e os mecanismos de dispersão (Brown & Hovmoller 2002).

7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abdel-Hafez, S.I.I. 1984. Survey of airborne fungus spores at Tail', Saudi Arabia. *Mycopathologia* 88:39-44.
- Adamcik, S.; Christensen, M.; Heilmann-Clausen, J.; Walley, R. 2007. Fungal diversity in the Poloniny National Park with emphasis on indicator species of conservation value of beech forests in Europe. *Czech Mycology* 59(1):67–81.
- Alger, K.; Caldas, M. 1994. The declining cocoa economy and the Atlantic Forest of southern Bahia, Brazil: conservation attitudes of cocoa planters. *The Environmentalist* 14:107–119.
- Ali, E.H. 2007. Biodiversity of zoosporic fungi in polluted water drainages across Niles Delta region , Lower Egypt. *Acta Mycologica* 42(1):99-111.
- Alvarez, J.A.; Buttner, M.P.; Stetzenbach, L.D. 1995. PCR for Bioaerosol Monitoring: Sensitivity and Environmental Interference. *Applied and Environmental Microbiology* 61:3639-3644.
- Alves, M.C. 1990. The role of cacao plantation in the conservation of the Atlantic Forest of Southern Bahia, Brazil. 1990. 122 f. Dissertação (Mestrado) – Universidade da Florida, Gainsville.
- Amorim, A.M.A.; Thomas, W.W.; Carvalho, A.M.V.; Jardim, J.G. 2008. Floristics of the Una Biological Reserve, Bahia, Brazil. *Mem. New York Botanical. Garden* 100:67-146.
- Andersen, A.A. 1958. New sampler for the collection, sizing, and enumeration of viable airborne particles. *Bacteriology* 76:471-484.
- Argôlo, A.J.S. 2004. *As serpentes dos Cacauais do Sudeste da Bahia*. Editora da UESC, Ilhéus, Brasil.
- Arnold, A.E.; Henk, D.A.; Eells, R.L. 2007. Diversity and phylogenetic affinities of foliar fungal endophytes in loblolly pine inferred by culturing and environmental PCR. *Mycologia* 99(2):185-206.
- Arnold, A.E. 2001. Fungal endophytes in neotropical trees: abundance, diversity, and ecological interactions. Pp. 739–743. In: Ganeshiah, K.N.; Uma Shaanker, R.; Bawa, K.S. (eds.). *Tropical ecosystems: structure, diversity, and human welfare*. New Delhi, India: Oxford and IBH Publishing Co. Pvt. Ltd.
- Arnold, A.E.; Herre, E.A. 2003. Canopy cover and leaf age affect colonization by tropical fungal endophytes: Ecological pattern and process in *Theobroma cacao* (Malvaceae). *Mycologia* 95(3):388-398.

- Arnold, A.E.; Maynard, Z.; Gilbert, G.S. 2001. Fungal endophytes in dicotyledonous neotropical trees: patterns of abundance and diversity. *Mycological Research* 105:1502–1507.
- Arnold, A.E.; Maynard, Z.; Gilbert, G.S.; Coley, P.D.; Kursar, T.A. 2000. Are tropical fungal endophytes hyperdiverse? *Ecology Letters* 3:267–274
- Aung, O.M.; Soyong, K.; Hyde, K.D. 2008. Diversity of entomopathogenic fungi in rainforests of Chiang Mai Province, Thailand. *Fungal Diversity* 30:15-22.
- Aylor, D.E. 1987. Deposition gradients of urediniospores of *Puccinia recondita* near a source. *Phytopathology* 77:1442-1448.
- Aylor, D.E. 1990. The role of intermittent wind in the dispersal of fungal pathogens. *Annual Review of Phytopathology* 28:73–92.
- Aylor, D.E. 2003. Spread of plant disease on a continental scale: role of aerial dispersal of pathogens. *Ecology*, 84(8):1989–1997.
- Bailey, N.T. 1995. *Statistical methods in biology*. 3^a ed., Cambridge University Press, Cambridge, United Kingdom. 255p.
- Baker, R.E.D.; Holliday, P. 1957. Witches' broom disease of cocoa (*Marasmius perniciosus* Stahel). Kew England. Commonwealth Mycological Institute, *Phytopathological Paper* n.2. 42p.
- Barnett, H.L.; Hunter, B.B. 1972. *Illustrated Genera of Imperfect Fungi*. 3^a ed. Minnesota: Burgess publishing Company, 241p.
- Blenis, P.V.; Chang, K.-F.; Hiratsuka, Y. 1993. Spore dispersal gradients and disease gradients of western gall rust. *Can. J. For. Res.* 23: 2481-2486.
- Braga-Neto, R. 2006. Diversidade e padrões de distribuição espacial de fungos de liteira sobre o solo em florestas de terra firme na amazônia central. 2006. 217 f. Dissertação (Mestrado em Ecologia) – Instituto nacional de pesquisas as Amazônia: Universidade Federal do Amazonas, Manaus.
- Braga-Neto, R.; Luizão, R.C.C.; Magnusson, W.E.; Zuquim, G.; Castilho, C.V. 2008. Leaf litter fungi in a Central Amazonian forest: the influence of rainfall, soil and topography on the distribution of fruiting bodies. *Biodiversity and Conservation* 17(11):2701-2712.
- Brown, J.K.M.; Hovmøller, M.S. 2002. Aerial dispersal of pathogens on the global and continental scales and its impact on plant disease. *Science* 297:537-541.
- Bruns, T.D.; Bidartondo, M.I.; Taylor, D.L. 2002. Host specificity in ectomycorrhizal communities: what do the exceptions tell us? *Integrative and Comparative Biology* 42:352–359.
- Buée, M.; Maurice, J.P.; Zeller, B.; Andrianarisoa, S.; Ranger, J.; Courtecuisse, R.; Marçais, B.; Le Tacon, F. 2011. Influence of tree species on richness and diversity of epigeous fungal communities in a French temperate forest stand. *Fungal Ecology* 4:22-31.

- Burgaud, G.; Le Calvez, T.; Arzur, D.; Vandenkoornhuyse, P.; Barbier, G. 2009. Diversity of culturable marine filamentous fungi from deep-sea hydrothermal vents. *Environ Microbiol* 11:1588–1600.
- Camargo, J.L.C.; Kapos, V. 1995. Complex edge effects on soil moisture and microclimate in central Amazonian forest. *Journal of Tropical Ecology* 11:205-221.
- Carlile, M.J.; Watkinson, S.C.; Gooday, G.W. 2001. *The fungi*. 2^a ed. San Diego: Academic, 588p.
- Carmichael, J.W.; Kendrick, W.B.; Connors, I.L.; Sigler, L. 1980. *Genera of Hyphomycetes*. The University of Alberta Press, Edmonton, Alberta, Canada. 386 p.
- Carnaval, A.C.; Hickerson, M.J.; Haddad, C.F.B.; Rodrigues, M.T.; Moritz, C. 2009. Stability predicts genetic diversity in the Brazilian Atlantic Forest hotspot. *Science* 323(5915):785-789.
- Carnaval, A.C.; Moritz, C. 2008. Historical climate modelling predicts patterns of current biodiversity in the Brazilian Atlantic Forest. *Journal of Biogeography* 35:1187-1201.
- Casa, R.T.; Reis, E.M.; Zambolim, L. 2004. Dispersão vertical e horizontal de conídios de *Stenocarpella macrospora* e *Stenocarpella maydis*. *Fitopatologia Brasileira* 29:141-147.
- Cassano, C.R.; Schroth, G.; Faria, D.; Delabie, J.H.C.; Bede, L. 2009. Landscape and farm scale management to enhance biodiversity conservation in the cocoa producing region of southern Bahia, Brazil. *Biodiversity and Conservation* 18:577–603.
- Cavalcanti, M.A.Q.; Oliveira, L.G.; Fernandes, M.J.; Lima, D.M. 2006. Fungos filamentosos isolados do solo em municípios na região Xingó, Brasil. *Acta Botanica Brasílica* 20(4):831-837.
- Christensen, M. 1989. A view of fungal ecology. *Mycologia* 81:1–19.
- Clark, D.B.; Palmer, M.W.; Clark, D.A. 1999. Edaphic factors and the landscape-scale distributions of tropical rain forest trees. *Ecology* 80:2262-2675.
- Clough, Y.; Barkmann, J.; Juhbandt, J.; Kessler, M.; Wanger, T.C.; Anshary, A.; Buchori, D.; Cicuzza, D.; Darras, K.; Putra, D.D.; Erasmi, S.; Pitopang, R.; Schmidt, C.; Schulze, C.H.; Seidel, D.; Steffan-Dewenter, I.; Stenchly, K.; Vidal, S.; Weist, M.; Wielgoss, A.C.; Tschardtke, T. 2011. Combining high biodiversity with high yields in tropical agroforests. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 108(20):8311-6.
- Comtois, P.; Mandrioli, P. 1997. Pollen capture media: a comparative study. *Aerobiologia* 13:149-154.
- Conservation international do Brasil, Fundação SOS Mata Atlântica, Fundação Biodiversitas, Instituto de Pesquisas Ecológicas, Secretária do Meio Ambiente do

- estado de São Paulo, SEMAD/Instituto Estadual de Florestas-MG. 2000. Avaliação e ações prioritárias para a conservação da biodiversidade da Mata Atlântica e Campos Sulinos. Brasília: MMA/SBF, p.40.
- Curvelo, K.; Rego, N.A.C.; Lobão, D.E.; Sodré, G.A.; Pereira, J.M.; Marrocos, P.C.L.; Barbosa, J.W.; Valle, R.R. 2009. Aporte de nutrientes na serapilheira e na água do solo em cacau-cabruca, floresta secundária e pastagem. *Agrotr pica* 21:57-66.
- Davies-Colley, R.J.; Payne, G.W.; Van Elswijk, M. 2000. Microclimate gradients across a forest edge. *New Zealand Journal of Ecology* 24:111-121.
- Debinski, D.M.; Holt, R.D. 2000. A survey and overview of habitat fragmentation experiments. *Conservation Biology* 14:342–355.
- Deering, R.; Dong, F.; Rambo, D.; Money, N.P. 2001. Airflow patterns around mushrooms and their relationship to spore dispersal. *Mycologia* 93:732-6.
- Dias, M.F.; Brescovit, A.D.; Menezes, M. 2005. Aranhas de solo (Arachnida: Araneae) em diferentes fragmentos florestais no sul da Bahia, Brasil. *Biota Neotropica* 5(10051a):1-10.
- Dornelas M, Moonen AC, Magurran AE, B rberi P. Species abundance distributions reveal environmental heterogeneity in modified landscapes. *Journal of Applied Ecology*. 2009:666-672.
- Duncan, S.; Thompson, J. 2004. Dead wood, living legacies: habitat for a host of fungi. *Science Findings* 66. Portland, OR: U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Pacific Northwest Research Station. 5p.
- Efe,  .; Hasenekoglu, I. 2004. A study on microfungi flora of erzurum’s outdoor air. *Journal of the Institute of Science and Technology of Dumlupınar University* 6:53-66.
- Ellis, M.B. 1971. *Dematiaceous Hyphomycetes*. Kew: Commonwealth Micological Institute. 608p.
- El-Sharouny, H.M.; Gherbawy, Y.A.M.H.; Abdel-Aziz, F.A. 2009. Fungal diversity in brackish and saline lakes in Egypt. *Nova Hedwigia* 89:437–450.
- Evans, H.C. 1981. Witches’ broom disease - a case study. *Cocoa Growers’ Bulletin* 32:5-19.
- Ewers, R.M.; Didham, R. 2006. Confounding factors in the detection of species responses to habitat fragmentation. *Biological Reviews* 81:117-142.
- Faaborg, J.; Brittingham, M.; Donovam, T.; Blake, J. 1992. Habitat fragmentation in the temperate zone: a perspective for managers, pp.331-338. In: Proceedings status and management of neotropical migratory birds Finch, D.M.; Stangel, P.W. (eds.). *Fort Collins; Rocky Mountain Forest Experimental Station*. General Technical Report R.M. – 229.

