

RESSALVA

Atendendo solicitação do(a) autor(a), o texto completo deste trabalho será disponibilizado somente a partir de 03/07/2019.



**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
(Biologia Celular e Molecular)**

**EVOLUÇÃO METABÓLICA E POTENCIAL BIOTECNOLÓGICO DE JARDINS
DE FUNGO DE FORMIGAS ATTINI AVALIADOS POR
METATRSCRIPTÔMICA**

Sérgio Kakazu

Tese apresentada ao Instituto de Biociências do Câmpus de Rio Claro, Universidade Estadual Paulista, como parte dos requisitos para obtenção do título de Doutor em Ciências Biológicas (Área de Biologia Celular e Biologia Molecular).

Setembro - 2017

Sérgio Kakazu

**EVOLUÇÃO METABÓLICA E POTENCIAL BIOTECNOLÓGICO DE
JARDINS DE FUNGO DE FORMIGAS ATTINI AVALIADOS POR
METATRANSCRIPTÔMICA**

Tese apresentada ao Instituto de Biociências do Câmpus de Rio Claro, Universidade Estadual Paulista, como parte dos requisitos para obtenção do título de Doutor em Ciências Biológicas (Área de Biologia Celular e Biologia Molecular).

Orientador: Prof. Dr. Maurício Bacci Júnior

Rio Claro

2017

576 Kakazu, Sérgio
K13e Evolução metabólica e potencial biotecnológico de
 jardins de fungo de formigas Attini avaliados por
 metatranscriptômica / Sérgio Kakazu. - Rio Claro, 2017
 105 f. : il., figs., gráfs., tabs., fots.

 Tese (doutorado) - Universidade Estadual Paulista,
 Instituto de Biociências de Rio Claro
 Orientador: Maurício Bacci Júnior

 1. Micro-organismos. 2. Microbiologia aplicada. 3 Attina.
 4. Polissacarídeos vegetais. 5. Enzimas CAZy. 6. Mutualismo.
 I. Título.

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO DA TESE: EVOLUÇÃO METABÓLICA E POTENCIAL BIOTECNOLÓGICO DE JARDINS DE FUNGO DE FORMIGAS ATTINI AVALIADOS POR METATRANCRIPTÔMICA

AUTOR: SÉRGIO KAKAZU

ORIENTADOR: MAURICIO BACCI JUNIOR

Aprovado como parte das exigências para obtenção do Título de Doutor em CIÊNCIAS BIOLÓGICAS (BIOLOGIA CELULAR E MOLECULAR), pela Comissão Examinadora:


Prof. Dr. MAURICIO BACCI JUNIOR
CEIS / IB Rio Claro


Prof. Dr. ANDRE RODRIGUES
Departamento de Bioquímica e Microbiologia / IB-Rio Claro


Prof. Dr. HENRIQUE FERREIRA
Departamento de Bioquímica e Microbiologia / IB Rio Claro


Prof. Dr. ANDRÉ RICARDO DE LIMA DAMASIO
Bioquímica e Biologia Tecidual / Universidade Estadual de Campinas


Prof. Dr. VITOR FERNANDES OLIVEIRA DE MIRANDA
Departamento de Biologia Aplicada à Agropecuária / FCAV / UNESP - Jaboticabal

Rio Claro, 03 de julho de 2017

AGRADECIMENTOS

Agradeço ao meu orientador Prof. Dr. Maurício Bacci Júnior, pela oportunidade do doutorado, pela orientação, paciência e por todo conhecimento transmitido durante todos esses anos.

À minha namorada Amarílis pelo amor, dedicação e paciência. Obrigado por ser a minha companheira de todos os momentos e pela alegria que traz à minha vida.

À Dra. Milene Ferro pela colaboração, análise e sugestões ao meu trabalho.

Ao Prof. Dr. André Rodrigues, Profa. Dra. Terezinha Maria Castro Della Lucia e Prof. Dr. Fernando Pagnocca pelos materiais cedidos para a realização desse trabalho.

Aos membros da banca de defesa: Prof. Dr. André Ricardo de Lima Damásio, Prof. Dr. Henrique Ferreira e Prof. Dr. Vitor Fernandes O. de Miranda pelas contribuições ao meu trabalho.

À Dra. Mariana Lyra pela colaboração e sugestões ao meu trabalho.

À Dra. Virginia Elena Masiulionis pela ajuda no isolamento do material de jardim de fungo.

Aos Professores do Centro de Estudos de Insetos Sociais (C. E. I. S.): Prof. Dr. Mario Sergio Palma, Prof. Dr. Odair Correa Bueno e por todas as contribuições.

À CAPES pela concessão da bolsa de doutorado.

Ao Centro de Estudos de Insetos Sociais (C. E. I. S.) por fornecer a estrutura para o desenvolvimento desse trabalho.

Aos colegas, e queridos amigos de laboratório, Milene Ferro, Mariana Lyra, Renata Aquino e Corina Barrera pela amizade, ajuda e brincadeiras que tornaram o dia-a-dia no laboratório muito mais prazeroso.

Aos amigos Thiago, Paixão, Beto, Octávio, Fabrício, Cacá, Iata, Eliana, Íris, Júnior e Franco pela amizade, anos de convivência.

Agradeço as minhas queridas irmãs Miriam, Lúcia e Paula por fazerem parte da minha vida e pelo apoio que sempre me deram.

Agradeço aos meus pais, Yoshiaki e Chiemi pelo amor incondicional, pela educação e pelo apoio durante toda a minha vida.

Agradeço a minha família por todo o amor, apoio e contribuição na minha formação.

Por fim agradeço a todas as pessoas que de alguma forma contribuíram direta ou indiretamente para a realização desse trabalho.

Resumo

Formigas cultivadoras de fungo pertencentes à subtribo Attina (subfamília Myrmicinae) caracterizam-se por apresentar um mutualismo obrigatório com fungos basidiomicetos, que elas cultivam nas câmaras de seus ninhos e utilizam como sua principal fonte de alimento e enzimas, notadamente polissacaridases. Entre as formigas Attina, cinco sistemas agrícolas foram identificados, cada um deles representando uma transição na evolução da fungicultura. Conhecer as enzimas responsáveis por esta bioconversão é importante tanto para estudos evolutivos quanto para prospecção em biotecnologia. No presente estudo, foram construídas bibliotecas de RNAm de dois fungos isolados, um do jardim da formiga *Atta sexdens* (agricultura das cortadeiras), outro do jardim da formiga basal *Mycocepurus goeldii* (agricultura basal), e de mais dois jardins de fungo de formigas Attina, *Acromyrmex subterraneus* (agricultura das cortadeiras) e *Apterostigma* sp. (agricultura de fungos corais), a fim de caracterizar enzimas responsáveis pela bioconversão de matéria vegetal fresca em açúcares redutores. Nossos resultados demonstram que todos os materiais estudados, exceto o jardim de *Apterostigma* sp., expressaram todas as enzimas necessárias para a degradação da celulose. O jardim de *Apterostigma* sp., aparentemente, possui um sistema celulolítico limitado a degradação da celulose do tipo amorfa. Nossos dados indicam que *L. gongylophorus* não sofreu perda na capacidade de degradar polissacarídeos recalcitrantes de parede celular ao longo da sua história evolutiva. Pelo contrário, *L. gongylophorus* apresentou um melhor potencial para a degradação da xilana quando comparado ao fungo mutualista de *M. goeldii*, representante da forma de agricultura basal. A diferença no número de enzimas CAZy observadas entre o fungo *L. gongylophorus* isolado e o jardim de *A. subterraneus* evidencia uma flexibilidade metabólica em resposta ao tipo de substrato utilizado pelo fungo. Entre os materiais analisados, o fungo *L. gongylophorus* isolado apresentou um sistema enzimático mais completo para a degradação da biomassa vegetal, sendo portando o microrganismo mais promissor para a produção biotecnológica de açúcares fermentáveis.

Palavras-chave: Attina, Jardins de fungo, polissacarídeos vegetais, enzimas CAZy, mutualismo.

Abstract

Fungus-growing ants belonging to the subtribe Attina (subfamily Myrmicinae) are characterized by an obligatory mutualism with basidiomycete fungi which they grow into the chambers of their nests and use as the main source of food and enzymes, notably polysaccharidases. Among attinas, five agricultural systems have been identified, each representing a transition in the evolution of fungiculture. It is important to understand the enzymes responsible for this bioconversion both for evolutionary studies and for prospecting in biotechnology. In the present investigation, we built libraries of mRNA of two different isolated fungi, one from gardens of the leaf-cutter ant *Atta sexdens* (leaf-cutter agriculture) and another isolated from gardens of the basal ant *Mycocepurus goeldii* (lower agriculture), and two other fungal gardens of attina ants, *Acromyrmex subterraneus* (leaf-cutter agriculture) and *Apterostigma* sp. (coral fungus agriculture) in order to characterize enzymes which are responsible for the bioconversion of vegetal matter into reducing sugars. Our results demonstrate that all the analyzed materials, except the *Apterostigma* sp. garden, expressed all the enzymes necessary for the cellulose degradation. The *Apterostigma* sp. garden apparently has a cellulolytic system limited to the degradation of amorphous cellulose. Our data indicate that *L. gongylophorus* did not suffer any loss in the ability to degrade recalcitrant cell wall polysaccharides throughout their evolutionary history. In contrast, *L. gongylophorus* presented a better potential for degradation of xylan compared to the fungus of *M. goeldii*, representative of the lower agriculture. The observed difference between the numbers of CAZymes in the fungus *L. gongylophorus* isolated and the *A. subterraneus* garden shows a metabolic flexibility in response to the type of substrate used by the fungus. Among the analyzed materials, the fungus *L. gongylophorus* isolated presented a more complete enzymatic system for the degradation of the plant biomass, being the most promising microorganism for the biotechnological production of fermentable sugars.

Keywords: Attina, fungus gardens, plant polysaccharides, CAZymes, mutualism.

SUMÁRIO

INTRODUÇÃO	6
Caracterização do transcriptoma do Jardim de fungo de diferentes espécies de Attina	6
Diversidade e Filogenia de Formigas da Subtribo Attina	7
Sistemas de cultivo de fungos e microbiota associada estudados no presente Projeto de Doutorado	10
Micro-organismos simbiotes das formigas Attina	11
Estrutura e fluxo de carbonos nas culturas de fungo mutualista	11
Metatranscriptômica avaliando genes e enzimas importantes para o fluxo de carbonos.....	14
Enzimas Ativas em Carboidratos (CAZy)	17
Estrutura da parede celular vegetal	18
Celulose	19
Hemicelulose	20
Xilana	20
Xiloglucana.....	20
Galactomanana	21
Pectina	21
Homogalacturonana	21
Xilogalacturonana.....	22
Rhamnogalacturonana I	22
Lignina	22
Cutina.....	22
Enzimas celulolíticas.....	23
Enzimas hemicelulolíticas.....	24
Enzimas pectinolíticas.....	25
Enzimas ligninolíticas.....	27
Lignina peroxidase	27
Manganês peroxidase	28
Peroxidase versátil	29
Lacase	29

Cutinases.....	30
Amido	31
Enzimas amilolíticas	31
Enzimas quitinolíticas	32
OBJETIVOS	33
MATERIAL E MÉTODOS	34
Extração do RNA total de ninhos de formigas <i>Attina</i>	34
Isolamento e extração do RNA total de fungos de formigas <i>Attina</i>	34
Análise de qualidade do RNA	36
Construção e sequenciamento de bibliotecas transcriptômicas e metatranscriptômicas	37
Pré-processamento das sequências	37
Análise da qualidade da montagem do transcriptoma	38
Agrupamento das sequências	38
Obtenção de sequências proteicas e codificadoras de proteínas (CDS)	38
Categorização de enzimas ativas sobre carboidratos (CAZy).....	39
Busca de genes ortólogos entre espécies	39
Identificação molecular <i>in silico</i> dos fungos mutualistas	39
Anotação funcional das enzimas CAZy	40
RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	40
Análise de qualidade do RNA	41
Sequenciamento de transcriptomas.....	42
Pré-processamento das sequências	42
Análise qualidade da montagem do transcriptoma.....	46
Identificação molecular <i>in silico</i> dos fungos mutualistas	50
Anotação funcional das Carbohidrases	57
CONCLUSÕES	81
REFERÊNCIAS.....	83

INTRODUÇÃO

Caracterização do transcriptoma do Jardim de fungo de diferentes espécies de *Attina*

Formigas cultivadoras de fungo pertencentes à subtribo *Attina* compõem um grupo monofilético com 15 gêneros e aproximadamente de 300 espécies descritas (BRANDÃO; MAYHÉ-NUNES; SANHUDO, 2011, SOSA-CALVO et al., 2013, JEŠOVNIK et al., 2016), que se caracteriza por apresentar um mutualismo obrigatório com fungos basidiomicetos, que elas cultivam e utilizam como principal fonte de alimento e enzimas (CHERRET et al., 1989, MUELLER et al., 1998, SIQUEIRA et al., 1998), notadamente polissacaridases (SIQUEIRA et al., 1998, SILVA et al., 2003, SCHULTZ; BRADY, 2008). Apresentam uma distribuição restrita ao Continente Americano, sendo que a maioria das espécies ocorre na Região Neotropical (HÖLLDOBLER; WILSON, 1990).