- Fahrig, L. 2003. Effects of habitat fragmentation on biodiversity. *Annual Review of Ecology and Systematics* 34:487-515.
- Faria, D. 2002. Comunidade de morcegos em uma paisagem fragmentada da Mata Atlântica do sul da Bahia, Brasil. 2002. 134 f. Tese (Doutorado em Ecologia) – Universidade Estadual de Campinas, Campinas.
- Faria, D.; Paciencia, M.L.; Dixo, M.; Laps, R.R.; Baumgarten, J. 2007. Ferns, frogs, lizards, birds and bats in forest fragments and shade cacao plantations of two contrasting landscapes in the Atlantic forest, Brazil. *Biodiversity and Conservation* 16:2335-2357.
- Faria, D.; Laps, R.R.; Baumgarten, J.; Cetra, M.C. 2006. Bat and bird assemblages from forests and shade cacao plantations in two contrasting landscapes in the Atlantic forest of southern Bahia, Brazil. *Biodiversity and Conservation* 15:587-612.
- Faria, D.; Mariano Neto, E.; Baumgarten, J.; Loguercio, L.L.; Souza, J.D.; Bezerra, J.L.; Alvarez, M.; Motta, L.; Farias, S.; Medeiros, T. 2009. *Relatório Técnico - Edital Universal CNPq 02/2006, Proc. nº 484087/2006-1*, 54p.
- Felfili, J.M.; Venturoli, F. 2000. Tópicos em análise de vegetação. *Comunicações técnicas florestais*, Brasília 2(2):34p.
- Figuerêdo, V.R. 2008. Estudo de fungos Aphylophorales no sul da Bahia. 2008. 122 f. Dissertação (Mestrado) – Universidade Estadual de Santa Cruz, Ilhéus.
- Fitt, B.D.L.; Gregory, P.H.; Todd, A.D.; McCartney, H.A.; Macdonald, O.C. 1987. Spore dispersal and plant disease gradients: A comparison between two empirical models. *Journal of Phytopathology* 118:227-242.
- Fontoura, T.; Santos, F.A.M. 2010. Geographic distribution of epiphytic bromeliads of the Una region, Northeastern Brazil. *Biota Neotropica* 10(4):127-132.
- Frederickson, D.E.; Mantle, P.G.; Melliano, W.A.J. 1987. Secondary condition of *Sphacelia sorghi* on sorghum, a novel factor in the epidemiology of ergot disease. *Mycological Research* 93:497-502.
- Galetti, M.; Alves-Costa, C.P.; Cazetta, E. 2003. Effects of forest fragmentation, anthropogenic edges and fruit color on the consumption of ornithocoric fruits. *Biological Conservation* 111:269–273.
- Galindo-Leal, C.; Câmara, I.G. 2005. Status do hotspot Mata Atlântica: uma síntese. p.3-11. In: Galindo-Leal, C.; Câmara, I.G. (eds.). *Mata Atlântica: biodiversidade, ameaças e perspectivas*. São Paulo: Fundação SOS Mata Atlântica. Belo Horizonte : Conservação Internacional. p. 3-11.
- Gilbert, G.S.; Reynolds, D.R. 2005. Nocturnal fungi: air-borne spores in the canopy and understory of a tropical rain forest. *Biotropica* 37:461–463.

- Giroto, M.J.; Aquino, L.F.B.; Perez, R.B. Neves, M.F.; Sacco, S.R. 2008. O uso de fungos nematófagos no controle biológico de nematóides parasitas: revisão de literatura. *Revista Científica Eletrônica de Medicina Veterinária*. Ano VI, n. 10.
- Gotelli, N.J. Ellison, A.M. 2004. *A primer of ecological statistics*. Sinauer Associates, Inc., Sunderland, MA.
- Gotelli N.J; Ellison, A.M. 2011. *Princípios de estatística em ecologia*. Artmed. 264p.
- Gotelli, N. J.; G. L. Entsminger. 2004. EcoSim: Null models software for ecology. Version 7. Acquired Intelligence Inc. & Kesey-Bear. Jericho, VT 05465. <http://garyentsminger.com/ecosim/index.htm>. Disponível em: <<http://homepages.together.net/~gentsmin/ecosim.htm>>. Acessado em 01 de Maio de 2011.
- Gotelli, N.J. 2000. Null model analysis of species co-occurrence patterns. *Ecology* 81:2606-2621.
- Gotelli, N.J. Colwell. R.K. 2001. Quantifying biodiversity: procedures and pitfalls in the measurement and comparison of species richness. *Ecology Letters* 4:379-391.
- Gotelli, N.J.; Graves, G.R.; Rahbek, C. 2010. Macroecological signals of species interactions in the Danish avifauna. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 107(11):5030-5035.
- Goud, M.J; Muralikrishnan, V. 2009. Biological control of three phytopathogenic fungi by *Pseudomonas fluorescens* isolated from rhizosphere. *The Internet Journal of Microbiology* 7(2).
- Gouvêa, J.B.S.; Mattos-Silva, L.A.; Hori, M. 1976. Fitogeografia. In: Diagnóstico sócio-econômico da região cacauera. *Comissão executiva do plano da Lavoura Cacauera* 7:1-7.
- Green, B.J.; Tovey, E.R.; Sercombe, J.K.; Blachere, F.M.; Beezhold, D.H.; Schmechel, D. 2006. Airborne fungal fragments and allergenicity. *Medical Mycology* 44:S245-S255.
- Greenberg, R.; Bichier, P.; Sterling, J. 1997. Bird populations in rustic and planted shade coffee plantations of eastern Chiapas, Mexico. *Biotropica* 29:501–514.
- Gusmão, L.F.P.; Grandi, R.A.P.; Milanez, A.I. 2001. Hyphomycetes from leaf litter of *Miconia cabussu* In the Brazilian Atlantic rain forest. *Mycotaxon* 79:201-213.
- Haddad, C.F.B.; Toledo, L.F.; Prado, C.P.A. 2008. *Anfíbios da Mata Atlântica: Guia dos Anfíbios Anuros da Mata Atlântica*. Editora Neotropica, São Paulo.
- Hameed A.; Khoder, M.I.; Emad, A.A. 2007. Fertile fungal spores collected on different faced surfaces in the atmosphere of Giza, Egypt. *Aerobiologia* 23:47–57.
- Hameed, A.; Awad, A. 2005. Vegetation: A source of air fungal bio-contaminant. *Aerobiologia* 21:53–61.

- Hammer, O.; Harper, D.A.T.; Ryan, P.D. 2001. PAST: Paleontological Statistics Software Package for Education and Data Analysis. *Palaeontologia Electronica* 4(1):9pp. http://palaeo-electronica.org/2001_1/past/issue1_01.htm.
- Hanada, R.E.; Pomella, A.W.V.; Soberanis, W.; Loguercio, L.L.; Pereira, J.O. 2009. Biocontrol potential of trichoderma martiale against the black-pod disease (phytophthora palmivora) of cacao. *Biological Control* 50:143-149.
- Hanada, R.E.; Pomella, A.W.V.; Costa, H.S.; Bezerra, J.L.; Loguercio, L.L.; Pereira, J.O. 2010. Endophytic fungal diversity in *Theobroma cacao* (cacao) and *T. grandiflorum* (cupuaçu) trees and their potential for growth promotion and biocontrol of black-pod disease. *Fungal Biology* 114:901-910.
- Hattori, T. 2005. Diversity of wood-inhabiting polypores in temperate forest with different vegetation types in Japan. *Fungal Diversity* 18:73-88.
- Hawksworth, D.L. 2001. The magnitude of fungal diversity: the 1.5 million species estimate revisited. *Mycological Research* 105:1422-1432.
- Hawksworth, D.L. 2004. Fungal diversity and its implications for genetic resource collections. *Studies in Mycology* 50:9-18.
- Hawksworth, D.L.; Rossman, A.Y. 1997. Where are all the undescribed fungi? *Phytopathology* 87:888-891.
- Heydari, A.; Pessarakli, M. 2010. A review on biological control of fungal plant pathogens using microbial antagonists. *Journal of Biological Sciences* 10(4):273-290.
- Hirst, J. M. 1952. An automatic volumetric spore trap. *Annals of Applied Biology*. 39:257-265.
- Hirst, J.M.; Stedman, O.J. 1963. Dry liberation of fungus spores by raindrops. *Journal of general Microbiology* 33:335-344.
- Hogan Jr., C.J.; Kettleson, E.M.; Lee, M.-H.; Ramaswami, B.; Angenent, L.T.; Biswas, P. 2005. Sampling methodologies and dosage assessment techniques for submicrometre and ultrafine virus aerosol particles. *Journal of Applied Microbiology* 99:1422-1434.
- Hogan, A.W. 1970. Evaluation of a Silicone Adhesive as an Aerosol Collecting Medium. *Journal of Applied Meteorology* 10(3):592-594.
- Hyde, K.D.; Zhou, D.Q.; McKenzie, E.H.C.; Ho, W.H.; Dalisay, T. 2002. Vertical distribution of saprobic fungi on bamboo culms. *Fungal Diversity* 11:109-118.
- Index Fungorum: CABI, CBS and Landcare Research. Disponível em: <www.indexfungorum.org> Acessado em 20 de Abril de 2011.
- Isard, S.A.; Dufault, N.S.; Miles, M.R.; Hartman, G.L.; Russo, J.M.; De Wolf, E.D.; Morel, W. 2006. The effect of solar irradiance on the mortality of Phakopsora pachyrhizi urediniospores. *Plant Disease* 90:941-945.

- Janzen, D.H. 1983. *Costa Rican natural history*. Chicago: University of Chicago Press. 816 p.
- Jones, T.R.; Thompson, L.; Lawton, L.H.; Bezemer, T.M.; Bardgett, R.D.; Blackburn, T.M.; Bruce, K.D.; Cannon, P.F.; Hall, G.S.; Howson, G.; Lones, E.G.; Kampichler, C.; Kandeler, E.; Ritchie, D.A. 1998. Impacts of rising CO₂ on soil biota and processes in terrestrial ecosystems. *Science* 280:441-443.
- Jothish, P.S.; Nayar, T.S. 2004. Airborne fungal spores in a sawmill environment in Palakkad District, Kerala, India. *Aerobiologia* 20:75–81.
- Jumpponen, A.; Jones, K.L.; Mattox, J.D.; Yaege, C. 2010. Massively parallel 454-sequencing of fungal communities in *Quercus* spp. Ectomycorrhizas indicates seasonal dynamics in urban and rural sites. *Molecular Ecology* 19: 41–53.
- Juozaitis, A.; Willeke, K.; Grinshpun, S.; Donnelly, J. 1994. Impaction onto a Glass Slide or Agar versus Impingement into a Liquid for the Collection and Recovery of Airborne Microorganisms. *Applied and Environmental Microbiology* 60:861-870.
- Kapyla, M. 1989. Adhesives and mounting media in aerobiological sampling. *Grana* 28:215-218.
- Karamchand, K.S.; Sridhar, K.R.; Bhat, R. 2009. Diversity of fungi associated with estuarine sedge *Cyperus malaccensis* Lam. *Journal of Agricultural Technology* 5(1):111-127.
- Kavanagh, K. 2005. *Fungi, Biology and Applications*. John Wiley & Sons Ltd, The Atrium, Southern Gate, Chichester, West Sussex PO19 8SQ, England.
- Kennedy, P.G.; Bruns, T.D. 2005. Priority effects determine the outcome of ectomycorrhizal competition between two *Rhizopogon* species colonizing *Pinus muricata* seedlings. *New Phytologist* 166(2):631-638.
- Kennedy, T.; Naeem, S.; Howe, K.; Knops, J.; Tilman, D.; Reich, P.; 2002 Biodiversity as a barrier to ecological invasion. *Nature* 417:636-638.
- Kernaghan, G.; Patriquin, G. 2011. Host associations between fungal root endophytes and boreal trees. *Microbial Ecology* DOI 10.1007/s00248-011-9851-6.
- Khan, R.; Shahzad, S.; Choudhary, M.I.; Khan, S.A.; Ahmad, A. 2007. Biodiversity of endophytic fungi isolated from *Calotropis procera* (Ait.) R. Br. *Pakistan Journal of Botany* 39(6)2233-2239.
- Kirk, P.; Cannon, P.; Stalpers, J. 2008. *Dictionary of the Fungi*, 10^a ed. CABI, Wallingford.
- Kruschewisky, M.C. 2010. Taxonomia e ecologia do gênero *Pestalotiopsis* no Brasil, com ênfase para a Mata Atlântica do sul da Bahia. 2010. 59 f. Dissertação (Mestrado em produção Vegetal) - Universidade Estadual de Santa Cruz, Ilhéus.
- Küffer, N.; Gillet, F.; Senn-Irlet, B.; Aragno, M.; Job, D. 2008. Ecological determinants of fungal diversity on dead wood in European forests. *Fungal Diversity* 30:83-95.

- Lacey J. 1996. Spore dispersal: its role in ecology and disease: the British contribution to fungal aerobiology. *Mycological Research* 100:641-660.
- Lacey, M.E.; West, J.S. 2006. *The air spora: a manual for catching and identifying airborne biological particles*. Dordrecht: Springer.
- Lado, C.; Estrada-Torres, A.; Stephenson, S.L.; Wrigley DE Basanta, D.; Schnittler, M. 2003. Biodiversity assessment of myxomycetes from two tropical forest reserves in Mexico. *Fungal Diversity* 12:67-110.
- Laessle, T.; Lodge, D.J. 1994. Three host-specific *Xylaria* species. *Mycologia* 86:436-446.
- Laps, R.R. 2006. Efeito da fragmentação e alteração do habitat na avifauna da região da Reserva Biológica de Una, Bahia. 2006. 141 f. Tese (Doutorado em Ecologia) – Universidade Estadual de Campinas, Campinas.
- Lawton, J.H.; Bignell, D.E.; Bolton, B.; Bloemers, G.F.; Eggleton, P.; Hammond, P.M.; Hodda, M.; Holt, R.D.; Larsen, T.B.; Mawdsley, N.A.; Stork, N.E.; Srivastava, D.S.; Watt, A.D. 1998. Biodiversity inventories, indicator taxa and effects of habitat modification in tropical forest. *Nature* 391:72–76.
- Le Calvez, T.; Burgaud, G.; Mahé, S.; Barbier, G.; Vandenkoornhuyse, P. 2009. Fungal diversity in deep-sea hydrothermal ecosystems. *Applied and environmental microbiology* 75:6415-6421.
- Li, D.-W.; Kendrick, B. 1994. Functional relationships between airborne fungal spores and environmental factors in Kitchener-Waterloo, Ontario, as detected by canonical correspondence analysis. *Grana* 33:166-176.
- Liao, C.M.; Luo, W.C.; Chen, S.C.; Chen, J.W.; Liang, H.M. 2004. Temporal/seasonal variations of size-dependent airborne fungi indoor/outdoor relationships for a wind-induced naturally ventilated airspace. *Atmospheric Environment* 38:4415-4419.
- Lilleskov, E.A.; Bruns, T.D. 2005. Spore dispersal of a resupinate ectomycorrhizal fungus, *Tomentella subulacina*, via soil food webs. *Mycologia* 97(4):762–769.
- Lim, Y.W.; Kim, J.; Lu, M.; Breuil, C. 2005. Determining fungal diversity on *Dendroctonus ponderosae* and *Ips pini* affecting lodgepole pine using cultural and molecular methods. *Fungal Diversity*. 79-94.
- Lin, X.J.; Reponen, T.; Willeke, K.; Wang, Z.; Grinshpun, S.A.; Trunov, M. 2000. Survival of airborne microorganisms during swirling aerosol collection. *Aerosol Science and Technology* 32:184–196.
- Lodge, D.J. (ed.) 1995. A survey of patterns of diversity in non-lichenized fungi. *Mitteilungen der Eidgenössischen Forschungsanstalt für Wald, Schnee und Landschaft* 70:157-173.
- Lodge, D.J. 1997. Factors related to diversity of decomposer fungi in tropical forests. *Biodiversity and Conservation* 6(5):681-688.

- Loguercio, L.L.; Carvalho, A.C.; Niella, G.R.; Souza, J.T.; Pomella, A.W.V. 2009a. Selection of *Trichoderma stromaticum* isolates for biological control of the witches' broom disease in cacao. *Biological Control* 51:130-139.
- Loguercio, L.L.; Santos, L.S.; Niella, G.R.; Miranda, R.A.C.; de Souza, J.T.; Collins, R.T.; Pomella, A.W.V. 2009b. Canopy-microclimate effects on the antagonism between *Trichoderma stromaticum* and *Moniliophthora perniciosa* in shaded cacao. *Plant Pathology* 58(6):1104-1115
- Lonsdale, D.; Pautasso, M.; Holdenrieder, O. 2008. Wood-decaying fungi in the forest: conservation needs and management options. *European Journal of Forest Research* 127:1–22.
- Looman, J.; Campbell, J.B. 1960. Adaptation of Sorensen's K (1948) for estimating unit affinities in prairie vegetation. *Ecology* 41(3):409–416.
- MacArthur, R.H.; Wilson, E.O. 1967. *The Theory of Island Biogeography*. Princeton University Press (Princeton, NJ).
- Magalhães, D.M.A. 2009. Diversidade de fungos na serrapilheira e de *Phytophthora* na rizosfera de plantas na Mata Atlântica no sul da Bahia. 2009. Dissertação (Mestrado) - Universidade Estadual de Santa Cruz.
- Magalhães, D.M.A.; Luz, E.D.M.N.; Magalhães, A.F.; Santos-Filho, L.P.; Loguercio, L.L.; Bezerra, J.L. 2011. Riqueza de fungos anamorfos na serapilheira de *Manilkara maxima*, *Parinari alvimii* e *Harleyodendron unifoliolatum* na Mata Atlântica do Sul da Bahia. *Acta Botanica Brasilica* 25(4): 899-907. 2011
- Magurran, A.E. 1988. *Ecological diversity and its measurement*. Princeton. Princeton University Press. 179p.
- Mahr, D.L.; Whitaker, P.; Ridgway, N. 2008. *Biological control of insects and mites: An introduction to beneficial natural enemies and their use in pest management*. University of Wisconsin Cooperative Extension, No. A3842. 112p.
- Majer, J.D.; Delabie, J.H.C.; Smith, M.R.B. 1994. Arboreal Ant Community Patterns in Cocoa Farms. *Biotropica* 26:73-83.
- Mallo, A.C.; Nitiu, D.S.; Sambeth, M.C.G. 2010. Airborne fungal spore content in the atmosphere of the city of La Plata, Argentina. *Aerobiologia* 26. DOI 10.1007/s10453-010-9172-0, publicado on line.
- Manoharchary, C.; Sridhar, K.; Singh, R.; Adholeya, A.; Rawat, R.; Johri, B.N. 2005. Fungal biodiversity, distribution, conservation and prospecting of fungi from India. *Current Science* 89(1):59-70.
- Marelli, J-P.; Maximova, S.N.; Gramacho, K.P.; Kang, S.; Gultinan, M.J. 2009. Infection Biology of *Moniliophthora perniciosa* on *Theobroma cacao* and Alternate Solanaceous Hosts. *Tropical Plant Biology* 2:149–160.

- Martini, A.M.Z.; Fiaschi, P.; Amorim, A. M.; Paixão, J.P. 2007. A hot-point within a hot-spot: a high diversity site in Brazil's Atlantic Forest. *Biodiversity and Conservation* 16(11):3111-3128.
- McCartney, H.A.; Fitt, B.D.L.; Schmechel, D. 1997. Sampling bioaerosols in plant pathology. *Journal of Aerosol Science* 28: 349–364.
- McGill, B. 2010. Matters of scale. *Science* 328:575–576.
- Medeiros, F.H.V.; Pomella, A.W.V.; de Souza, J.T.; Niella, G.R.; Valle, R.; Bateman, R.P.; Fravel, D.; Vinyard, B.; Hebbar, P.K. 2010. A novel, integrated method for management of witches' broom disease in Cacao in Bahia, Brazil. *Crop Protection* 29: 704-711.
- Melo, A.S. 2008. O que ganhamos 'confundindo' riqueza de espécies e equabilidade num índice de diversidade? *Biota Neotropica* 8(3):021-027.
- Metzger, J.P. 1997. Relationships between landscape structure and tree species diversity in tropical forests of South-East Brazil. *Landscape and Urban Planning* 37:29-35.
- Metzger, J.P. 1999. Estrutura da paisagem e fragmentação: análise bibliográfica. *Anais da Academia Brasileira de Ciências* 71(3-1):445-463.
- Metzger, J.P. 2009. Quantificação da estrutura da paisagem: o uso adequado de métricas. In: Cullen Jr., L.; Rudy, R.; Valladares-Padua, C. (eds.). *Métodos de estudos em biología da conservação e manejo da vida silvestre*. Curitiba, Editora Universidade Federal do Paraná, 2ª edição, 652p. il.
- Mezzari, A.; Perin, C.; Santos Jr., S.A.; Bernd, L.A.G.; Di Gesu, G. 2003. Os fungos Anemófilos e Sensibilização em Indivíduos Atópicos em Porto Alegre, RS. *Revista da Associação Médica Brasileira* 49(3):270-273.
- Mori, S.A.; Boom, B.B.; Carvalho, A.M.; Santos, T.S. 1983. Southern Bahian Moist Forests. *The Botanical Review* 49(2):155-232.
- Morris, K.J. 1995. Modern microscopic methods of bioaerosol analysis, p. 285–313. In Cox, C.S.; Wathes, C.M. (eds.), *Bioaerosol handbook*. Lewis Publishers, London, United Kingdom.
- Mueller, G.M.; Schmit, J.P. 2007. Fungal biodiversity: What do we know? What can we predict? *Biodiversity and Conservation* 16:1–5.
- Mundt, C.C.; Sackett, K.E.; Wallace, L.D.; Cowger, C.; Dudley, J.P. 2009. Aerial Dispersal and Multiple-Scale Spread of Epidemic Disease. *Ecohealth* 6(4):546-52.
- Murcia, C. 1995. Edge effects in fragmented forests: implications for conservation. *Trends in Ecology and Evolution* 10:58–62.
- Myers, N.; Mittermeier, R.A.; Mittermeier, C.G.; Fonseca, G.A.B.; Kent, J. 2000. Biodiversity hotspots for conservation priorities. *Nature* 403:853-858.