Schultz e Brady (2008) realizaram uma reconstrução da evolução da agricultura *Attina*, identificando cinco sistemas de cultivo de fungos entre as duas linhagens principais das formigas: Na linhagem das *Paleoattini*, ocorrem o sistema **(1)** basal, com cultivo de fungos filogeneticamente relacionados na tribo *Leucocoprinae*, e **(2)** cultivo de fungos na Família *Pterulaceae*, por algumas espécies no gênero *Apterostigma*. Na linhagem das *Neoattini*, algumas espécies utilizam o sistema basal e ocorrem ainda os sistemas **(3)** de cultivo de leveduras, por algumas espécies de *Cyphomyrmex*; **(4)** cultivo de outras espécies fúngicas na tribo *Leucocoprinae*; **(5)** cultivo de fungo por formigas cortadeiras, que utilizam vegetação fresca.

Estudos recentes indicaram que suspensões de jardins de fungo de formigas cortadeiras *Atta bisphaerica* (sistema 5) funcionam como um sistema de fermentação em estado sólido, capaz de converter os polissacarídeos das plantas em polióis e monossacarídeos. Tal sistema apresentou um acentuado acúmulo de açúcares redutores nas primeiras doze horas de incubação a 25 °C, o que é uma característica atraente para a produção biotecnológica de açúcares fermentáveis e polióis a partir de biomassa vegetal (SOMERA et al., 2015).

Caracterizar transcritos responsáveis por esta bioconversão é importante tanto para estudos evolutivos quanto para prospecção em biotecnologia. Uma das

maneiras de caracterizar esses transcritos é por meio da confecção de bibliotecas de RNA mensageiro dos micro-organismos presentes em diferentes jardins de fungo. Tal estratégia permite estudar e comparar os perfis de expressão de transcritos de polissacaridases (e outras enzimas) dos micro-organismos presentes nos jardins de fungo dos diferentes sistemas agrícolas, gerando informações importantes para estudos evolutivos. Permite também identificar transcritos microbianos codificando para as proteínas envolvidas com a transferência de carbonos da matéria vegetal para as formigas.

Diversidade e Filogenia de Formigas da Subtribo Attina

As formigas ocupam quase todos os ambientes terrestres e compõem mais de 13.000 espécies descritas (BOLTON et al., 2014). Apresentam um comportamento extremamente especializado, que as tornaram modelo de estudo em muitas áreas da biologia, como evolução, comportamento e comunicação (RABELING et al., 2008).

Todas as espécies de formigas estão agrupadas na família Formicidae, que é dividida em 20 subfamílias (16 atuais e mais 4 extintas) (BOLTON et al., 2014). Dentro da subfamília Myrmicinae está a tribo Attini que, de acordo com a recente reclassificação proposta por Ward et al. (2015), abriga atualmente os membros das antigas tribos *Allomerus*, *Anisopheidole*, *Blepharidatta*, *Cephalotes*, *Diaphoromyrma*, *Lachnomyrmex*, *Lenomyrmex*, *Machomyrma*, *Ochetomyrmex*, *Pheidole*, *Procryptocerus*, *Tranopelta*, *Wasmannia*, bem como os membros da antiga tribo Attini cultivadoras de fungo.

As attina cultivadoras de fungo compõem um grupo monofilético, que se caracteriza por apresentar um mutualismo obrigatório com fungos basidiomicetos. Schultz e Brady (2008) reconstruíram a história evolutiva das attinas com dados de sequenciamento de quatro genes nucleares e fósseis preservados em âmbar demonstraram que a tribo divergiu em dois clados (Paleoattini e Neoattini). O grupo das Paleoattini compreende três gêneros, *Mycocepurus*, *Myrmicocrypta* e *Apterostigma* que formam um grupo menos derivado dentro da tribo. O grupo das Neoattini compreende os gêneros primitivos: *Mycetophylax*, *Mycetarotes*, *Mycetosoritis*, os intermediários *Cyphomyrmex*, *Mycetophylax*, *Mycetagroicus*,

Sericomyrmex, *Trachymyrmex*, e os mais derivados *Acromyrmex* e *Atta* (SCHULTZ; BRADY, 2008).

Os membros do grupo das menos derivadas retêm as características mais plesiomórficas e em geral apresentam colônias pequenas, com poucas câmaras de fungos, baixo número de indivíduos e operárias monomórficas. Os membros do grupo derivado pode apresentar grandes colônias com várias câmaras de fungos, um grande número de indivíduos, operárias polimórficas que podem exercer uma função específica dentro da colônia (HÖLLDOBLER; WILSON, 1990).

Todas as espécies do grupo menos derivado e a maioria das espécies do grupo derivado utilizam material orgânico morto, como pedaços de folhas e flores secas, sementes e fezes de artrópodes, para o cultivo do fungo mutualista. Já as formigas cortadeiras, que são as mais derivadas e nos gêneros *Atta* e *Acromyrmex*, usam vegetais frescos como substrato para seu fungo (HÖLLDOBLER; WILSON, 1990).

Estima-se que esta associação entre as formigas da subtribo Attina e seu fungo mutualista tenha se originado há mais de 50 milhões de anos, nas florestas tropicais da América do Sul (MUELLER et al., 2001, SCHULTZ; BRADY, 2008) e constitui um exemplo de simbiose entre herbívoros e comunidade microbiana moldada em milhões de anos de coevolução (SCHULTZ; BRADY, 2008, MIKHEYEV et al., 2010).

Entre as formigas Attina, cinco sistemas agrícolas foram identificados, cada um deles representando uma transição na evolução da fungicultura:

Agricultura basal (1), considerada a menos derivada, é praticada até hoje por algumas espécies da subtribo Attina. Os fungos cultivados nesse sistema de agricultura pertencem a um grupo parafilético da tribo Leucocoprineae, são capazes de levar uma vida livre independente do mutualismo com as attinas (SCHULTZ; BRADY, 2008). As formigas que praticam esse tipo de agricultura são coletoras de detritos e utilizam como substrato para o cultivo do fungo mutualista fezes e restos de artrópodes, flores, frutos e sementes (LEAL; OLIVEIRA, 2000).

Agricultura de fungos corais (2) caracteriza-se pelo cultivo de fungos da família Pterulaceae, praticada por algumas espécies de *Apterostigma* do “grupo *pilosum*”.

Agricultura tipo Levedura (3) caracteriza-se pelo cultivo de fungos da tribo Leucocoprineae que crescem em forma de levedura quando associado às attinas,

mas são também capazes de vida livre e nessa situação, cresce na forma de micélio. Praticada por espécies de formigas do “grupo *rimosus*” do gênero *Cyphomyrmex*.

Agricultura Derivada (4) é praticada por espécies do grupo das attinas derivadas que cultivam fungos da tribo Leucocoprinae (SCHULTZ; BRADY, 2008). Estima-se que esse sistema agrícola tenha surgido entre 20 e 10 milhões de anos atrás. As formigas que praticam esse tipo de agricultura utilizam como substrato para o crescimento do fungo vegetação fresca, folhas, flores, polpa de frutos e sementes (LEAL; OLIVEIRA, 2000). Segundo Schultz e Brady (2008) esse tipo de agricultora descende da agricultura basal e apresenta duas características que sugerem um significativo grau de “domesticação” do fungo mutualista: a incapacidade do fungo de exercer uma vida livre, e o surgimento de “gongilídeos” que são vesículas produzidas pelos fungos nas pontas das hifas e utilizadas pelas formigas para a sua alimentação.

Agricultura das Cortadeiras (5), considerada o ápice na evolução da agricultura em Attina (SCHULTZ; BRADY, 2008), é uma subdivisão da agricultura derivada. Este sistema é praticado por espécies dos gêneros *Atta* ou *Acromyrmex*, conhecidas como formigas cortadeiras por terem adquirido a habilidade de cortar e processar material vegetal fresco (folhas e flores) para o cultivo do fungo simbiote (SCHULTZ; BRADY, 2008). Nesse sistema de agricultura as formigas cultivam o fungo *Leucoagaricus gongylophorus* (Möller), altamente especializado e incapaz de viver fora do mutualismo com as attinas. (MUELLER et al., 2008, MUELLER; RABELING, 2008).

As cortadeiras necessitam de grande quantidade de folhas ou flores para atender à demanda de substrato da colônia, para o desenvolvimento do fungo e alimentação do grande número de indivíduos. Esses recursos são frequentemente adquiridos por meio da desfolhação de florestas neotropicais e savanas (CHERRETT, 1986, HÖLLDOBLER; WILSON 1990, WIRTH et al., 2003), e também de uma ampla faixa de espécies vegetais cultivadas pelo homem, motivo pelo qual algumas espécies de cortadeiras são consideradas pragas para a agricultura (DELLA-LUCIA, 1993, DELLA-LUCIA et al., 2011).

Os ninhos das cortadeiras são, portanto, uma grande biofábrica processando matéria vegetal, notadamente carbonos advindos de polissacarídeos (SIQUEIRA et al., 1998, SILVA et al., 2003), para gerar biomassa de invertebrados e fúngica.

CONCLUSÕES

Nossos resultados demonstram que:

1. O fungo *Leucoagaricus gongylophorus*, mutualista das formigas cortadeiras, quando isolado em laboratório expressou uma diversidade de enzimas CAZy bem maior do que os jardins de fungos.
2. A análise dos transcritos CAZy sugere que todos os materiais estudados, exceto o jardim de *Apterostigma* sp., expressaram as enzimas necessárias para a degradação de celulose. O jardim de *Apterostigma* sp., aparentemente, possui um sistema celulolítico limitado a degradação da celulose do tipo amorfa.
3. Todos os materiais analisados, com exceção do jardim de *Apterostigma* sp. apresentaram um potencial enzimático para a degradação de polímeros pécnicos. O jardim de *Apterostigma* sp. praticamente não expressou enzimas para a degradação de pectina.
4. *L. gongylophorus* e o fungo mutualista de *Mycocepurus goeldii* apresentaram um potencial enzimático para a degradação do amido; o jardim de *Acromyrmex subterraneus* apresentou uma deficiência no metabolismo do amido; o jardim de *Apterostigma* sp. não expressou qualquer enzima amilolítica.
5. Nossos resultados sugerem que *L. gongylophorus* não sofreu perda na capacidade de degradar polissacarídeos recalcitrantes de parede celular ao longo da sua história evolutiva. Pelo contrário, *L. gongylophorus* apresentou um melhor potencial para a degradação da xilana e xiloglucana quando comparado ao fungo mutualista de *M. goeldii*, representante da forma de agricultura basal.
6. A diferença no número de enzimas CAZy observadas entre o fungo *L. gongylophorus* isolado e o jardim de *A. subterraneus* evidencia uma flexibilidade metabólica em resposta ao tipo de substrato utilizado pelo fungo.
7. A comparação dos perfis enzimáticos dos três grupos atíneos apontou uma evolução metabólica relacionada com a desconstrução da parede vegetal que parte de um sistema pleisiomórfico limitado à degradação parcial de xilana, xiloglucana e celulose, no jardim de *Apterostigma* sp., passando por um sistema menos derivado, voltado para completa degradação da celulose e degradação parcial dos polímeros pécnicos hemicelulósicos e do amido, no fungo mutualista de *M. goeldii* e culminando num sistema derivado semelhante ao sistema basal,

porém com uma melhora na degradação dos polímeros xilana e xilogalacturonana.