- Nascimento, H.E.M.; Laurance, W.F. 2006. Efeitos de área e de borda sobre a estrutura florestal em fragmentos de floresta de terra-firme após 13-17 anos de isolamento. *Acta Amazonica* 36(2):183–192.
- Nathan, R.; Perry, G.; Cronin, J.T.; Strand, A.E.; Cain, M.L. 2003. Methods for estimating long-distance dispersal. *Oikos* 103:261-273.
- Neumeister-Kemp, H.G.; Maxwell, A.; Kemp, P.C.; Hardy, G.E.St.J.; Dell, B. 2004. An advanced slit-type-volumetric-spore trap for monitoring bioaerosols; new methods for identifying fungal spores. *Australasian Plant Pathology* 33:393-400.
- Ngugi, H.K.; Scherm, H. 2006. Mimicry in plant-parasitic fungi. *FEMS Microbiology Letters* 257(2):171-176.
- Nitiu, S.D.; Mallo, A.C.; Sambeth, M.C.G.; Morbelli, M.A. 2010. Contribución a la identificación de esporas del Reino Fungi en la atmósfera de La Plata, Argentina. *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica* 45(3-4):301-308.
- Noss, R.S. 1996. Conservation of biodiversity at the landscape scale. pp. 574-589. In: Szaro, R.C.; Johnston, D.W. (eds.). *Biodiversity in Managed Landscapes: Theory and Practice*. Oxford, New York, USA.
- O'Brien, H.; Parrent, J.L.; Jackson, J.A.; Moncalvo, J.; Vilgalys, R. 2005. Fungal community analysis by large-scale sequencing of environmental samples. *Applied and Environmental Microbiology* 71:5544-5550.
- Odum, E.P. 2004. *Fundamentos de Ecologia*. 7^a ed. Ed. Fundação Calouste Gulbenkian, Lisboa.
- Okten, S.S.; Asan, A.; Sabuncuoğlu, Y.; Yavuz, E. 2007. Airborne fungal concentrations of morning and evening in east patch of edirne city using two sampling methods. *Trakya University J Sci* 8(1):15–20.
- Okubo, A. 1980. *Diffusion and ecological problems: mathematical models*. Berlin; New York : Springer-Verlag, 254p.
- Oliveira, L.C. 2010. Ecology and demography of Golden-headed lion tamarins (*Leontopithecus chrysomelas*) in cabruca agroforest, Bahia State, Brazil. 2010. 132 f. Tese (Doutorado em Filosofia) - University of Maryland, College Park.
- Oliveira, M.L.; Luz, E.D.M.N. 2005. Identificação e Manejo das Principais Doenças do Cacaueiro no Brasil. CEPLAC/CEPEC/SEFIT. 132p
- Pádua, J.A. 2002. *Um sopro de destruição: pensamento político e crítica ambiental no Brasil escravista*. 2^a edição, Editora Zahar Editor. 320p.
- Palm, C.A. 1995. Contribution of agroforestry trees to nutrient requirements of intercropped plants. *Agroforestry Systems* 30:105-124.
- Pardini, R. 2004. Effects of forest fragmentation on small mammals in an Atlantic Forest landscape. *Biodiversity and Conservation* 13:2567–2586.

- Pardini, R.; Faria, D.; Accacio, G.M.; Laps, R.R.; Mariano-Neto, E.; Paciencia, M.L.B.; Dixo, M.; Baumgarten, J. 2009. The challenge of maintaining Atlantic forest biodiversity: A multi-taxa conservation assessment of specialist and generalist species in an agro-forestry mosaic in southern Bahia. *Biological Conservation*.142:1178-1190.
- Park, H.; Ka, K-H. 2010. Spore Dispersion of *Tricholoma matsutake* at a *Pinus densiflora* Stand in Korea. *Mycobiology* 38(3):203-205.
- Pereira, J.L.; Almeida, L.C.C.; Santos, S.M. 1996. Witches' broom disease of cocoa in Bahia: attempts at eradication and containment. *Crop Protection* 15(8):743-752.
- Perfecto, I.; Vandermeer, A.J. 2002. Quality of Agroecological Matrix in a Tropical Montane Landscape: Ants in Coffee Plantations in Southern Mexico. *Conservation Biology* 16(1):174–182.
- Perfecto, I.; Vandermeer, J.; Mas, A.A.; Soto Pinto, L. 2005. Biodiversity, yield, and shade coffee certification. *Ecological Economics* 54:435–446.
- Philpott, S.M. Foster, P.F. 2005. Nest-site limitation in coffee agro-ecosystems: artificial nests promote maintenance of arboreal ant diversity. *Ecological Applications* 15:1478–1485.
- Pimm, S.L.; Russel, G.J.; Gittleman, J.L.; Brooks, T.M. 1995. The future of biodiversity. *Science* 269:347-350.
- Pomella, A.W.V.; Souza, J.T.; Niella, G.R.; Bateman, R.P.; Hebbar, P.K.; Loguercio, L.L.; Lumsden, R.D. 2007. The use of *Trichoderma stromaticum* in the management of witches' broom disease of cacao in Bahia State, Brazil. p. 210-217 In: Vincent, C.; Goettel, M.; Lazarovits, G. (eds.) *Biological Control: A Global Perspective - Case Studies from Around the World*. CABI Publishing, Wallingford-UK.
- Prade, C.A.; Matsumura, A.T.; Ott, A.P.; Portp, M.L. 2007. Diversidade de fungos do solo em sistemas agroflorestais de *Citrus* com diferentes tipos de manejo no município de Roca Sales, Rio Grande do Sul, Brasil. *Biociências* 15(1):73-81.
- Prasannarai, K.; Sridhar, K.R. 2001. Diversity and abundance of higher marine fungi on woody substrates along the west coast of India. *Current Science* 19(3):304-311.
- Purchio, A.; Gambale, W.; Paula, C.R. 1984. Airbone fungi of Baixada Santista, State of São Paulo, Brazil. *Revista de Microbiologia* 15(4):258-265.
- R Development Core Team. 2011. R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. ISBN 3-900051-07-0, URL <http://www.R-project.org/>.
- Rahbek, C. 2005. The role of spatial scale and the perception of large-scale species-richness patterns. *Ecology Letters* 8:224–239.

- Rahbek, C.; Graves, G.R. 2000. Detection of macro-ecological patterns in South American hummingbirds is affected by spatial scale. *Proceedings of the Royal Society* 267:2259-2265.
- Rahbek, C.; Graves, G.R. 2001. Multiscale assessment of patterns of avian species richness. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 98(8):4534–4539.
- Rao, T.A.; Shaikh, A.H.; Ahmed, M. 2009. Airborne fungal flora of Karachi, Pakistan. *Pakistan Journal Botany*. 41(3):1421-1428.
- Razmovski, V.; O'Meara, T.; Hjelmroos, M.; Marks, G.; Tovey, E. 1998. Adhesive tapes as capture surfaces in Burkard sampling. *Grana* 37:305-10.
- Reis, E.M.; Santos, H.P. 1985. População de *Helminthosporium sativum* no ar quantificado através de uma armadilha tipo cata-vento. *Fitopatologia Brasileira* 10:515-519.
- Ribeiro, M.C.; Metzger, J.P.; Martenses, A.C.; Ponzoni, F.J.; Hirota, M.M. 2009. The Brazilian Atlantic Forest: How much is left, and how is the remaining forest distributed? Implications for conservation. *Biological Conservation* 142:1141-1153.
- Rice, R.A.; Greenberg, R. 2000. Cacao Cultivation and the Conservation of Biological Diversity. *Ambio* 29(3):167-173.
- Ritz, K.; Young, I.M. 2004. Interactions between soil structure and fungi. *Mycologist* 18:52-59.
- Rousk, J.; Bååth, E.; Brookes, P.C.; Lauber, C.L.; Lozupone, C.; Caporaso, J.G.; Knight, R.; Fierer, N.; 2010. Soil bacterial and fungal communities across a pH gradient in an arable soil. *The ISME Journal* 1-12.
- Roy, B.A. 1994. The use and abuse of pollinators by fungi. *Trends in Ecology and Evolution* 9:335–339.
- Rubini, M.R.; Silva-Ribeiro, R.T.; Pomella, A.W.V.; Maki, C.S.; Araújo, W.L.; Santos, D.R.D.; Azevedo, J.L. 2005. Diversity of endophytic fungal community of cacao (*Theobroma cacao* L.) and biological control of *Crinipellis pernicioso*, causal agent of Witches' Broom Disease. *International Journal of Biological Sciences* 1:24-33.
- Saatchi, S.; Agosti, D.; Alger, K.; Delabie, J.; Musinsky, J. 2001. Examining fragmentation and loss of primary forest in the southern Bahian Atlantic forest of Brazil with radar imagery. *Conservation Biology* 15:867–875.
- Sabariego, S.; Díez, A.; Gutiérrez, M. 2007. Monitoring of airborne fungi in Madrid (Spain). *Acta Bot. Croat.* 66(2):117–126.
- Saccardo, P.A. 1886. *Sylloge Fungorum* 4:1-8.
- Sambuichi, R.H.R. 2002. Fitossociologia e diversidade de espécies arbóreas em cabruca (Mata Atlântica raleada sobre plantação de cacau) na região sul da Bahia, Brasil. *Acta Botanica Brasílica* 16:89-101.
- Sambuichi, R.H.R. 2006. Estrutura e dinâmica do componente arbóreo em área de cabruca na região cacaueira do sul da Bahia. *Acta Botanica Brasílica* 20(4):943-954.

- Satish, N.; Sultana, S.; Nanjundiah, V. 2007. *Diversity of soil fungi in a tropical deciduous forest in Mudumalai, southern India. Current Science* 93(5):669-677.
- Schmit, J.P.; Mueller, G.M. 2007. An estimate of the lower limit of global fungal diversity. *Biodiversity and Conservation* 16:99-111.
- Schroth, G.; Harvey, C.A.; Vincent, G. 2004. Complex agroforests: their structure, diversity, and potential role in landscape conservation. In: Schroth, G.; Fonseca, G.; Harvey, C.A.; Gascon, C.; Vasconcelos, H.; Izac, A.M. (eds.). *Agroforestry and conservation of biodiversity in tropical landscapes*. Island Press, Washington, 227-260.
- Shaffer, M.L. 1981. Minimum population sizes for species conservation. *BioScience* 31:131-134.
- Sharma, K. 2011. Mould Biodiversity of Certain Leaf Surface, Air and Soil Borne Mycoflora. *International Journal of soil science* 6(1):31-33.
- Shivas, R.G.; Hyde, K.D. 1997. Biodiversity of plant pathogenic fungi in the tropics. In: Hyde, K.D. (ed.). *Biodiversity of tropical microfungi*. Hong Kong University Press, Hong Kong, 47–56.
- Silva, J.M.C., Souza, M.C. Castelletti, C.H.M. 2004. Areas of Endemism for passerine birds in the Atlantic Forest, South America. *Global Ecology Biogeography* 13(1):85-92
- Silva, M.P.P.; Pôrto, K.C. 2009. Effect of fragmentation on the community structure of epixylic bryophytes in Atlantic Forest remnants in the Northeast of Brazil. *Biodiversity and Conservation* 18(2):317-337.
- Soininen, J.; McDonald, R.; Hillebrand, H. 2007. The distance decay of similarity in ecological communities. *Ecography* 30:3-12.
- Sorensen, T. 1948. A method of establishing groups of equal amplitude in plant sociology based on similarity of species and its application to analyses of the vegetation on Danish commons. *Biologiske Skrifter* 5:1-34.
- Souza, J.T.; Pomella, A.W.V.; Bowers, J.; Pirovani, C. P.; Loguercio, L.L.; Hebbbar, P. 2006. Genetic and Biological Diversity of *Trichoderma stromaticum*, a Mycoparasite of the Cacao Witches' Broom Pathogen. *Phytopathology* 96(1):61-67.
- Stanwood, J. 2009. Environmental variables affect fungal diversity on blueberry (*Vaccinium* spp.) leaf surfaces. 2009. 54 f. Tese (Mestrado em Ciências biológicas) – The State University of New Jersey, Cemdén.
- Stepalska, D.; Wolek, J. 2005. Variation of fungal spore concentrations of selected taxa associated to weather conditions in Cracow, Poland, in 1997. *Aerobiologia* 21:43–52.

- Stockmarr, A.; Andreasen, V.; Ostergård, H. 2007. Dispersal Distances for Airborne Spores Based on Deposition Rates and Stochastic Modeling. *Phytopathology* 97:1325-1330.
- Strobel, G.; Yang, X.S.; Sears, J.; Kramer, R.; Sidhu, R.S.; Hess, W.M. 1996. Taxol from *Pestalotiopsis microspora*, an endophytic fungus of *Taxus wallachiana*. *Microbiology* 142:435-440.
- Swapna, S.; Syed, A.; Krishnappa, M. 2008. Diversity of macrofungi in semi-evergreen and moist deciduous forest of Shimoga district-Karnataka, India. *Indian Journal of Mycology and Plant Pathology* 38(1):21–26.
- Takahashi, K.H.; Kagaya, T. 2005. Guild structure of wood-rotting fungi based on volume and decay stage of coarse woody debris. *Ecological Research* 20(2): 215-222.
- Taylor, P.D.; Fahrig, L.; Henein, K.; Merriam, G. 1993. Connectivity is a vital element of landscape structure. *Oikos* 68:571–573.
- Thomas, W.W.; Carvalho, A.M.; Amorim, A.A.; Garrison, J. Arbeláez, A.L. 1998. Plant endemism in two forests in southern Bahia, Brazil. *Biodiversity and Conservation* 7(3):311-322.
- Thomas, W.W.; Carvalho, A.M.; Amorim, A.A.; Garrison, J.; Santos, T.S. 2008. Diversity of woody plants in the Atlantic coastal forest of southern Bahia, Brazil. In: Thomas, W.W. (ed.). *The Atlantic Coastal Forests of Northeastern Brazil*. Mem. New York Botanical Garden. 100:21-66.
- Tscharntke, T.; Clough, Y.; Bhagwat, S.A.; Buchori, D.; Faust, H.; Hertel, D.; Hölscher, D.; Jührbandt, J.; Kessler, M.; Perfecto, Y.; Scherber, C.; Schroth, G.; Veldkamp, E.; Wanger, T.C. 2011. Multifunctional shade-tree management in tropical agroforestry landscapes – a review. *Journal of Applied Ecology* 48:619-629.
- Vaidya, G.S.; Shrestha, K.; Wallander, H. 2007. Function of organic matter (green manure) and the effect on soil properties. *Banko Janakari* 17(2):62-69.
- Van der Heijden, M.G.A.; Klironomos, J.N.; Usic, M.; Peter, M.; Streitwolf-Engel, R.; Boller, T.; Wiemken, A.; Sanders, S. 1998. Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. *Nature* 396:60-72.
- Viljanen-Rollinson, S.L.H.; Parr, E.L.; Marroni, M.V. 2007. Monitoring long distance spore dispersal by wind — a review. *New Zealand Plant Protect* 60:291–6.
- Vitousek, P.M.; Mooney, H.A.; Lubchenco, J.; Melillo, J.M. 1997. Human Domination of Earth's Ecosystems. *Science* 277:494-499.
- Watanabe, T. 2002. *Pictorial atlas of soil and seed fungi: morphologies of cultured fungi and key to species*. CRC PRESS, London.
- Webster, M.S.; Marra, P.P.; Haig, P.M.; Bensch, S.; Holmes, R.T. 2002. Links between worlds: unraveling migratory connectivity. *Trends in Ecology and Evolution* 17:76-83.

- Wilcove, D.S. 1988. Changes in the avifauna of the Great Smoky Mountains: 1947-1983. *Wilson Bulletin* 100:256-271
- Wilcove, D.S.; Mclellan, C.H.; Dobson, A.P. 1986. Habitat fragmentation in the temperate zone. In: Soulé, M.E. (ed.). *Conservation Biology: the science of scarcity and diversity*. Sunderland, Sinauer. 237-256.
- Wilcox, B.; Murphy, D. 1985. Conservation strategy: the effects of fragmentation on extinction. *American Naturalist* 125:879-887.
- Williams, R.H.; Ward, E.; McCartney, H.A. 2001. Methods for integrated air sampling and DNA analysis for the detection of airborne fungal spores. *Applied and Environmental Microbiology* 67(6):2453-2459.
- Wright, R.J. 2006. *Biological control of insect and mite pests*. University of Nebraska-Lincoln Extension.
- Xu, X.-M.; Ridout, M.S. 2001. Effects of Prevailing Wind Direction on Spatial Statistics of Plant Disease Epidemics. *Journal of Phytopathology* 149:155-166.
- Zanzot, J.W.; Matusick, G.; Eckhardt, L.G. 2010. Ecology of root-feeding beetles and their associated fungi on longleaf pine in Georgia. *Environmental Entomology* 39(2):415-423.
- Zar, J.H. 1999. *Biostatistical analysis*. 4^a ed. New Jersey, Prentice-Hall, Inc., 663p +212App.
- Zhou, D.; Hyde, K. 2001. Host-specificity, host-exclusivity, and host-recurrence in saprobic fungi. *Mycological Research* 105:1449e1457.
- Zuidema, P.A.; Sayer, J.A.; Dijkman, W. 1996. Forest fragmentation and biodiversity: the case for intermediate-sized conservation areas. *Environmental Conservation* 23:290-297.

8. APÊNDICE

Tabela A1 – Abundância das morfoespécies de aerospóros fúngicos amostradas em fragmentos florestais e cabruças sob diferentes formas de manejo no sul da Bahia.

Morfoespécie ¹	Ambiente					Total	%
	FL	CP	CL	CML	CC		
<i>Alternaria</i> sp.1	1	0	0	0	0	1	0,02
Ascomycota sp.1	9	0	63	1	2	75	1,63
Ascomycota sp.2	0	0	16	5	20	41	0,89
Ascomycota sp.3	1	0	0	0	0	1	0,02
Ascomycota sp.4	0	0	0	0	1	1	0,02
Ascomycota sp.5	13	10	10	0	0	33	0,72
Ascomycota sp.6	3	0	0	0	0	3	0,07
Ascomycota sp.7	2	5	0	0	2	9	0,20
Ascomycota sp.8	1	0	0	0	0	1	0,02
Ascomycota sp.9	1	11	10	0	0	22	0,48
Ascomycota sp.10	0	0	0	0	1	1	0,02
Ascomycota sp.11	3	2	0	0	0	5	0,11
Ascomycota sp.12	1	5	0	0	0	6	0,13
Ascomycota sp.13	2	1	0	0	0	3	0,07
Ascomycota sp.14	8	20	5	0	1	34	0,74
Ascomycota sp.15	5	0	0	0	0	5	0,11
Ascomycota sp.16	0	1	0	0	0	1	0,02
Ascomycota sp.17	2	0	0	0	0	2	0,04
Ascomycota sp.18	8	7	23	6	6	50	1,08
Ascomycota sp.19	1	8	3	0	3	15	0,33
Ascomycota sp.20	0	0	0	1	0	1	0,02
Ascomycota sp.21	0	1	2	0	0	3	0,07
Ascomycota sp.22	1	1	3	0	0	5	0,11
Ascomycota sp.23	0	0	0	2	5	7	0,15
Ascomycota sp.24	0	8	0	0	0	8	0,17
Ascomycota sp.25	0	0	3	0	0	3	0,07
Ascomycota sp.26	21	10	3	0	1	35	0,76
Ascomycota sp.27	8	3	0	0	0	11	0,24
Ascomycota sp.28	7	0	0	0	0	7	0,15
Ascomycota sp.29	22	0	0	0	0	22	0,48
Ascomycota sp.30	7	0	0	0	0	7	0,15
Ascomycota sp.31	13	0	0	0	0	13	0,28
Ascomycota sp.32	2	0	0	0	0	2	0,04
Ascomycota sp.33	7	0	0	0	0	7	0,15
Ascomycota sp.34	6	0	0	0	0	6	0,13
Ascomycota sp.35	6	0	0	0	0	6	0,13
Ascomycota sp.36	3	0	0	0	0	3	0,07