8. Entre todos os materiais analisados o fungo *L. gongylophorus* isolado apresentou uma sistema enzimático mais completo para a degradação da biomassa vegetal, sendo portando o microrganismo mais promissor para a produção biotecnológica de açúcares fermentáveis.

REFERÊNCIAS

- ABASOLO, W.; EDER, M.; YAMAUCHI, K.; OBEL, N.; REINECKE, A.; NEUMETZLER, L.; DUNLOP, J. W.; MOUILLE, G.; PAULY, M.; HÖFTE, H.; BURGERT, I. Pectin may hinder the unfolding of xyloglucan chains during cell deformation: implications of the mechanical performance of *Arabidopsis* hypocotyls with pectin alterations. **Mol Plant**, v. 2, p. 990-999, 2009.
- ABRIL, A. B.; BUCHER, E. H. Evidence that the fungus cultured by leaf-cutting ants does not metabolize cellulose. **Ecology Letters**, v. 5, p. 325-328, 2002.
- ADEMARK, P.; VARGA, A.; MEDVE, J.; HARJUNPÄÄ, V.; DRAKENBERG, T.; TJERNELD, F.; STÅLBRAND, H. Softwood hemicellulose-degrading enzymes from *Aspergillus niger*: Purification and properties of a β -mannanase. **Journal of Biotechnology**, v. 63, p. 199–210, 1998.
- AGUIAR, A.; FERRAZ, A. Mecanismos envolvidos na biodegradação de materiais lignocelulósicos e aplicações tecnológicas correlatas. **Quim. Nova.**, v. 34, p. 1729-1738, 2011.
- ALTSCHUL, S. F.; GISH, W.; MILLER, W.; MYERS, E. W.; LIPMAN, D.J. Basic Local Alignment Search Tool. **Journal of Molecular Biology**, v. 215, n. 3, p. 403-410, 1990.
- ALVES-PRADO, H. F.; PAVEZZI, F. C.; LEITE, R. S. R.; OLIVEIRA, V. M.; SETTE, L. D.; DASILVA, R. Screening and Production Study of Microbial Xylanase Producers from Brazilian Cerrado. **Applied Biochemistry and Biotechnology**, v. 161, p. 333–346, 2010.
- ANDERSON, I. C.; CAMPBELL, C. D.; POSSER, J. I. Potential bias of fungal 18S rDNA and internal transcribed spacer polymerase chain reaction primers for estimating fungal biodiversity in soil. **Environmental Microbiology**, v. 5, n. 1, p. 36-47, 2003b.
- ANTRANIKIAN, G.; RUDIGER, A.; CANGANELLA, F.; KLINGEBERG, M.; SUNNA, A. Biodegradation of polymers at temperatures up 130-degrees-C. J. **Macromol. Sc. Pure and Appl. Chem.** V. 32, p. 661-669, 1995.
- ARAKANE, Y.; MUTHUKRISHNAN, S. Insect chitinase and chitinase-like proteins. **Cellular and Molecular Life Sciences**, v. 67, n. 2, p. 201-216, 2010.
- AYLWARD, F. O.; BURNUM-JOHNSON, K. E.; TRINGE, S. G.; TEILING, C.; TREMMEL, D. M.; MOELLER, J. A.; SCOTT, J. J.; BERRY, K. W.; PIEHOWSKI, P. D.; NICORA, C. D.; Malfatti, S. A.; MONROE, M. E.; PURVINE, S. O.; GOODWIN, L. A.; SMITH, R. D.; WEINSTOCK, G. M.; GERARDO, N. M.; SUEN, G.; LIPTON, M. S.; CURRIE, C. C. *Leucoagaricus gongylophorus* produces diverse enzymes for the degradation of recalcitrant plant polymers in leaf-cutter ant fungus gardens. **Applied and Environmental Microbiology**, Washington, v. 79, n. 12, p. 3770-3778, 2013.

BACCI, M. JR.; RIBEIRO, S. B.; CASAROTTO, M. E. F.; PAGNOCCA, F. C. Biopolymer-degrading bacteria from nests of the leaf-cutting ant *Atta sexdens rubropilosa*. **Brazilian Journal of Medical and Biological Research**, Ribeirão Preto, v. 28, n. 1, p. 79-82, 1995.

BACCI, M. JR.; ANVERSA, M. M.; PAGNOCCA, F. C. Cellulose degradation by *Leucocoprinus gongylophorus*, the fungus cultured by the leaf-cutting ant *Atta sexdens rubropilosa*. **Antonie van Leeuwenhoek**, v. 67, p. 383-386, 1995.

BACCI, M. JR.; ANVERSA, M. M.; PAGNOCCA, F. C. Cellulose degradation by *Leucocoprinus gongylophorus*, the fungus cultured by the leaf-cutting ant *Atta sexdens rubropilosa*. **Antonie van Leeuwenhoek**, v. 67, p. 383-386, 1995.

BACCI, M. JR. Formigas como modelo de estudo em biologia molecular. **Biológico**, v. 69, p. 173- 176, 2007.

BACCI, M. JR.; BUENO, O. C.; RODRIGUES, A.; PAGNOCCA, F. C.; SOMERA, A. F.; SILVA, A. A metabolic pathway assembled by enzyme selection may support herbivory of leaf-cutter ants on plant starch. **Journal of Insect Physiology**. Oxford, v. 59, p. 525-531, 2013.

BALDRIAN P. Fungal laccases occurrence and properties. **FEMS Microbiology Reviews**, v. 30, p. 215-242, 2006.

BATTAGLIA, E., BENOIT, I., VAN DEN BRINK, J., WIEBENGA, A., COUTINHO, P. M., HENRISSAT, B., DE VRIES, R. P. Carbohydrate-active enzymes from the zygomycete fungus *Rhizopus oryzae*: a highly specialized approach to carbohydrate degradation depicted at genome level. **BMC Genomics**, V. 12, p. 38. 2011.

BAYER, E. A.; LAMED, R. The cellulose paradox: pollutant par excellence and/or a reclaimable natural resource? **Biodegradation**, v. 3, n. 2-3, p. 171-188, 1992.

BENOIT, I.; COUTINHO, P.M.; SCHOLS, H.A.; GERLACH, J.P.; HENRISSAT, B.; DE VRIES, R.P. Degradation of different pectins by fungi: correlations and contrasts between the pectinolytic enzyme sets identified in genomes and the growth on pectins of different origin. **BMC Genomics**, v.13. p.321-332, 2012.

BIELY, P. Microbial xylanolytic systems. **Trends Biotechnol**, v. 3, p. 286-290, 1985.

BIELY, P.; MASTIHUBOVA, M.; TENKANEN, M.; EYZAGUIRRE, J.; LI, X. L.; VRSANSKA, M. Action of xylan deacetylating enzymes on monoacetyl derivatives of 4-nitrophenyl glycosides of beta-D-xylopyranose and alpha-L-arabinofuranose. **J Biotechnol**, v. 151, n. 1, p. 137–142, 2011.

BOLTON, B. An online catalog of the ants of the world. Disponível em: <http://antcat.org>. Acesso em: 10 jun. 2017.

BOMAR, L.; MALTZ, M.; COLSTON, S.; GRAF, J. Directed culturing of microorganisms using metatranscriptomics. **mBio**, v. 2, p.11-12, 2011.

BOUCK, A.; VISION, T. The molecular ecologist's guide to expressed sequence tags. **Mol Ecol**, v. 16, n. 5, p. 907-24, 2007.

BRANDÃO, C. R. F.; MAYHÉ-NUNES, A. J.; SANHUDO, C. E. D. Taxonomia e filogenia das formigas-cortadeiras. In: DELLA-LUCIA, T. M. C. **Formigas cortadeiras: da bioecologia ao manejo**. 1 ed. Viçosa: UFV, 2011, p. 28-48.

BRETT, C.; WALDRON, K. **Physiology and Biochemistry of Plant Cell Walls**. 2^a ed. Cambridge: Chapman & Hall Books, 255 p, 1996.

BROWN, C. T.; HOWE, A.; ZHANG, Q.; PYRKOSZ, A. B.; BROM, T. H. A ReferenceFree Algorithm for Computational Normalization of Shotgun Sequencing Data. **arXiv: 1203.4802 [q-bio.GN]**. 2012.

BROWNLEADER, M. D.; JACKSON, P.; MOBASHERI, A.; PANTELIDES, A. T.; SUMAR, S.; TREVAN, M.; DEY, P. M. Molecular aspects of cell wall modifications during fruit ripening. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, v. 39, p. 149-164, 1999.

BRUMMELL, D. A.; HARPSTER, M. Cell wall metabolism in fruit softening and quality members during growth and ripening of tomato fruit. **Plant Molecular Biology**, New York, v. 39, p. 311-340, 2001.

BUCKERIDGE, M. S.; ROCHA, D. C.; REID, J. S. G.; DIETRICH, S. M. C. Xyloglucan structure and post-germinative metabolism in seeds of *Copaifera langsdorffii* from savanna and forest populations. **Physiologia Plantarum**, v.86, p.145-151, 1992.

BUCKERIDGE, M. S.; PANEGASSI, V. R.; DIETRICH, S. M. C. Storage carbohydrate mobilization in seeds of *Dimorphandra mollis* Benth. (Leguminosae) following germination. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 18, p. 171-175, 1995

BUCKERIDGE, M. S.; TINÉ, M. A. S.; SANTOS, H. P.; LIMA, D. U. Polissacarídeos de reserva de parede celular em sementes. Estrutura, metabolismo, funções e aspectos. **R. Bras. Fisiol. Veg.**, v.12 (Edição Especial), p.137-162, 2000.

BUCKERIDGE, M. S.; SANTOS, W. D. dos; SOUZA, A. P. As rotas para o etanol celulósico no brasil. In: CORTEZ, L. A. B. (Coord.). **Bioetanol de cana-de-açúcar: P&D para produtividade e sustentabilidade**. São Paulo: Editora Blucher, 2010. p. 365-380.

CAFFALL, K. H.; MOHNEN, D. The structure, function, and biosynthesis of plant cell wall pectic polysaccharides. **Carbohydrate Research**, v. 344, p. 1879-1900, 2009.

CAMARERO, S.; BOCKLE, B.; MARTINEZ, M. J.; MARTINEZ, A. T. Manganese-mediated lignin-degradation by *Pleurotus pulmonarius*. **Appl Environ Microbiol**, v. 62, p. 1070–1072, 1996.

CANTAREL, B. L.; COUTINHO, P. M.; RANCUREL, C.; BERNARD, T.; LOMBARD, V.; HENRISSAT, B. The Carbohydrate-Active EnZymes database (CAZy): an expert

resource for glycogenomics. **Nucleic Acids Research**, Oxford, v. 37, p. D233–D238, 2009.

CARPITA, N. C.; GIBEAUT, D. M. Structural models of primary cell walls in flowering plants: consistency of molecular structure with the physical properties of the walls during growth. **The Plant Journal**, Oxford, v. 3, p.1-30, 1993.

CARREIRO, S. C.; PAGNOCCA, F. C.; BUENO, O. C.; BACCI JÚNIOR, M.; HEBLING, M. J. A.; DA SILVA, O. A. Yeast associated with nests of the leaf-cutting ant *Atta sexdens rubropilosa* Forel, 1908. **Antonie Van Leeuwenhoek**, Amsterdam, v. 71, n. 3, p. 243-248, 1997.

CARREIRO, S. C.; PAGNOCCA, F. C.; BACCI, M. JR; BUENO, O. C.; HEBLING, M. J. A.; MIDDELHOVEN, W. J. Occurrence of killer yeasts in leaf-cutting ant nests. **Folia Microbiologica**, Praga, v. 47, n. 3, p. 259-262, 2002.

CARREIRO, S. C.; PAGNOCCA, F. C.; BACCI JÚNIOR, M.; LACHANCE, M-A.; BUENO, O. C.; HEBLING, M. J. A.; RUIVO, C. C. C.; ROSA, C. A. *Sympodiomyces attinorum* sp. nov., a yeast species associated with nests of the leaf-cutting ant *Atta sexdens*. **International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology**, London, v. 54, n. 5, p. 1891-1894, 2004.

CARVALHO, C. M. L.; AIRES-BARROS, M. R.; CABRAL, J. M. S. Cutinase: from molecular level to bioprocess development. **Biotechnol. Bioeng.**, v. 66, p. 17–34, 1999.

CARVALHO, W.; CANILHA, L.; FERRAZ, A.; MILAGRES, A. M. F. Uma visão sobre a estrutura, composição e biodegradação da madeira. **Química Nova**, v. 32, n. 8, p. 2191–2195, 2009.

CARVALHO, M. C. D. G.; SILVA, D. C. G. Next generation DNA sequencing and its applications in plant genomics. **Ciência Rural**, v. 40, n. 3, p. 735-744, 2010.

CASSAB, G.I.; VARNER, J.E. Cell wall proteins. **Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology**, v.39, p.321-353, 1988.

CASTRO, A. M. DE; PEREIRA JÚNIOR, N. Produção, propriedades e aplicação de celulases na hidrólise de resíduos agroindustriais. **Química Nova**, v.33, n. 1, p. 181-188, 2010.

CAUFRIER, F.; MERTINOU, A.; DUPONT, C.; BOURIOTIS, V. Carbohydrate esterase family 4 enzymes:substrate specificity. **Carbohydrate Research**, v.338, p. 687-692, 2003.

CHAVEZ MONTES, R.A.; RANOCHA, P.; MARTINEZ, Y.; MINIC, Z.; JOUANIN, L.; MARQUIS, M.; SAULNIER, L.; FULTON, L.M.; COBBETT, C.S.; BITTON, F.; RENOU, J.P.; JAUNEAU, A.; GOFFNER, D. Cell wall modifications in Arabidopsis plants with altered α -L-arabinofuranosidase activity. **Plant Physiol**, v. 147, p. 63-77, 2008.

CHERRETT, J. M. History of the leaf-cutting ant problems. In: LOFGREN, C.S.; VANDER MEER, R. K. editors. **Fire ants and leaf-cutting ants: biology and management**. Boulder: West View Press, 1986. p. 10-17.

CHERRETT, N. D.; POWELL, R. J.; STRADLING, D. J. The mutualism between leaf-cutting ants and their fungus. In: WILDIND, N.; COLLINS, N. M.; HAMMOUND, P. M.; WEBBER, J. F. (Eds.). **Insect fungi interactions**. Londres: Academic Press. 1989. p.93-120.

CHONG, S. L.; BATTAGLIA, E.; COUTINHO, P. M.; HENRISSAT, B.; TENKANEN, M.; DE VRIES, R. P. The alpha-glucuronidase Agu1 from *Schizophyllum commune* is a member of a novel glycoside hydrolase family (GH115). **Appl Microbiol Biotechnol**, v. 90, n. 4, p. 1323–1332, 2011.

COHEN, R.; SUZUKI, M. R.; HAMMEL, K. E. Processive endoglucanase active in crystalline cellulose hydrolysis by the brown rot basidiomycete *Gloeophyllum trabeum*. **Appl Environ Microbiol**, v. 71, p. 2412–7, 2005.

COLLINS, T.; GERDAY, C.; FELLER, G. Xylanases, xylanase families and extremophilic xylanases. **FEMS Microbiology Reviews**, v. 29, p. 3–23, 2005.

COUTINHO, P.M., ANDERSEN, M.R., KOLENOVA, K., VANKUYK, P.A., BENOIT, I., GRUBEN, B.S., TREJO-AGUILAR, B., VISSER, H., VAN SOLINGEN, P., PAKULA, T., SEIBOTH, B., BATTAGLIA, E., AGUILAR-OSORIO, G., DE JONG, J.F., OHM, R.A., AGUILAR, M., HENRISSAT, B., NIELSEN, J., STALBRAND, H., DE VRIES, R.P. Postgenomic insights into the plant polysaccharide degradation potential of *Aspergillus nidulans* and comparison to *Aspergillus niger* and *Aspergillus oryzae*. **Fungal genetics and biology**, v. 46, p. S161–S169, 2009.

CRESTINI, C.; MELONE, F.; SALADINO, R. Novel multienzyme oxidative biocatalyst for lignin bioprocessing. **Bioorganic & Medicinal Chemistry**, v. 19, p. 5071-5078, 2011.

CROUCHER, N. J.; THOMSON, N. R. Studying bacterial transcriptomes using RNA-seq. **Curr Opin Microbiol**, v. 13, n. 5, p. 619-24, 2010.

CURRIE, C. R.; SCOTT, J. A.; SUMMBERBELL, R. C.; MALLOCH, D. Fungus-growing ants use antibiotics-producing bacteria to control garden parasites. **Nature**, v. 398, p. 701-704, 1999.

CURRIE, C. R. A community of ants, fungi and bacteria: A multilateral approach to studying symbiosis. **Annual Review of Microbiology**, v. 55, p. 357-380, 2001a.

CURRIE, C. R. Prevalence and impact of a virulent parasite on a tripartite mutualism. **Oecologia**, v. 128, p. 99-106, 2001 b.

DAHER, F. B.; BRAYBROOK, S. A. How to let go: pectin and plant cell adhesion. **Front Plant Sci**, v. 6 p. 523, 2015.

DAHIYA, N.; TEWARI, R.; HOONDAL, G. Biotechnological aspects of chitinolytic enzymes: a review. **Applied Microbiology and Biotechnology**, v. 71, n. 6, p. 773-782, 2006.

DAMON, C.; LEHEMBRE, F.; OGER-DESFEUX, C.; LUIS, P.; RANGER, J.; FRAISSINET-TACHET, L.; MARMEISSE, R. Metatranscriptomics Reveals the Diversity of Genes Expressed by Eukaryotes in Forest Soils. **PLoS ONE**, v. 7, n. 1, p. e28967, 2012.

DASHTBAN, M.; SCHRAFT, H.; SYED, T. A.; QIN, W. Fungal biodegradation and enzymatic modification of lignin. **International Journal of Biochemistry and Molecular Biology**, v. 1, n. 1, p. 36-50, 2010.

DE FINE LICHT, H.; BOOMSMA, J. J.; TUNLID, A. Symbiotic adaptations in the fungal cultivar of leaf-cutting ants. **Nature Communications**, New York, v. 5, n. 5675, 2014.

DE MORAES, L. M. P. **Enzimas como agentes biotecnológicos**. Editora: Legis Summa, Ribeirão Preto, cap.13, p. 223-241, 2004.

DE VRIES, R. P.; VISSER, J. *Aspergillus* enzymes involved in degradation of plant cell wall polysaccharides. **Microbiology and Molecular Biology Reviews**, v. 65, p. 497- 522, 2001.

DELLA LUCIA, T.M.C. **As formigas cortadeiras**. Viçosa: Folha de Viçosa, 1993. 262p.

DELLA LUCIA, T. M. C. **Formigas-cortadeiras: Da bioecologia ao manejo**. 2. ed. Viçosa: UFV, 2011. 421 p.

DIENES, D.; EGYHÁZI, A.; RÉCZEY, K. Treatment of recycled fiber with *Trichoderma* cellulases. **Industrial Crops and Products**, v. 20, p. 11-21, 2004.

DODD, D.; CANN, I. O. Enzymatic deconstruction of xylan for biofuel production. **GCB Bioenergy**, v. 1, p. 2-17, 2009.

DOMINGUEZ-PUIGJANER, E.; LLOP, I.; VENDRELL, M.; PRAT, S. A cDNA clone highly expressed in ripe banana fruit shows homology to pectate lyases. **Plant Physiology**, v. 114, p. 1071-1076, 1997.

DUNKEL, M. P. H.; AMADO, R. Analysis of endo-(1->5)-alpha-L-arabinanase degradation patterns of linear (1->5)-alpha-L-arabino-oligosaccharides by highperformance anion-exchange chromatography with pulsed amperometric detection. **Carbohydr. Res**, v. 268 n. 1, p. 151–158, 1995.

EGMOND, M. R.; VLIEG, J. *Fusarium solani* pisi cutinase. **Biochimie**, v.82, p. 1015-1021, 2000.

ERIKSSON, K. E. L.; BLANCHETTE, R. A.; ANDER, P. Biodegradation of lignin. Microbial and enzymatic degradation of wood and wood components, **Springer-Verlag**, Berlin, 407p, 1990.

ESQUERRÉ-TUGAYÉ, M. T.; CAMPARGUE, C.; MAZAU, D. The response of plant cell wall hydroxyprolin-rich glycoproteins to microbial pathogens and their elicitors. In: DATTA, S. K.; MUTHUKRISHNAN, S. **Pathogenesis-Related Proteins in Plants**. CRC Press, Dordrecht, The Netherlands. 1999. p. 157-170.

ESQUERRÉ-TUGAYÉ, M. T.; BOUDART, G.; DUMAS, B. Cell-wall-degrading enzymes, inhibitory proteins, and oligosaccharides participate in the molecular dialogue between plants and pathogens. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 38, p. 157–163, 2000.

EWING, B.; HILLIER, L.; WENDL, M. C.; GREEN, P. Base-calling of automated sequencer traces using phred. I. Accuracy assessment. **Genome research**, v. 8, n. 3, p. 175–185, 1998.

FARINAS, C. S. A parede celular vegetal e as enzimas envolvidas na sua degradação. **Embrapa Instrumentação Agropecuária**, p.13, 2011.

FENGEL, D.; WEGENER, G. **Wood: chemistry, ultrastructure, reactions**. Berlin: Walter de Gruyter, 613 p, 1989.

FLEURI, L. F; SATO, H. H. Produção, purificação, clonagem e aplicação de enzimas líticas. **Química Nova**, São Paulo, v. 28, n. 5, p. 871, 2005.

FRESHOUR, G.; CLAY, R. P.; FULLER, M. S.; ALBERSHEIM, P.; DARVILL, A. G.; HAHN, M. G. Developmental and tissue-specific structural alterations of the cellwall polysaccharides of *Arabidopsis thaliana* roots. **Plant Physiology**, v. 110, p. 1413–1429, 1996.

FRY, S. C.; MILLER, J. G. Toward a working model of the growing plant cell-wall: Phenolic cross-linking reactions in the primary cell-walls of dicotyledons. In: LEWIS, N. G. I.; PAICE, M. G. (Ed.). **Plant cell-wall polymers: biogenesis and biodegradation**. Washington, D. C: American Chemical Society, 1989. p. 33-46.

FRY, S.C. Polysaccharide: modifying enzymes in the plant cell wall. **Annual Review of Plant Physiological and Plant Molecular Biology**, Palo Alto, v.46, p.497-520, 1995.