Morfoespécie ¹	Ambiente					Total	%
	FL	CP	CL	CML	CC		
[cont]							
<i>Ascomycota</i> sp.37	4	0	0	0	0	4	0,09
<i>Ascomycota</i> sp.38	8	10	5	0	0	23	0,50
<i>Ascomycota</i> sp.39	1	0	0	0	0	1	0,02
<i>Ascomycota</i> sp.40	1	0	0	2	10	13	0,28
<i>Ascomycota</i> sp.41	1	0	0	0	0	1	0,02
<i>Ascomycota</i> sp.42	1	0	0	0	0	1	0,02
<i>Ascomycota</i> sp.43	4	0	0	0	0	4	0,09
<i>Ascomycota</i> sp.44	1	0	0	0	0	1	0,02
<i>Ascomycota</i> sp.45	13	7	0	4	1	25	0,54
<i>Ascomycota</i> sp.46	0	3	0	1	10	14	0,30
<i>Ascomycota</i> sp.47	0	0	0	0	14	14	0,30
<i>Ascomycota</i> sp.48	8	0	3	0	0	11	0,24
<i>Ascomycota</i> sp.49	0	0	11	0	3	14	0,30
<i>Ascomycota</i> sp.50	0	0	7	0	0	7	0,15
<i>Ascomycota</i> sp.51	3	0	0	0	28	31	0,67
<i>Ascomycota</i> sp.52	1	0	0	0	0	1	0,02
<i>Ascomycota</i> sp.53	0	0	0	0	3	3	0,07
<i>Ascomycota</i> sp.54	9	0	0	0	0	9	0,20
<i>Ascomycota</i> sp.55	8	3	0	3	1	15	0,33
<i>Aspergillus</i> sp.1	1	0	0	0	4	5	0,11
<i>Aureobasidium</i> sp.1	1	0	0	0	0	1	0,02
<i>Aureobasidium</i> sp.2	1	0	0	0	10	11	0,24
<i>Aureobasidium</i> sp.3	4	0	4	0	0	8	0,17
<i>Aureobasidium</i> sp.4	0	1	0	0	0	1	0,02
<i>Candelabrella</i> sp.1	0	0	1	0	6	7	0,15
<i>Cercospora</i> sp.1	39	6	63	0	0	108	2,34
<i>Cercospora</i> sp.2	0	5	0	0	3	8	0,17
<i>Cercospora</i> sp.3	2	8	8	0	6	24	0,52
<i>Cercospora</i> sp.4	22	6	3	0	0	31	0,67
<i>Cercospora</i> sp.5	9	1	0	0	0	10	0,22
<i>Cercospora</i> sp.6	9	0	0	0	0	9	0,20
<i>Chaetomium</i> sp.1	40	0	41	1	17	99	2,15
<i>Chaetomium</i> sp.2	16	9	0	7	2	34	0,74
<i>Cladosporium</i> sp.1	15	0	52	0	1	68	1,48
<i>Cladosporium</i> sp.2	22	0	35	0	0	57	1,24
<i>Cladosporium</i> sp.3	4	0	18	0	0	22	0,48
<i>Cladosporium</i> sp.4	0	0	0	0	13	13	0,28
<i>Cladosporium</i> sp.5	70	54	45	0	2	171	3,71
<i>Cladosporium</i> sp.6	123	116	0	0	0	239	5,19
<i>Cladosporium</i> sp.7	74	20	9	0	3	106	2,30
<i>Colletotrichum</i> sp.1	52	0	0	12	0	64	1,39
<i>Colletotrichum</i> sp.2	18	0	6	0	0	24	0,52

Morfoespécie ¹	Ambiente					Total	%
	FL	CP	CL	CML	CC		
[cont]							
<i>Corynespora</i> sp.1	0	6	15	23	33	77	1,67
<i>Corynespora</i> sp.2	7	0	8	16	0	31	0,67
<i>Corynespora</i> sp.3	3	0	0	0	0	3	0,07
<i>Corynespora</i> sp.4	34	0	0	0	0	34	0,74
<i>Curvularia</i> sp.1	17	0	7	0	0	24	0,52
<i>Curvularia</i> sp.2	3	0	0	0	0	3	0,07
<i>Dactylella</i> sp.1	10	0	0	0	0	10	0,22
<i>Delitschia</i> sp.1	16	5	0	0	24	45	0,98
<i>Dendryphon</i> sp.1	1	0	0	0	3	4	0,09
<i>Didymella</i> sp.1	7	2	10	0	0	19	0,41
<i>Didymella</i> sp.2	2	0	0	0	5	7	0,15
<i>Diplodia</i> sp.1	5	15	0	0	0	20	0,43
<i>Dothiorella</i> sp.1	0	0	1	0	0	1	0,02
<i>Drechslera</i> sp.1	16	0	8	0	0	24	0,52
<i>Drechslera</i> sp.2	0	0	0	1	12	13	0,28
<i>Drechslera</i> sp.3	1	42	8	6	2	59	1,28
<i>Drechslera</i> sp.4	3	0	0	3	1	7	0,15
<i>Drechslera</i> sp.5	0	0	1	13	65	79	1,71
<i>Drechslera</i> sp.6	1	0	0	0	0	1	0,02
<i>Drechslera</i> sp.7	0	1	0	0	0	1	0,02
<i>Drechslera</i> sp.8	36	9	12	0	13	70	1,52
<i>Drechslera</i> sp.9	1	0	0	0	0	1	0,02
<i>Drechslera</i> sp.10	1	0	0	0	1	2	0,04
<i>Drechslera</i> sp.11	2	0	0	0	0	2	0,04
<i>Drechslera</i> sp.12	26	14	5	0	0	45	0,98
<i>Drechslera</i> sp.13	2	0	0	0	0	2	0,04
<i>Drechslera</i> sp.14	7	2	0	0	0	9	0,20
<i>Drechslera</i> sp.15	0	0	0	0	28	28	0,61
<i>Drechslera</i> sp.16	6	1	0	0	0	7	0,15
<i>Drechslera</i> sp.17	3	17	0	0	0	20	0,43
<i>Drechslera</i> sp.18	0	1	16	0	0	17	0,37
<i>Drechslera</i> sp.19	0	13	9	0	0	22	0,48
<i>Drechslera</i> sp.20	0	0	2	0	0	2	0,04
<i>Drechslera</i> sp.21	2	2	0	0	0	4	0,09
<i>Drechslera</i> sp.22	0	1	0	0	0	1	0,02
<i>Epicoccum</i> sp.1	19	3	2	0	0	24	0,52
<i>Eupelte</i> sp.1	2	0	0	0	5	7	0,15
<i>Fusarium</i> sp.1	58	3	58	15	2	136	2,95
<i>Fusarium</i> sp.2	16	1	16	0	2	35	0,76
<i>Fusarium</i> sp.3	9	0	0	0	0	9	0,20
<i>Gyrothrix</i> sp.1	3	0	0	0	0	3	0,07
<i>Humicola</i> sp.1	37	22	172	21	19	271	5,88

Morfoespecie ¹	Ambiente					Total	%
	FL	CP	CL	CML	CC		
[cont]							
<i>Humicola</i> sp.2	15	6	0	0	0	21	0,46
<i>Humicola</i> sp.3	10	0	21	0	0	31	0,67
<i>Leptoxyphium</i> sp.1	24	3	34	0	1	62	1,35
<i>Lophiostoma</i> sp.1	18	12	4	0	0	34	0,74
<i>Meliola</i> sp.1	6	21	8	1	5	41	0,89
<i>Meliolina</i> sp.1	24	0	0	0	0	24	0,52
<i>Microsporium</i> sp.1	0	0	4	0	0	4	0,09
<i>Microsporium</i> sp.2	1	0	0	0	0	1	0,02
<i>Microsporium</i> sp.3	13	10	0	0	0	23	0,50
<i>Moniliophthora</i> sp.1	0	0	6	0	0	6	0,13
<i>Mycosphaerella</i> sp.1	28	3	10	0	0	41	0,89
<i>Mycosphaerella</i> sp.2	16	21	0	0	0	37	0,80
<i>Mycosphaerella</i> sp.3	9	3	0	0	0	12	0,26
<i>Mycosphaerella</i> sp.4	0	0	0	0	46	46	1,00
<i>Nigrospora</i> sp.1	0	0	0	6	1	7	0,15
<i>Nigrospora</i> sp.2	14	66	7	4	46	137	2,97
<i>Nigrospora</i> sp.3	0	6	1	15	22	44	0,95
<i>Ochroconis</i> sp.1	6	3	11	2	6	28	0,61
<i>Ochroconis</i> sp.2	14	12	36	6	13	81	1,76
<i>Ochroconis</i> sp.3	42	0	0	0	0	42	0,91
<i>Ochroconis</i> sp.4	16	0	0	0	9	25	0,54
<i>Otthia</i> sp.1	1	0	0	1	8	10	0,22
<i>Paecilomyces</i> sp.1	3	0	3	0	0	6	0,13
<i>Penicillium</i> sp.1	1	0	0	0	0	1	0,02
<i>Pestalotiopsis</i> sp.1	39	1	31	0	23	94	2,04
<i>Pestalotiopsis</i> sp.2	29	0	0	0	0	29	0,63
<i>Pestalotiopsis</i> sp.3	5	41	4	0	0	50	1,08
<i>Phomopsis</i> sp.1	1	4	0	0	0	5	0,11
<i>Phytophthora</i> sp.1	0	0	2	7	23	32	0,69
<i>Pleospora</i> sp.1	0	0	0	1	0	1	0,02
<i>Pleospora</i> sp.2	1	7	6	0	0	14	0,30
<i>Pleospora</i> sp.3	3	19	4	0	3	29	0,63
<i>Pleospora</i> sp.4	2	0	0	0	0	2	0,04
Pleosporales sp.1	0	4	7	1	41	53	1,15
Pleosporales sp.2	6	0	0	0	0	6	0,13
Pleosporales sp.3	0	5	10	0	0	15	0,33
Pleosporales sp.4	0	0	0	0	1	1	0,02
Pleosporales sp.5	0	0	3	0	0	3	0,07
Pleosporales sp.6	0	0	0	7	2	9	0,20
Pleosporales sp.7	0	0	1	0	0	1	0,02
Pleosporales sp.8	1	0	0	0	0	1	0,02
Saccharomycetales sp.1	22	11	0	0	0	33	0,72

Morfoespécie ¹	Ambiente					Total	%
	FL	CP	CL	CML	CC		
<i>[cont]</i>							
Saccharomycetales sp.2	8	0	0	0	0	8	0,17
Saccharomycetales sp.3	5	0	0	0	0	5	0,11
Saccharomycetales sp.4	9	0	0	0	0	9	0,20
<i>Scopulariopsis</i> sp.1	16	0	15	0	4	35	0,76
<i>Scopulariopsis</i> sp.2	0	28	0	1	0	28	0,61
<i>Sporidesmium</i> sp.1	0	26	2	0	0	28	0,61
<i>Sporidesmium</i> sp.2	8	0	0	0	0	9	0,20
<i>Sporidesmium</i> sp.3	1	0	0	0	0	1	0,02
<i>Stagonospora</i> sp.1	39	17	22	0	0	78	1,69
<i>Stagonospora</i> sp.2	0	0	1	0	4	5	0,11
<i>Tetraposporium</i> sp.1	2	0	0	0	0	2	0,04
<i>Torula</i> sp.1	56	1	64	0	0	121	2,63
<i>Torula</i> sp.2	0	21	22	0	0	43	0,93
<i>Torula</i> sp.3	14	6	0	0	6	26	0,56
<i>Torula</i> sp.4	0	0	7	0	0	7	0,15
<i>Tricladium</i> sp.1	0	3	0	0	0	3	0,07
Uredinales sp.1	0	1	0	0	0	1	0,02
<i>Uredo</i> sp.1	0	0	0	0	17	17	0,37
<i>Xylaria</i> sp.1	0	0	1	0	0	1	0,02
<i>Xylaria</i> sp.2	7	0	0	0	0	7	0,15
<i>Xylaria</i> sp.3	15	0	0	0	0	15	0,33
<i>Xylaria</i> sp.4	3	18	8	9	2	40	0,87
Xylariaceae sp.1	0	5	0	0	24	29	0,63
<i>Zopfiella</i> sp.1	0	3	0	0	0	3	0,07
Total	1658	889	1157	204	701	4609	-

FL = Florestas nativas; CP = Cabruca perto (< 100 m de distância da floresta); CL = Cabruca longe (> 1000 m de distância da floresta); CML = Cabruca muito longe (> 3000 m da floresta); CC = Cabruca clonada (independente de distância da floresta).