FU, L.; NIU, B.; ZHU, Z.; WU, S.; LI, W. CD-HIT: accelerated for clustering the next-generation sequencing data. **Bioinformatics (Oxford, England)**, v. 28, n. 23, p. 3150–3152, 2012.

GAMAUF, C.; MARCHETTI, M.; KALLIO, J.; PURANEN, T.; VEHEMAANPERÄ, J.; ALLMAIER, G.; KUBICEK, C. P.; SEIBOTH, B. Characterization of the bga1-encoded glycoside hydrolase family 35 β -galactosidase of *Hypocrea jecorina* with galacto- β -D-galactanase activity. **FEBS Journal**, v. 274, n. 7, p. 1691-1700, 2007.

GAO, D. H.; UPPUGUNDLA, N.; CHUNDAWAT, S. P. S.; YU, X. R.; HERMANSON, S.; GOWDA, K. Hemicellulases and auxiliary enzymes for improved conversion of lignocellulosic biomass to monosaccharides. **Biotechnol. Biofuels**, v. 4, p. 11, 2011.

GARG, G. A. S.; KAUR, A. R.; KAUR, J.; MAHAJAN, R. Microbial pectinases: an ecofriendly tool of nature for industries. **Biotechnology**, v. 6, n.1, p. 47, 2016.

GÍRIO, F. M.; FONSECA, C.; CARVALHEIRO, F.; DUARTE, L. C.; MARQUES, S.; BOGEL-ŁUKASIK, R. Hemicelluloses for fuel ethanol: A review. **Bioresource Technology**, v. 101, p. 4775-4800, 2010.

GOMES, E.; GUEZ, M. A. U.; MARTINS, N.; DA SILVA, R. Enzimas termoestáveis: fontes, produção e aplicação industrial. *Química Nova*, v. 30, n. 1, p. 136-145, 2007.

GOSALBES M. Metatranscriptomic approach to analyze the functional human gut microbiota. **PLoS One**, v. 6, p. e17447, 2011.

GOTTSCHALK, L. M. F.; OLIVEIRA, R. A.; BON, E. P. D. S. Cellulases, xylanases, β -glucosidase and ferulic acid esterase produced by *Trichoderma* and *Aspergillus* act synergistically in the hydrolysis of sugarcane bagasse. **Biochemical Engineering Journal**, v. 51, p. 72–78, 2010.

GÖTZ, S.; GARCÍA-GÓMEZ, J. M.; TEROL, J.; WILLIAMS, T. D.; NAGARAJ, S. H.; NUEDA, M. J.; ROBLES, M.; TALÓN, M.; DOPAZO, J.; CONESA, A. Highthroughput functional annotation and data mining with the Blast2GO suite. **Nucleic acids research**, v. 36, n. 10, p. 3420-3435, 2008.

GRABHERR, M. G.; HAAS, B. J.; YASSOUR, M.; LEVIN, J. Z.; THOMPSON, D. A.; AMIT, I.; ADICONIS, X.; FAN, L.; RAYCHOWDHURY, R.; ZENG, Q.; CHEN, Z.; MAUCALI, E.; HACHEN, N.; GNIRKE, A. RHIND, N.; DI PALMA, F.; BIRREN, B. W.; NUSBAUM, C.; LINDBLAD-TOH, K.; FRIEDMAN, N.; REGEV, A. Full-length transcriptome assembly from RNA-seq data without a reference genome. *Nature Biotechnology*, v. 29, n. 7, p. 644-652, 2011.

GRELL, M. N.; LINDE, T.; NYGAARD, S.; NIELSEN, K. L.; BOOMSMA, J. J.; LANGE, L. The fungal symbiont of *Acromyrmex* leaf-cutting ants expresses the full spectrum of genes to degrade cellulose and other plant cell wall polysaccharides. **BMC Genomics**, v. 14, p. 928, 2013.

GUMMADI, S. N.; PANDA, T. Purification and biochemical properties of microbial pectinases – a review. **Process Biochemistry**, v.38, p.987-996, 2003.

GUPTA, R.; GIGRAS, P.; MOHAPATRA, H.; GOSWAMI, V. K.; CHAUHAN, B. Microbial α -amylases: a biotechnological perspective. **Process Biochemistry**, v. 38, n. 11, p. 1599-1616, 2003.

GUZMÁN-MALDONADO, H.; PAREDES-LÓPEZ, O. Amylolytic enzymes and products derived from starch: a review. **Critical Reviews Food Science Nutrition**, v. 35, p. 373-403, 1995.

HASHIMOTO H. Recent structural studies of carbohydrate-binding modules. **Cell Mol Life Sci**, v. 63, n. 24, p. 2954-67, 2006.

HANSEN, K. D.; BRENNER, S. E.; DUDOIT, S. Biases in Illumina transcriptome sequencing caused by random hexamer priming. **Nucleic Acids Research**, v. 38, n. 12, p. e131–e131, 2010.

HENRISSAT, B.; DAVIES, G. Structural and sequence-based classification of glycoside hydrolases. **Curr Opin Struct Biol**, v. 7, n. 5, p. 637–644, 1997.

HOFRICHTER, M. Review: lignin conversion by manganese peroxidase (MnP). **Enzyme Microbiol Technology**, v. 30, p. 454 – 466, 2002.

HÖLLDOBLER, B.; WILSON, E. O. **The Ants**. Cambridge, Massachusetts: Harvard University Press, 1990. 732 p.

HORN, S. J. et al. Novel enzymes for the degradation of cellulose. **Biotechnol Biofuels**, v. 5, n. 1, p. 45, 2012.

HU, J.; ARANTES, V.; PRIBOWO, A.; SADDLER, J. N. The synergistic action of accessory enzymes enhances the hydrolytic potential of a “cellulase mixture” but is highly substrate specific. **Biotechnology for Biofuels**, v. 6, p. 112, 2013.

HUBER, D. J. The role of cell wall hydrolases in fruit softening. **Horticultural reviews**, v.5, p.169-219, 1983.

HUBER, D. J.; O'DONOGHUE, E. M. Polyuronides in avocado (*Persea americana* L.) and tomato fruits exhibit markedly different patterns of molecular weight downshifts during ripening. **Plant Physiology**, v. 102, p. 473-488, 1993.

HUY, N. D.; NGUYEN, C. L.; SEO, J. W.; KIM, D. H.; PARK, S. M. Putative endoglucanase PcGH5 from *Phanerochaete chrysosporium* is a β -xylosidase that cleaves xylans in synergistic action with endo-xylanase. **Journal of Bioscience and Bioengineering**, v. 119, p. 416-20, 2014.

Illumina. **An Introduction to Next Generation Sequencing Technology**. Disponível em
<http://www.illumina.com/Documents/products/Illumina_Sequencing_Introduction.pdf>

IKEHATA, K.; BUCHANAN, I. D.; SMITH, D. W. Recent Developments in the Production of Extracellular Fungal Peroxidases and Laccases for Waste Treatment, **Journal of Environmental Engineering and Science**, v. 03, p. 1-19, 2004.

JANUSZ, G.; KUCHARZYK, K. H.; PAWLIK, A.; STASZCZAK, M.; PASZCZYNSKI, A. J. Fungal laccase, manganese peroxidase and lignin peroxidase: Gene expression and regulation. **Enzyme and Microbial Technology**, v. 52, p. 1– 12, 2013.

JAYANI, R. S.; SAXENA, S.; GUPTA, R. Microbial pectinolytic enzymes: a review. **Process Biochemistry**, v. 40, p. 2931-2944, 2005.

JEŠOVNIK, A.; GONZÁLEZ, V. L.; SCHULTZ, T. R. Phylogenomics and divergence dating of fungus-farming ants (Hymenoptera: Formicidae) of the genera *Sericomyrmex* and *Apterostigma*. *PloS One*, São Francisco, v. 11, n 7, p. e0151059, 2016.

JOVANOVIC, I.; MAGNUSON, K. J.; COLLART, F.; ROBBERTSE, B.; ADNEY, S. W.; HIMMEL, E. M.; BAKER, E. S. Fungal glycoside hydrolases for saccharification of lignocellulose: outlook for new discoveries fueled by genomics and functional studies. **Cellulose**, v.16, p.687–697, 2009.

KANG, H. C.; LEE, S, H. Characteristics of an alpha-galactosidase associated with grape flesh. **Phytochemistry**, v. 58, p. 213–219, 2001.

KASHYAP, D. R.; VOHRA, P. K.; CHOPRA, S.; TEWARI, R. Applications of pectinases in the commercial sector: a review. **Bioresource Technology**, v. 77, p. 215-227, 2001.

KELLNER, H.; LUIS, P.; PORTETELLE, D.; VANDENBOL, M. Screening of a soil metatranscriptomic library by functional complementation of *Saccharomyces cerevisiae* mutants. **Microbiol Res**, v. 166, n. 5, p. 360-8, 2011.

KHADEMPOUR, L.; BURNUM-JOHNSON, K. E.; BAKER, E. S.; NICORA, C. D.; WEBB-ROBERTSON, B. M.; WHITE, III. R. A.; MONROE, M. E.; HUANG, E. L.; SMITH, R. D.; CURRIE, C. R. The fungal cultivar of leaf-cutter ants produces specific enzymes in response to different plant substrates. **Molecular Ecology**, v. 25, n. 22, p. 5795-5805, 2016.

KIRK, T. K; CHANG. H. Potencial applications of bio-lignolytic systems. **Enzyme Microbial. Technology**, v. 3, p. 189-196, 1981.

KIRK, T. K.; CULLEN, D. Enzimology and molecular genetics of wood degradation by white-rot fungi. In: YOUNG, R.; AKHTAR, M. **Environmentally Friendly Technologies for the Pulp and Paper Industry**. New York: John Wiley and Sons, 1998. p. 273 – 308.

KNOX, J. P. Revealing the structural and functional diversity of plant cell walls. **Current Opinion in Plant Biology**, v. 11, p. 308–313, 2008.

KOOIJ, P. W.; PULLENS, J. W. M.; BOOMSMA, J. J.; SCHIØTT, M. Ant mediated redistribution of a xyloglucanase enzyme in fungus gardens of *Acromyrmex echinator*. **BMC Microbiology**, v. 16, p. 81, 2016.

KOSSMANN, J.; LLOYD, J. Understanding and influencing starch biochemistry. **Crit Rev Plant Sci**, v.19, n. 3, p.171–226, 2000.

KOST, C.; LAKATOS, T.; BÖTTCHER, I.; ARENDHOLZ, W. R.; REDENBACH, M.; WIRTH, R. Non-specific association between filamentous bacteria and fungus-growing ants. **Naturwissenschaften**, v. 94, p. 821–8, 2007.

KREMnický, L.; BIELY, P. β -Mannanolytic system of *Aureobasidium pullulans*. **Arch Microbiol**, v. 167, p. 350-355. 1997.

KUHAD, R.C.; SINGH, A.; ERIKSSON, K. E.L. Microorganism and enzyme involved in the degradation of plant Fiber cell walls. In: ERIKSSON, K. E. L. (Ed.), **Biotechnology in the Pulp and Paper Industry**. Advance. Bioch. Eg. Biotech., 1997, p.45-125.

KUMAR, R.; WYMAN, C. E. Effect of xylanase supplementation of cellulase on digestion of corn stover solids prepared by leading pretreatment technologies. **Bioresour. Technol**, v. 100, p. 4203–4213, 2009.

LANGMEAD, B.; SALZBERG, S. Fast gapped-read alignment with Bowtie 2. **Nature Methods**, v. 9, p. 357-359, 2012.

LASZLO, H.; BASSO, L. M.; COELHO, C. M. L. **Química de Alimentos**, Nobel, São Paulo, p.98, 1986.

LATTKE, J. E. Revisión del género *Apterostigma* Mayr (Hymenoptera: Formicidae). **Arquivos de Zoologia**, v. 34, n. 5, p. 121-221, 1997.

LEAL, I. R.; OLIVEIRA, P. S. Foraging ecology of attine ants in a Neotropical savanna: seasonal use of fungal substrate in the cerrado vegetation of Brazil. **Insectes Sociaux**, v. 47, p. 376–382, 2000.

LEONEL, M.; CEREDA, M. P. Caracterização físico-química de algumas tuberosas amiláceas. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v. 22, p. 65-69, 2002.

LEVASSEUR, A.; DRULA, E.; LOMBARD, V.; COUTINHO, P. M.; HENRISSAT, B. Expansion of the enzymatic repertoire of the CAZy database to integrate auxiliary redox enzymes. **Biotechnol Biofuels**, v. 6, n. 1, p. 41, 2013.

LIMAYEM, A.; RICKE, S. C. Lignocellulosic biomass for bioethanol production: Current perspectives, potential issues and future prospects. **Progress in Energy and Combustion Science**, v. 38, n. 4, p. 449-467, 2012.

LIM, L. H.; MACDONALD, D. G.; HILL, G. A. Hydrolysis of starch particles using immobilized barley α -amylase. **Biochemical Engineering Journal**, v.13, n.1 p.53-62. 2003.

LIN, N.; DUFRESNE, A. Nanocellulose in biomedicine: current status and future prospect. **European Polymer Journal**, v. 59, p.302–325, 2014.

LITTLE, A. E. F.; CURRIE, C. R. Symbiotic complexity: discovery of a fifth symbiont in the attine ant-microbe symbiosis. **Biol Lett**, v. 22, p. 501-504, 2007.

LIU, Y. S.; BAKER, J. O.; ZENG, Y.; HIMMEL, M. E.; HAAS, T.; DING, S. Y. Cellobiohydrolase hydrolyzes crystalline cellulose on hydrophobic faces. **J Biol Chem**, v. 286, n. 1, p. 11195–11201, 2011.

LIU, D.; ZHANG, R.; YANG, X.; ZHANG, Z.; SONG, S.; MIAO, Y.; SHEN, Q. Characterization of a thermostable β -glucosidase from *Aspergillus fumigatus* Z5, and its functional expression in *Pichia pastoris* X33. **Microbial Cell Factories**, v. 11, p. 25, 2012.

LOMBARD, V. et al. The carbohydrate-active enzymes database (CAZy) in 2013. **Nucleic Acids Research**, v. 42, p. 490–495, 2014.

LOPEZ-MONDÉJAR, R.; ZÜHLKE, D.; VĚTROVSKÝ, T.; BECHER, D.; RIEDEL, K.; BALDRIAN, P. Decoding the complete arsenal for cellulose and hemicellulose deconstruction in the highly efficient cellulose decomposer *Paenibacillus* O199. **Biotechnol Biofuel**, v. 9 n. 104, p. 1–12, 2016.

LOUWS, F. J.; RADEMAKER, J. L. W.; DE BRUIJN, F. J. The three Ds of PCR-based genomic analysis of phyto bacteria: Diversity, Detection, and Disease Diagnosis. **Annual Review of Phytopathology**, v. 37, p. 81-125, 1999.

LYND, L. R.; WEIMER, P. J.; VAN ZYL, W. H.; PRETORIUS, I. S. Microbial cellulose utilization: fundamentals and biotechnology. **Microbiology and molecular biology reviews**, v. 66, n. 3, p. 506-577, 2002.

MACIEL, M. J. M.; CASTRO E SILVA, A.; RIBEIRO, H. C. T. Industrial and biotechnological applications of ligninolytic enzymes of the basidiomycota: A review. **Electronic Journal of Biotechnology**, v. 13p. 1-12, 2010.

MARCUS, S. E.; VERHERTBRUGGEN, Y.; HERVÉ, C.; ORDAZ-ORTIZ, J. J.; FARKAS, V.; PEDERSEN, H. L.; WILLATS, W. G. T.; KNOX, J. P. Pectic homogalacturonan masks abundant sets of xyloglucan epitopes in plant cell walls. **BMC Plant Biol**, v. 8, p. 60. 2008.

MARTIN, M. M.; WEBER, N. A. The cellulose-utilizing capability of the fungus cultured by the attine ant *Atta colombica* tonsipes. **Ann Entomol Soc Am**. Lanham, MD, v. 62, n. 6, p. 1386-7, 1969.

MARTIN, M. M. The Biochemical Bases of the Fungus-Attine Ants Symbiosis. **Science**, Washington, v.169, p. 16-20, 1970.

MARTIN, M. M.; GIESELMANN, M. J.; MARTIN, J. S. Rectal Enzymes of Attine Ants. Alfa- Amilase and Chitinase. **J Insect Physiol**, Great Britain, UK, v. 19, p. 1409-1416, 1973.

MARTIN, M. M.; BOYD, N. D.; GIESELMANN, M. J.; SILVER, R. G. Activity of faecal fluid of leaf-cutting ant towards plant cell wall polysaccharides. **J Insect Physiol**, Great Britain, UK, v. 21, p.1887-92, 1975.

MARTÍNEZ, A.T. Molecular biology and structure-function of lignin-degrading heme peroxidases. **Enzyme and Microbial Technology**, v. 30, p. 425-444, 2002.

MASTER, E. R.; ZHENG, Y.; STORMS, R.; TSANG, A.; POWLOWSKI, J. A xyloglucan specific family 12 glycosyl hydrolase from *Aspergillus niger*: Recombinant expression, purification and characterization. **Biochem J**, v. 411, p. 161–170, 2008.

MATHEWSON, P. R. **Enzymes**. St. Paul: Eagan Press, 1998.

MATSUZAWA, T.; KANEKO, S.; YAOI, K. Screening, identification, and characterization of a GH43 family β -xylosidase/ α -arabinofuranosidase from a compost microbial metagenome. *Applied microbiology and biotechnology*, v. 99, n. 21, p. 8943-8954, 2015.

MBA MEDIE, F.; DAVIES, G. J.; DRANCOURT, M.; HENRISSAT, B. Genome analyses highlight the different biological roles of cellulases. **Nat Rev Microbiol**, v. 10, p. 227–34, 2012.

MCCANN, M. C.; ROBERTS, K. Architecture of the primary cell wall. In: Lloyd, C. W. (ed.). **The Cytoskeletal Basis of Plant Growth and Form**. Academic Press, London, 1991, p. 109-129.

MEDINA-SUÁREZ, R.; MANNING, K.; FLETCHER, J.; AKED, J.; BIRD, C.R.; SEYMOUR, G. B. Gene expression in the pulp of ripening bananas. **Plant Physiology**, v. 115, p. 453-461, 1997.

MEHDIABADI, N. J.; SCHULTZ, T. R. Natural history and phylogeny of the fungus-farming ants (Hymenoptera: Formicidae: Myrmicinae: Attini). **Myrmecological News**, v. 13, p. 37-55, 2009.

MENDES, T. D.; RODRIGUES, A.; DAYO-OWOYEMI, I.; MARSON, F. A. L.; PAGNOCCA, F. C. Generation of nutrients and detoxification: possible roles of yeasts in leaf-cutting ant nests. **Insects**, Postfach, v. 3, n. 1, p. 228-245, 2012.

MENDES, T. D. **Atividade antimicrobiana de actinobactérias isoladas de formigas Attini (Hymenoptera: Formicidae)**. 2010. 94 f. Dissertação (Mestrado em Microbiologia Aplicada) – Universidade Estadual Julio de Mesquita Filho - UNESP, Rio Claro, 2010.

MIKHEYEV, A. S.; MUELLER, U. G.; ABBOT, P. Cryptic sex and many-to-one coevolution in the fungus-growing ant symbiosis. **Proceeding of the National Academy of Sciences USA**, Washington, v. 103, n. 28, p. 10702-10706, 2006.

MIKHEYEV, A. S.; MUELLER, U. G.; ABBOT, P. Comparative dating of attine ant and lepiotaceous cultivar phylogenies reveals coevolutionary synchrony and discord. **Am Nat**, v. 175, p. E126–E133, 2010.

MIN, X. J.; BUTLER, G.; STORMS, R.; TSANG, A. OrfPredictor: predicting protein-coding regions in EST-derived sequences. **Nucleic Acids Res**, v. 1, p. 33, (2005).

MOHNEN, D. Pectin structure and biosynthesis. **Current Opinion in Plant Biology**, v. 11, n. 3, p. 266- 277, 2008.

MÖLLER, A. Die Pilzgärten einiger südamerikanischer Ameisen. **Botanische Mitteilungen aus den Tropen**, Jena, v.6, p. 1–127, 1893

MOREIRA, P. R.; DUEZ, C.; DEHARENG, D.; ANTUNES, A.; ALMEIDA-VARA, E.; FRERE, J. M.; MALCATA, F. X.; DUARTE, J.C. Molecular characterisation of a versatile peroxidase from a Bjerkandera strain. **Journal of Biotechnology**, v. 118, p. 339–352, 2005.

MOREIRA NETO, S. L. **Enzimas ligninolíticas produzidas por *Psilocybe castanella* CCB444 em solo contaminado com hexaclorobenzeno**. 2006. Dissertação (Mestrado) Instituto de Botânica da Secretaria do Meio Ambiente, São Paulo, 2006.

MORTIMER, J. C.; MILES, G. P.; BROWN, D. M.; ZHANG, Z.; SEGURA, M. P.; WEIMAR, T.; YU, X.; SEFFEN, K. A.; STEPHENS, E.; TURNER, S. R. et al. Absence of branches from xylan in Arabidopsis gux mutants reveals potential for simplification of lignocellulosic biomass. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, v. 107, p. 17409–17414, 2010.

MOLLER, I. E.; LICHT, H. H. F.; HARHOLT, J.; WILLATS, W. G. T.; BOOMSMA, J. J. The dynamics of plant cell-wall polysaccharide decomposition in leaf-cutting ant fungus gardens. **PLoS ONE**, San Francisco, v. 6, n. 3, p. 1-9, 2011.

MUELLER, U. G. ; REHNER, S. A. ; SCHULTZ, T. R. The evolution of agriculture in ants. **Science**, v. 281, p. 2034-2038, 1998.

MUELLER, U. G.; SCHULTZ, T. R.; CURRIE, C. R.; ADAMS, R. M. M.; MALLOCH D. The origin of the attine ant-fungus mutualism. **Q Rev Biol**, v. 76, n. 2, p. 169-97, 2001.

MUELLER, U. G. et al. Coevolution between attine ants and actinomycete bacteria: A reevaluation. **Evolution**. Malden, USA, v. 62, n. 11, p. 2894 –912, 2008

MUELLER, U. G.; RABELING, C. A breakthrough innovation in evolution. **Proc Natl Acad Sci**, v. 105, n. 14, p. 5287-5288, 2008.

MUTTER, M.; COLQUHOUN, I. J.; SCHOLS, H. A.; BELDMAN, G., VORAGEN, A. G. J. Rhamnogalacturonase B from *Aspergillus aculeatus* is a rhamnogalacturonan α -L-rhamnopyranosyl-(1→4)- α -D-galactopyranosyluronide lyase. **Plant Physiology**, v. 110, p. 73-77, 1996.

MUTTER, M.; RENARD, C. M. G. C.; BELDMAN, G.; SCHOLS, H. A.; VORAGEN, A. G. J. Mode of action of RG-hydrolase and RG-lyase toward rhamnogalacturonan

oligomers: characterization of degradation products using RG-rhamnohydrolase and RG-galacturonohydrolase. **Carbohydrate Research**, v. 311, p. 155-164, 1998.

NAGAMOTO N. S. Microscopic evidence supports the hypothesis of high cellulose degradation capacity by the symbiotic fungus of leaf-cutting ants. **J Biol Res**, v. 16, p. 308–12, 2011.