¹ Quando não foi possível identificar a morfoespécie dos esporos até gênero, indicado pelo nome em itálico, manteve-se a categoria taxonômica (táxon) mais próxima que permitiu identificação; as morfoespécies foram definidas e diferenciadas entre si pela extensão 'sp.', seguida de um número, à direita do táxon.

Tabela A2 – Microfotografias tomadas de exemplares das morfoespécies encontradas.



Alternaria sp.1



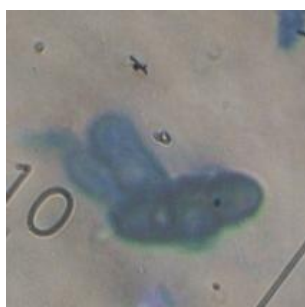
Ascomycota sp.1



Ascomycota sp.2



Ascomycota sp.3



Ascomycota sp.4



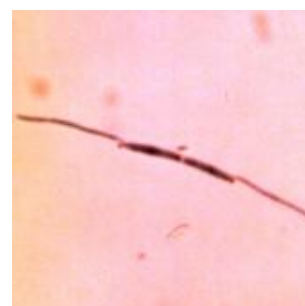
Ascomycota sp.5



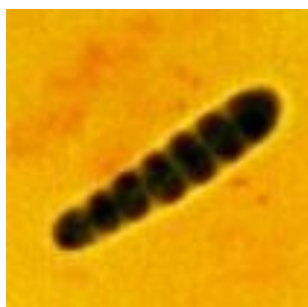
Ascomycota sp.6



Ascomycota sp.7



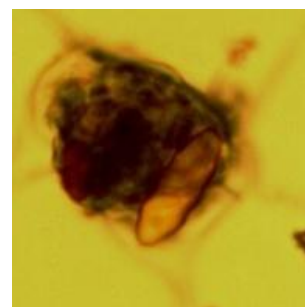
Ascomycota sp.8



Ascomycota sp.9



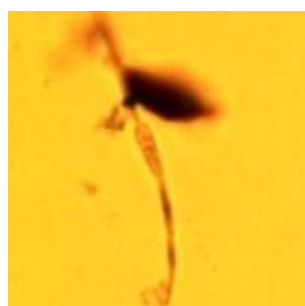
Ascomycota sp.10



Ascomycota sp.11



Ascomycota sp.12



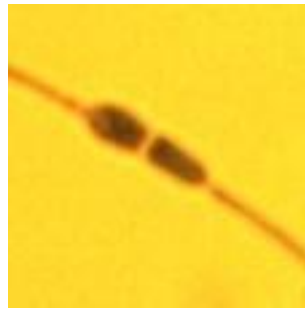
Ascomycota sp.13



Ascomycota sp.14



Ascomycota sp.15



Ascomycota sp.16



Ascomycota sp.17



Ascomycota sp.18



Ascomycota sp.19



Ascomycota sp.20



Ascomycota sp.21



Ascomycota sp.22



Ascomycota sp.23



Ascomycota sp.24



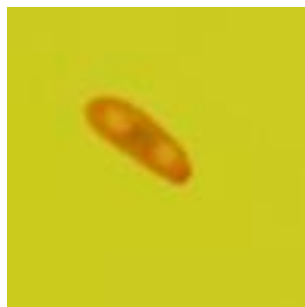
Ascomycota sp.25



Ascomycota sp.26



Ascomycota sp.27



Ascomycota sp.28



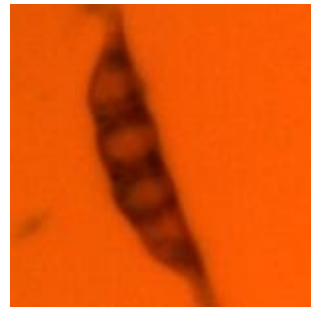
Ascomycota sp.29



Ascomycota sp.30



Ascomycota sp.31



Ascomycota sp.32



Ascomycota sp.33



Ascomycota sp.34



Ascomycota sp.35



Ascomycota sp.36



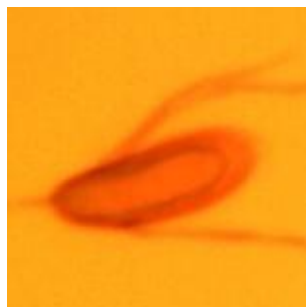
Ascomycota sp.37



Ascomycota sp.38



Ascomycota sp.39



Ascomycota sp.40



Ascomycota sp.41



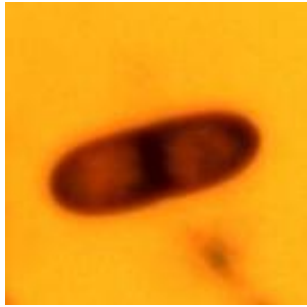
Ascomycota sp.42



Ascomycota sp.43



Ascomycota sp.44



Ascomycota sp.45



Ascomycota sp.46



Ascomycota sp.47



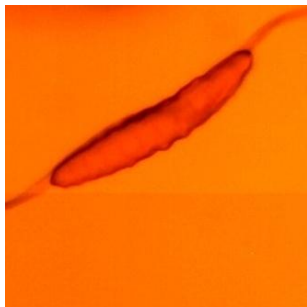
Ascomycota sp.48



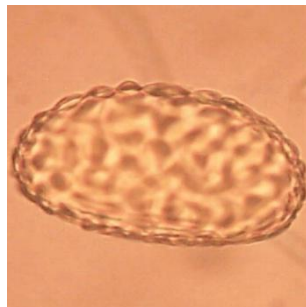
Ascomycota sp.49



Ascomycota sp.50



Ascomycota sp.51



Ascomycota sp.52



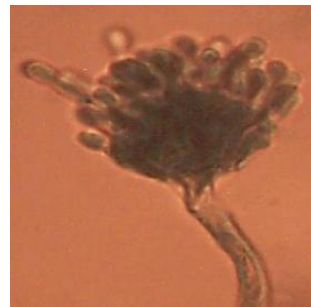
Ascomycota sp.53



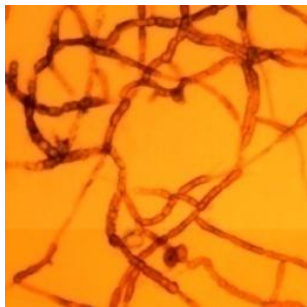
Ascomycota sp.54



Ascomycota sp.55



Aspergillus sp.1



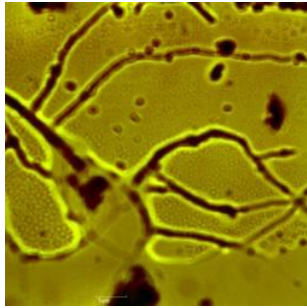
Aureobasidium sp.1



Aureobasidium sp.2



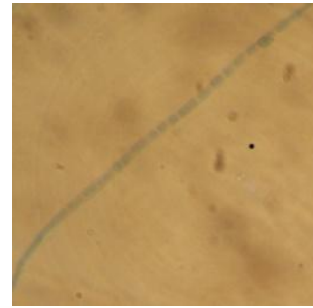
Aureobasidium sp.3



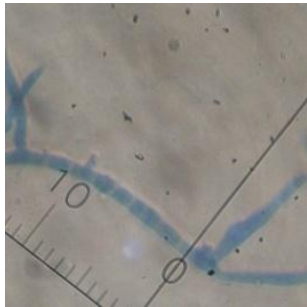
Aureobasidium sp.4



Candellabrella sp.1



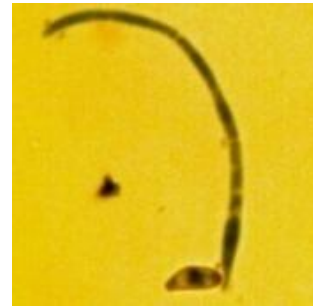
Cercospora sp.1



Cercospora sp.2



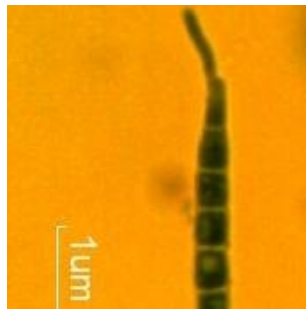
Cercospora sp.3



Cercospora sp.4



Cercospora sp.5



Cercospora sp.6



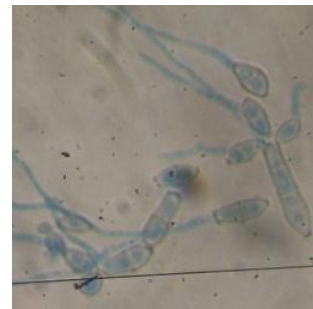
Chaetomium sp.1



Chaetomium sp.2



Cladosporium sp.1



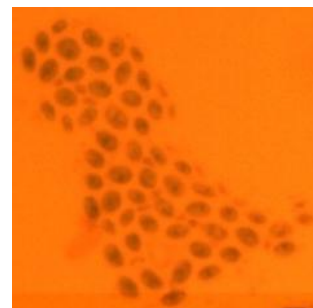
Cladosporium sp.2



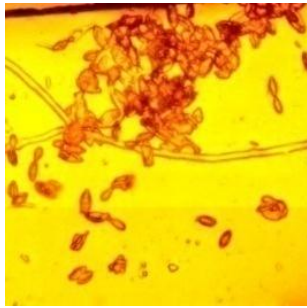
Cladosporium sp.3



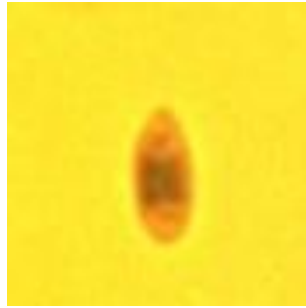
Cladosporium sp.4



Cladosporium sp.5



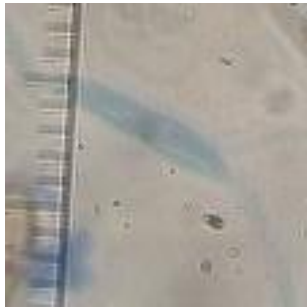
Cladosporium sp.6



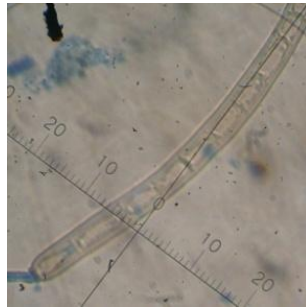
Cladosporium sp.7



Colletotrichum sp.1



Colletotrichum sp.2



Corynespora sp.1



Corynespora sp.2



Corynespora sp.3



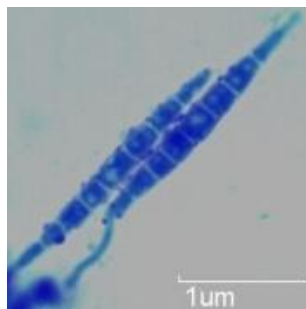
Corynespora sp.4