NAJAFI, M. F.; DEOBAGKAR, D.; DEOBAGKAR, D. Purification and characterization of an extracellular α -amylase from *Bacillus subtilis* AX20. **Protein Expression and Purification**, v. 41, p. 349–354, 2005.

NUTT, A.; SILD, V.; PETTERSSON, G.; JOHANSSON, G. Progress curves—a mean for functional classification of cellulases. **Eur J Biochem**, v. 258, n. 1, p. 200–206, 1998.

NYGAARD, S.; ZHANG, G.; SCHIØTT, M.; LI, C.; WURM, Y.; HU, H.; ZHOU, J.; JI, L.; QIU, F.; RASMUSSEN, M.; PAN, H.; HAUSER, F.; KROGH, A.; GRIMMELIKHUIJZEN, C. J. P.; WANG, J.; BOOMSMA, J. J. The genome of the leaf-cutting ant *Acromyrmex echinator* suggests key adaptations to advanced social life and fungus farming. *Genome Res*, v. 8, p. 1339–1348, 2011.

NYGAARD, S.; HU, H.; LI, C.; SCHIØTT, M.; CHEN, Z.; YANG, Z. et al. Reciprocal genomic evolution in the ant–fungus agricultural symbiosis. **Nat. Commun**, v. 7, p. 12233, 2016.

OWINO, W.; AMBUKO, J.; MATHOOKO, F. Molecular basis of cell wall degradation during fruit ripening and senescence. **Stewart Post-Harvest Rev**, v. 3, n. 3, p. 1–10, 2005.

PÄÄKKÖ, M. et al. Enzymatic hydrolysis combined with mechanical shearing and high pressure homogenization for nanoscale cellulose fibrils and strong gels. **Biomacromolecules**, v. 8, n. 6, p. 1934–1941, 2007

PAGNOCCA, F.C.; SILVA, O. A; HEBLING-BERALDO, M. J.; BUENO, O. C.; FERNANDES, J. B.; VIEIRA, P. C. Toxicity of sesame extracts to the symbiotic fungus of leaf cutting ants. **Bulletin of Entomological Research**, v. 80, p. 349-352, 1990.

PAGNOCCA, F. C.; CARREIRO, S. C.; BUENO, O. C.; SANT'ANNA, A.; CAPELARI, M. RAPD analysis of the sexual state and sterile mycelium of the fungus cultivated by the leafcutting ant *Aromyrmex hispidus fallax*. **Mycological Research**, Oxford, v. 105, n. 2, p. 173-176, 2001.

PAGNOCCA, F. C.; LEGASPE, M. F. C.; RODRIGUES, A.; RUIVO, C. C. C.; NAGAMOTO, N. S.; BACCI, M. Jr.; FORTI, L. C. Yeasts isolated from a fungus-growing ant nest, including the description of *Trichosporon chiarellii* sp. nov., an anamorphic basidiomycetous yeast. **International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology**, Reading, v. 60, n. 6, p. 1454–1459, 2010.

PANDEY, A.; WEBB, C.; SOCCOL, C. R.; LARROCHE, C. **Enzyme Technology**. Editora: Springer, New Delhi , 742 p. 2006.

PAPINUTTI, V. L.; FORCHIASSIN, F. Modification of Malachite Green by Fomes sclerodermeus and reduction of toxicity to Phanerochaete chrysosporium. **FEMS Microbiology Letters**, Oxford, v. 231, p. 205-209, 2004.

PATIL, R. S.; GHORMADE, V.; DESHPANDE, M. V. Chitinolytic enzymes: an exploration. **Enzyme and Microbial Technology**, v. 26, n. 7, p. 473-483, 2000.

PEDROLI, D. B.; MONTEIRO, A. C.; GOMES, E.; CARMONA, E. C. Pectin and pectinases: production, characterization and industrial application of microbial pectinolytic enzymes. **The Open Biotechnology Journal**, v.3, p.9-18, 2009.

PELLOUX, J.; RUSTERUCCI, C.; MELLEROWICZ, E. J. New insights into pectin methylesterase 17 structure and function. **Trends in Plant Science**, v.12, n. 6, p. 267-277, 2007.

PÉREZ, J.; MUÑOZ-DORADO, J.; DE LA RUBIA, T.; MARTÍNEZ, J. Biodegradation and biological treatments of cellulose, hemicellulose and lignin: an overview. **International Microbiology**, v. 5, p. 53-63, 2002.

PILATZKE-WUNDERLICH, I.; NESSLER, C. L. Expression and activity of cell-walldegrading enzymes in the latex of opium poppy, *Papaver somniferum* L. **Plant Mol Biol**, v. 45, n. 5, p. 567-576, 2001.

PILNIK, W.; ROMBOUTS, F. M. Pectic enzymes. In: BIRCH, G. C.; BLAKEBROUGH, N.; PARKER, K. J. (Ed.). **Enzymes and food processing**. London: Applied Science Publishers, 1981, p.105-128.

POLIZELI, M. L.; RIZZATTI, A. C.; MONTI, R.; TERENCE, H. F.; JORGE, J. A.; AMORIM, D. S. Xylanases from fungi: properties and industrial applications. **Appl Microbiol Biotechnol**, v. 67, n. 5, p. 577-91, 2005.

POLLET, A.; DELCOUR, J. A.; COURTIN, C. M. Structural determinants of the substrate specificities of xylanases from different glycoside hydrolase families. **Crit Rev Biotechnol**, v. 30, n. 3, p. 176–191, 2010.

POMPEU, G. B. **Comportamento enzimático de quatro fungos lignocelulotícos crescidos em bagaço e palha de cana-de-açúcar e exposto a duas concentrações de nitrogênio, visando a obtenção de etanol**. 2010. Tese de Doutorado, Universidade de São Paulo. Piracicaba, 2010.

POPPER, Z. A.; FREY, S. C. Widespread occurrence of a covalent linkage between xyloglucan and acidic polysaccharides in suspension-cultured angiosperm cells. **Annals of Botany**, v. 96, p. 91-99, 2005.

POPPER, Z. A.; FRY, S. C. Xyloglucan-pectin linkages are formed intraprotoplasmically, contribute to wall-assembly, and remain stable in the cell wall. **Planta**, v. 227, p. 781–794, 2008.

POPPER, Z. A. Evolution and diversity of green plant cell walls. **Current Opinion in Plant Biology**, v. 11, p. 286–292, 2008.

PROSDOCIMI, F. **Introdução à Bioinformática** (2007). Disponível In: http://www2.bioqmed.ufrj.br/prosdocimi/FProsdocimi07_CursoBioinfo.pdf

RABELING, C.; BROWN, J. M.; VERHAAGH, M. Newly discovered sister lineage sheds light on early ant evolution. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the USA**, v. 105, n. 39, p. 14913-14917, 2008.

RAVANAL, M. C.; CALLEGARI, E.; EYZAGUIRRE, J. Novel bifunctional alpha-Larabinofuranosidase/xylobiohydrolase (ABF3) from *Penicilium purpurogenum*. **Appl Environ Microbiol**, v. 76, n. 15, p. 5247-53, 2010.

RAYNER, A. D. M.; BODDY, L. **Fungal decomposition of wood: its biology and ecology**. Chichester: John Wiley & Sons, 1995. 587p.

REID, J. S. G.; BEWLEY, J. D. A dual role for the endosperm and its galactomannan reserves in the germinative physiology of fenugreek (*Trigonella foenum-graecum* L.), an endospermic leguminous seed. **Planta**, v. 147, p. 145–150, 1979.

REMM, M.; STORM, C. E.; SONNHAMMER, E. L. Automatic clustering of orthologs and inparalogs from pairwise species comparisons. **J Mol Biol**, v. 314, p. 1041–1052, 2001.

RICHARD, F. J.; MORA, P.; ERRARD, C.; ROULAND, C. Digestive capacities of leafcutting ants and the contribution of their fungal cultivar to the degradation of plant material. **Journal of Comparative Physiology B**, v. 175, p. 297–303, 2005.

ROBERTS, P.; EVANS, S. **The Book of Fungi**, Ivy Press, Lewes, UK, 2013. 471 p.

RODOVALHO, C. M.; LYRA, M. L.; FERRO, M.; BACCI, M. JR. The mitochondrial genome of the leaf-cutter ant *Atta laevigata*: a mitogenome with a large number of intergenic spacers. **PLoS One**. v. 9, n. 5, e. 97117, 2014.

RODRIGUES, A.; PAGNOCCA, F. C.; BUENO, O. C.; PFENNING, L. H.; BACCI, M. JR. Assessment of microfungi in fungus gardens free of the leaf-cutting ant *Atta sexdens rubropilosa* (Hymenoptera: Formicidae). **Sociobiology**, v. 46, n. 2, p. 329-334, 2005.

RODRIGUES, A.; BACCI, M. JR.; MUELLER, U. G.; ORITZ, A.; PAGNOCCA, F. C. Microfungal “weeds” in the leafcutter ant symbiosis. **Microbial Ecology**, v. 56, p. 604-14, 2008.

RONHEDE, S.; BOOMSMA, J. J.; ROSENDAHL, S. Fungal enzymes transferred by leafcutting ants in their fungus gardens. **Mycological Research**, Cambridge, v. 108, n. 1, p. 101- 106, 2004.

ROWELL, R. M. **Handbook of wood chemistry and wood composites**. Boca Raton: CRC, 487 p, 2005.

RUDD, S. Expressed sequence tags: alternative or complement to whole genome sequence? *Trends in Plant Science*, v. 8, n. 7, p. 321–329, 2003.

SAKAI, T.; SAKAMOTO, T.; HALLAERT, J.; VANDAMME, E. Pectin, pectinase and protopectinase: production, properties and applications. **Advances Applied Microbiology**, v. 39, p. 213-294, 1993.

SANTOS, V. A.; DILLON, R. J.; DILLON, V. M.; REYNOLDS, S. E.; SAMUELS, R. I. Occurrence of the antibiotic producing bacterium *Burkholderia* sp. in colonies of the leaf-cutting ant *Atta sexdens rubropilosa*. **FEMS Microbial Letters**, v. 239, p. 319-323, 2004.

SANTOS, F. A.; DE QUEIRÓZ, J. H.; COLODETTE, J. L. Potencial da Palha de Cana-de-açúcar para Produção de Etanol. *Química Nova, Viçosa*, v. 35, n. 5, p. 1004-1010, 2012.

SHELLER, H. V.; ULVSKOV, P. Hemicelluloses. **Annual Reviews in Plant Biology**, v. 61, p. 263-289, 2010.

SEAL, J. N.; TSCHINKEL, W. R. Co-evolution and the superorganism: switching cultivars does not alter the performance of fungus-gardening ant colonies. *Functional Ecology*, v. 21, n. 5, p. 988–997, 2007.

SEYMOUR, G. B.; GROSS, K. C. Cell wall disassembly and fruit softening. **Postharvest News and Information**, Wallingford, v. 7, p. 45-52, 1996.

SHEN, Z.; MANNING, G.; REESE, J. C.; REECK, G. R. Pectin methylesterase from the rice weevil, *Sitophilus oryzae* (L.) (Coleoptera: Curculionidae): purification and characterization. **Insect Biochemistry and Molecular Biology**, v. 29, p. 209-214, 1999

SCHIOTT, M.; DE FINE LICHT, H. H.; LANGE, L.; BOOMSMA, J. J. Towards a molecular understanding of symbiont function: identification of a fungal gene for degradation of xylan in the fungus gardens of leaf-cutting ants. **BMC Microbiology**, v. 8, n. 1, p. 40, 2008.

SCHIOTT, M.; ROGOWSKA-WRZESINSKA, A.; ROEPSTORFF, P.; BOOMSMA, J. J. Leaf-cutting ant fungi produce cell wall degrading pectinase complexes reminiscent of phytopathogenic fungi. **BMC Biology, London**, v. 8, n. 156, p. 1-12, 2010.