Curvularia sp.1



Curvularia sp.2



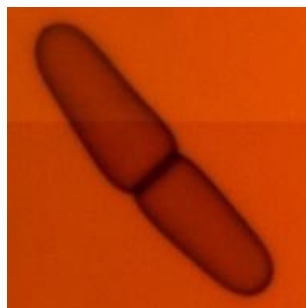
Dactylella sp.1



Delitschia sp.1



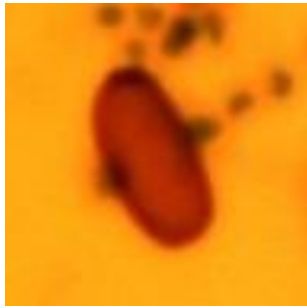
Dendryphion sp.1



Didymella sp.1



Didymella sp.2



Diplodia sp.1



Dothiorella sp.1



Drechslera sp.1



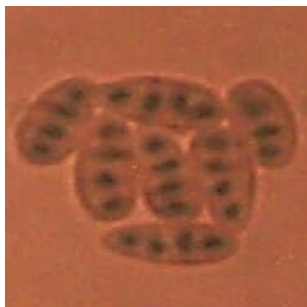
Drechslera sp.2



Drechslera sp.3



Drechslera sp.4



Drechslera sp.5



Drechslera sp.6



Drechslera sp.7



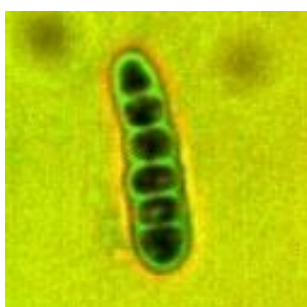
Drechslera sp.8



Drechslera sp.9



Drechslera sp.10



Drechslera sp.11



Drechslera sp.12



Drechslera sp.13



Drechslera sp.14



Drechslera sp.15



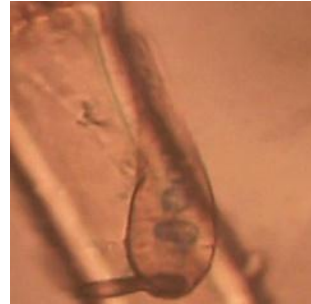
Drechslera sp.16



Drechslera sp.17



Drechslera sp.18



Drechslera sp.19



Drechslera sp.20



Drechslera sp.21



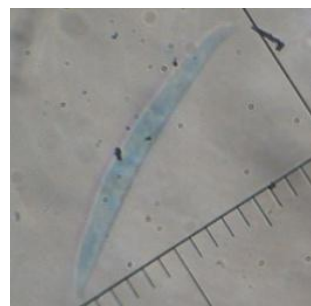
Drechslera sp.22



Epicoccum sp.1



Eupelte sp.1



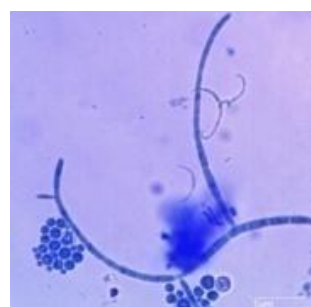
Fusarium sp.1



Fusarium sp.2



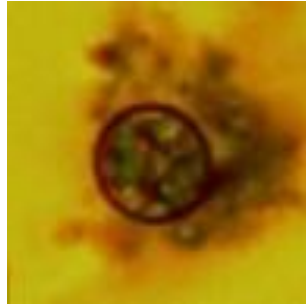
Fusarium sp.3



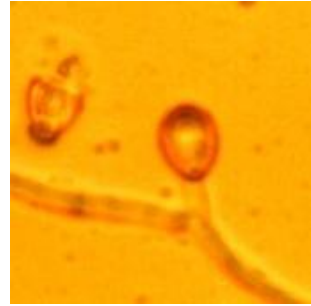
Gyrothrix sp.1



Humicola sp.1



Humicola sp.2



Humicola sp.3



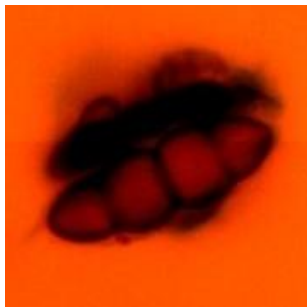
Leptoxyphium sp.1



Lophiostoma sp.1



Meliola sp.1



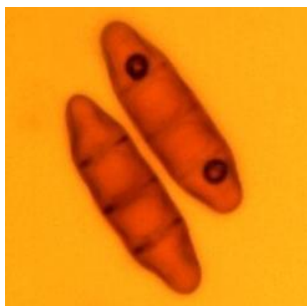
Meliolina sp.1



Microsporium sp.1



Microsporium sp.2



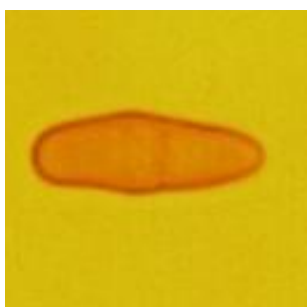
Microsporium sp.3



Moniliophthora sp.1



Mycosphaerella sp.1



Mycosphaerella sp.2



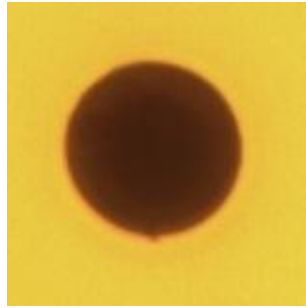
Mycosphaerella sp.3



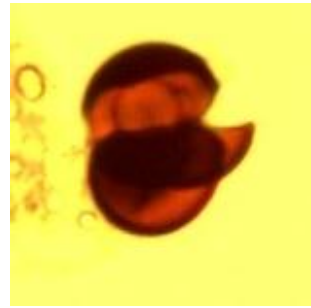
Mycosphaerella sp.4



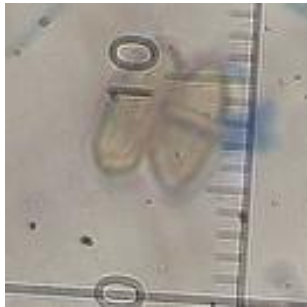
Nigrospora sp.1



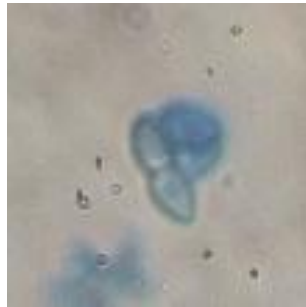
Nigrospora sp.2



Nigrospora sp.3



Ochromonis sp.1



Ochromonis sp.2



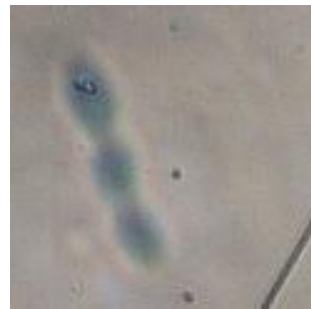
Ochromonis sp.3



Ochromonis sp.4



Otthia sp.1



Paecilomyces sp.1



Penicillium sp.1



Pestalotiopsis sp.1



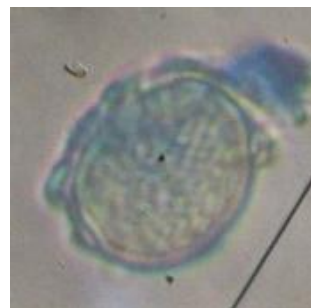
Pestalotiopsis sp.2



Pestalotiopsis sp.3



Phomopsis sp.1



Phytophthora sp.1



Pleospora sp.1



Pleospora sp.2



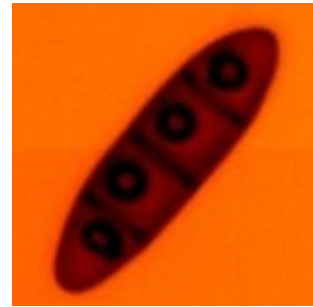
Pleospora sp.3



Pleospora sp.4



Pleosporales sp.1



Pleosporales sp.2



Pleosporales sp.3



Pleosporales sp.4



Pleosporales sp.5



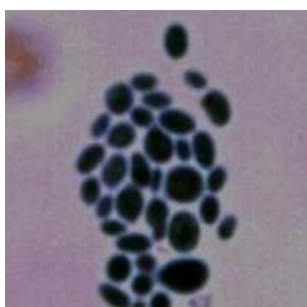
Pleosporales sp.6



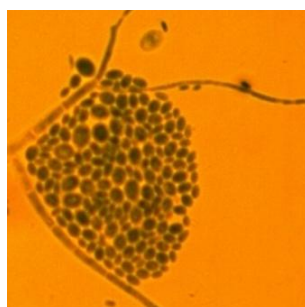
Pleosporales sp.7



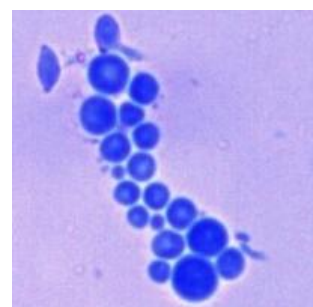
Pleosporales sp.8



Saccharomycetales sp.1



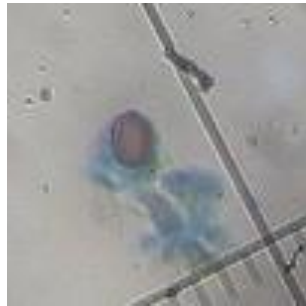
Saccharomycetales sp.2



Saccharomycetales sp.3



Saccharomycetales sp.4



Scopulariopsis sp.1



Scopulariopsis sp.2



Sporidesmium sp.1



Sporidesmium sp.2



Sporidesmium sp.3



Stagonospora sp.1



Stagonospora sp.2



Tetrasporium sp.1



Torula sp.1



Torula sp.2



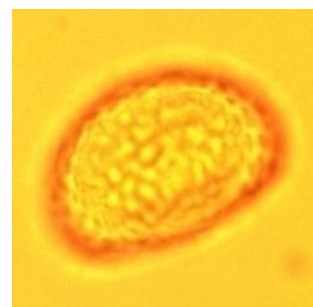
Torula sp.3



Torula sp.4



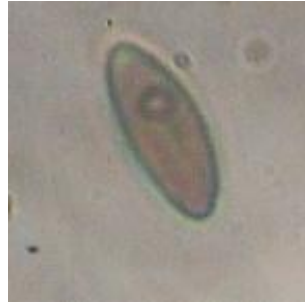
Tricladium sp.1



Uredinales sp.1



Uredo sp.1



Xylaria sp.1



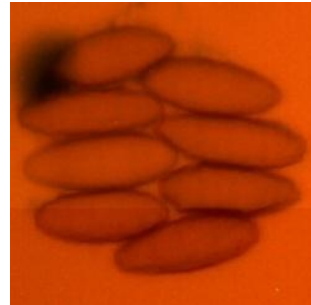
Xylaria sp.2



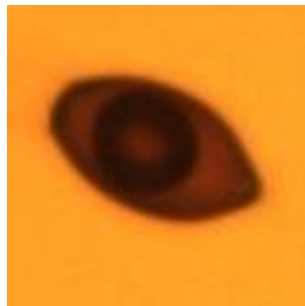
Xylaria sp.3



Xylaria sp.4



Xylariaceae sp.1



Zopfiella sp.1