SCHOLS, H.; GERAEDS, C.; SEARLE-VAN-LEEUVEN, M.; KOMELINK, F.; VORAGEN, A. Rhamnogalacturonase: A novel enzyme that degrades the hairy region of pectins. **Carbohydrate Research**, v. 206, p. 105-115, 1990.

SCHULTZ, T. R.; BRADY, S. G. Major evolutionary transition in ant agriculture. **Proceedings of the National Academy of Science of the United States of America**, Washington, v. 105, n. 14, p. 5435-5440, 2008.

SCHULTZ, T. R.; SOSA-CALVO, J.; LOPES, C. T.; MUELLER, U. G.; BACCI, M. JR.; VASCONCELOS, H. L. The most relictual fungus-farming ant species cultivates the most recently evolved and highly domesticated fungal symbiont species. **The American Naturalist**, Chicago, v.185, n.5, p.693-703, 2015.

SHI, Y.; TYSON, G. W.; DE LONG, E. F. Metatranscriptomics reveals unique microbial small RNAs in the ocean's water column. **Nature**, v. 459, n. 7244, p. 266-269, 2009.

SILVEIRA, R. L.; STOYANOV, S. R.; GUSAROV, S.; SKAF, M. S.; KOVALENKO, A. Plant biomass recalcitrance: effect of hemicellulose composition on nanoscale forces that control cell wall strength. **Journal of the American Chemical Society**, v. 135, p. 19048–19051, 2013.

SILVA A.; BACCI M. JR.; BUENO O. C.; PAGNOCCA F. C.; HEBLING M. J. A. Survival of *Atta sexdens* workers on different food sources. **Journal of Insect Physiology**, v. 49, p. 307-313, 2003.

SILVA, A.; RODRIGUES, A.; BACCI, M. JR.; PAGNOCCA, F. C.; BUENO, O. C. Susceptibility of the ant-cultivated fungus *Leucoagaricus gongylophorus* (Agaricales: Basidiomycota) towards microfungi. **Mycopathologia**, v. 162, p. 115-119, 2006.

SILVA, A.; BACCI, M.; PAGNOCCA, F.C.; BUENO, O. C.; HEBLING, M. J. A. Production of Polysaccharidases in Different Carbon Sources by *Leucoagaricus gongylophorus* Müller (Singer), the Symbiotic Fungus of the Leaf-Cutting Ant *Atta sexdens* Linnaeus. **Current Microbiology**, v. 53, p. 68-71, 2006.

SILVA-PINHATI, A. C. O.; BACCI JÚNIOR, M.; HINKLE, G.; SOGIN, M. L.; PAGNOCCA, F. C.; MARTINS, V.G.; BUENO, O. C.; HEBLING, M. J. A. Low variation in ribosomal DNA and internal transcribed spacers of the symbiotic fungi of leaf-cutting ants (Attini: Formicidae). **Brazilian Journal of Medical and Biological Research**, Ribeirão Preto, v. 37, n. 10, p. 1463-1472, 2004.

SIMÃO, F. A.; WATERHOUSE, R. M.; IOANNIDIS, P.; KRIVENTSEVA, E. V.; ZDOBNOV, E. M. BUSCO: assessing genome assembly and annotation completeness with single-copy orthologs. **Bioinformatics**, v. 31 n. 19, p. 3210-3212, 2015.

SIQUEIRA, C. G. S., BACCI Jr., M.; PAGNOCCA, F, C.; BUENO, O. C.; HEBLING, M. J. A. Metabolism of plant polysaccharides by *Leucoagaricus gongylophorus*, the symbiotic fungus of the leaf-cutting ant *Atta sexdens* L. **Applied and Environmental Microbiology**, Washington, v. 64, n. 12, p. 4820-4822, 1998.

SMITH, L. G. Plant cell division: building walls in the right places. **Nature Reviews Molecular Cell Biology**, v. 2, n. 1, p. 33-39, 2001.

SOH, C. P.; ALI, Z. M.; LAZAN, H. Characterization of an alfa-galactosidase with potential relevance to ripening related texture changes. **Phytochemistry**, Oxford, v. 67, p. 242-254, 2006.

SOMERA, A. F.; LIMA, A. M.; DOS SANTOS-NETO, A. J.; LANÇAS, F. M.; BACCI, M. JR. Leaf-cutter ant fungus gardens are biphasic mixed microbial bioreactors that convert plant biomass to polyols with biotechnological applications. **Appl Environ Microbiol**, v. 81, p. 4525– 4535, 2015.

SOSA-CALVO, J.; SCHULTZ, T. R.; BRANDÃO, C. R. F.; KLINGENBERG, C.; FEITOSA, R. M.; RABELING, C.; BACCI, M. JR.; LOPES, C. T.; VASCONCELOS, H. L. *Cyatta abscondita*: Taxonomy, Evolution, and Natural History of a New Fungus-Farming Ant Genus from Brazil. **PloS One**, San Francisco, v. 8, n. 11, p. e80498, 2013.

SUBRAMANIYAN, S.; PREMA, P. Biotechnology of microbial xylanases: enzymology, molecular biology and application. **Critical Reviews in Biotechnology**, v. 22, p. 33-46, 2002.

SUEN, G.; SCOTT, J. J.; AYLWARD, F. O.; ADAMS, S. M.; TRINGE, S. G.; PINTOTOMÁS, A. A.; FOSTER, C. E.; PAULY, M.; WEIMER, P. J.; BARRY, K. W.; GOODWIN, L. A.; BOUFFARD, P.; LI, L.; OSTERBERGER, J.; HARKINS, T. T.; SLATER, S. C.; DONOHUE, T. J.; CURRIE, C. C. An insect herbivore microbiome with high plant biomass-degrading capacity. **PLoS Genetics**, [S.l.], v.6, n. 9, e1001129, 2010.

TATEISHI, A.; KANAYAMA, Y.; YAMAKI, S. α -L-Arabinofuranosidase from cell walls of Japanese pear fruits. **Phytochemistry**, v.42, n. 2, p. 295-299. 1996.

THARANATHAN, N. R.; KITTEK, F. S. Chitin: the undisputed biomolecule of great potential. **Crit. Rev. Food Sci. Nutr.**, v. 43, n. 1, p. 61-87, 2003.

THOMPSON, J. E.; FRY, S. C. Evidence for covalente linkage between xyloglucan and acidic pectins in suspension-cultured rose cells. **Planta**, v. 211, p. 275-286, 2000.

TULIN, S.; AGUIAR, D.; ISTRAIL, S.; SMITH, J. A quantitative reference transcriptome for *Nematostella vectensis* early embryonic development: a pipeline for *de novo* assembly in emerging model systems. **EvoDevo**, v. 4, p. 16, 2013.

UKAN, D. **Análise dos resíduos produzidos por formigueiros de *Atta sexdens rubropilosa* (Hymenoptera: Formicidae) em laboratório e em condições de campo**. 2011. 116f. Tese (Doutorado em Ciências Florestais). Faculdade de Engenharia Florestal, Universidade Federal do Paraná, Curitiba.

VAN DEN BRINK, J.; DE VRIES, R. P. Fungal enzyme sets for plant polysaccharide degradation. **Appleid Microbiology and Biotechnology**, Heidelberg, v. 91, n. 6, p. 1477– 1492, 2011.

VAN DER VLUGT-BERGMANS, C. J.; MEEUWSEN, P. J.; VORAGEN, A. G.; VAN OUYEN, A. J. Endo-xylogalacturonan hydrolase, a novel pectinolytic enzyme. **Appl Environ Microbiol**, v. 66, n. 1, p. 36–41, 2000.

VIEIRA, I. G. P.; MENDES, F. N. P.; GALLÃO, M. I.; BRITO, E. S. NMR study of galactomannans from the seeds of mesquite tree (*Prosopis juliflora* (Sw) DC). **Food Chemistry**, v. 101, p. 70-73, 2007.

VIHINEN M.; MANTSALA, P. Microbial amylolytic enzymes. **Critical Reviews in Biochemistry and Molecular Biology**, v. 24, p. 329-418, 1989.

VORAGEN, A. G. J.; COENEN, G.; VERHOEF, R. P.; SCHOLS, H. A. Pectin, a versatile polysaccharide present in plant cell walls. **Structural Chemistry**, v. 20, p. 263-275, 2009.

WANG, Y.; COLEMAN-DERR, D.; CHEN, G.; GU, Y. Q. OrthoVenn: a web server for genome wide comparison and annotation of orthologous clusters across multiple species. **Nucleic Acids Res**, v. 43, p. W78–W84, 2015.

WARD, P. S.; BRADY, S. G.; FISHER, B. L.; SCHULTZ, T. R. The evolution of myrmicine ants: phylogeny and biogeography of a hyperdiverse ant clade (Hymenoptera: Formicidae). **Systematic Entomology**, Oxford, v. 40, n. 1, p. 61-81, 2015.

WILLATS, W. G.; MCCARTNEY, L.; MACKIE, W.; KNOX, J. P. Pectin: Cell biology and prospects for functional analysis. **Plant Molecular Biology**, v. 47, p. 9-27, 2001.

WILLATS, W. G. T.; KNOX, J. P.; MIKKELSEN, J. D. Pectin: new insights into an old polymer are starting to gel. **Trends in Food Science & Technology**, v. 17, p. 97-104, 2006.

WIRTH, R.; HERZ, H.; RYEL, R. J.; BEYSCHLAG, W.; HÖLLDOBLER, B. **The herbivory of leaf-cutting ants. A case study on *Atta colombica* in the tropical rainforest of Panama**. Accepted by Ecological Studies, Springer Verlag Berlin, Heidelberg, New York. 2003. 230 p.

WONG, D. Enzymatic deconstruction of backbone structures of the ramified regions in pectins. **Protein J**, v. 27, n. 1, p. 30–42, 2008.

WONG, D. W. S. Structure and action mechanism of ligninolytic enzymes. **Applied biochemistry and biotechnology**, v. 157, n. 2, p. 174–209, 2009.

XU, C. G.; NAKATSUKA, A.; KANO, H.; ITAMURA, H. Changes in ethylene production and activities of cell wall degrading enzymes during rapid fruit softening of Japanese persimmon 'Saijo'. **J Jpn Soc Hortic Sci**, v. 72, p. 460–462, 2003.

YADAV, S.; YADAV, P. K.; YADAV, D.; YADAV, K. D. S. Pectin lyase: A review. **Process Biochemistry**, v. 44, p. 1-10, 2009.

YIN, Y.; MAO, X.; YANG, J. C.; CHEN, X.; MAO, F.; XU, Y. dbCAN: a web resource for automated carbohydrate-active enzyme annotation, *Nucleic Acids Research*, v. 40, n. W 1, p. W445-W451, 2012.

YIP, V. L.; WITHERS, S. G. Breakdown of oligosaccharides by the process of elimination. **Current Opinion in Chemical Biology**, v. 10, p. 147–155, 2006.

YOON, J. J.; CHA, C. J.; KIM, Y. S.; SON, D. W.; KIM, Y. K. The brown-rot basidiomycete *Fomitopsis palustris* has the endo-glucanases capable of degrading microcrystalline cellulose. **J Microbiol Biotechnol**, v. 17, p. 800–805, 2007.

YOSHIOKA, H.; KASHIMURA, Y.; KANEKO, K. β -D-galactosidase and α -L-arabinofuranosidase activities during the softening of apples. **Journal of Japanese Society of Horticultural Science**, Kyoto, v. 63, n. 4, p. 871- 878, 1995.

ZHANG, Y. H. P.; LYND, L. R. Toward an aggregated understanding of enzymatic hydrolysis of cellulose: noncomplexed cellulose systems. **Biotechnology Bioenergy**, v. 88, p. 797-824, 2004.