

## DESENVOLVIMENTO DE FUNGOS NEMATÓFAGOS EM DIFERENTES MEIOS DE CULTURA

### DEVELOPMENT OF NEMATOPHAGUS FUNGI IN DIFFERENT CULTURE MEDIA

**Paulo Roberto Pala Martinelli**

Doutor em Agronomia – Produção Vegetal, Colégio Técnico Agrícola "José Bonifácio"  
(CTA/UNESP), Brasil

E-mail: [prpmartinelli@yahoo.com.br](mailto:prpmartinelli@yahoo.com.br)

**Rodrigo Souza Santos**

Doutor em Agronomia – Entomologia Agrícola, Embrapa Acre, Brasil

E-mail: [rodrigo.s.santos@embrapa.br](mailto:rodrigo.s.santos@embrapa.br)

Recebido: 28/02/2025 – Aceito: 13/03/2025

#### Resumo

Os fungos nematófagos são capazes de desenvolver estruturas no formato de armadilhas com a finalidade de capturar e destruir os estágios infectantes dos nematoides. O objetivo do presente estudo foi analisar o crescimento radial micelial, esporulação e Unidade Formadoras de Colônias (UFCs) em *Arthrobotrys musiformis*, *Arthrobotrys robusta*, *Arthrobotrys oligospora*, *Monacrosporium eudermatum*, *Monacrosporium elegans*, *Pochonia chlamydosporia*, *Dactylella leptospora* e *Paecilomyces lilacinus*, utilizando-se seis meios de cultura sólidos e dois líquidos, sendo adotadas quatro repetições para cada tratamento. Os experimentos foram realizados em câmara tipo BOD, no escuro, à temperatura de  $25 \pm 1^\circ \text{C}$ , no Laboratório de Nematologia da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias (FCAV/UNESP), Jaboticabal, SP. Os meios sólidos foram incubados por 15 dias e realizadas medições a cada 48 horas (até 288 horas). Os meios líquidos foram incubados nas mesmas condições por 21 dias, submetidos à trituração e diluições seriadas para contagem das UFCs. As médias foram comparadas pelo teste de Duncan a 5% de probabilidade. A maior rapidez e crescimento micelial radial foram verificadas para o meio semissólido ágar-água (AA) para *A. musiformis*, *A. robusta*, *M. eudermatum* e *M. elegans*. Ademais o mesmo padrão foi observado para *M. eudermatum* e *M. elegans* incubados em água de arroz, dextrose e ágar (ARR). O meio líquido

de batata e dextrose (BD) foi o melhor para produção de UFCs.

**Palavras-chave:** Controle Biológico; Clavicipitaceae; Esporulação; Orbiliaceae; Trichocomaceae

## Abstract

Nematophagous fungi are capable of developing trap-like structures to capture and destroy the infective stages of nematodes. The aim of the present study was to analyze radial mycelial growth, sporulation, and Colony-Forming Units (CFUs) in *Arthrobotrys musiformis*, *Arthrobotrys robusta*, *Arthrobotrys oligospora*, *Monacrosporium eudermatum*, *Monacrosporium elegans*, *Pochonia chlamydosporia*, *Dactylella leptospora*, and *Paecilomyces lilacinus*, using six solid culture media and two liquid media, with four replicates for each treatment. The experiments were conducted in a BOD-type chamber, in the dark, at a temperature of  $25 \pm 1^\circ\text{C}$ , in the Nematology Laboratory of the Faculty of Agricultural and Veterinary Sciences (FCAV/UNESP), municipality of Jaboticabal, São Paulo state, Brazil. The solid media were incubated for 15 days, with measurements taken every 48 hours (up to 288 hours). The liquid media were incubated under the same conditions for 21 days, subjected to homogenization and serial dilutions for CFU counting. Means were compared using Duncan's test at a 5% probability level. The fastest radial mycelial growth was observed in semi-solid water agar (AA) for *A. musiformis*, *A. robusta*, *M. eudermatum*, and *M. elegans*. Furthermore, the same pattern was observed for *M. eudermatum* and *M. elegans* incubated in rice water, dextrose, and agar (RDA). The potato dextrose (PD) liquid medium was the most suitable for CFU production.

**Keywords:** Biological control; Clavicipitaceae; Sporulation; Orbiliaceae; Trichocomaceae

## 1. Introdução

Os nematoides parasitam animais, plantas e outros seres vivos, com isto, os efeitos das infestações por nematódeos nas plantações, em animais domésticos e até mesmo em seres humanos fazem do Filo Nematoda um dos mais importantes de todos os grupos de animais parasitas (HICKMAN Jr. et al., 2016).

Todas as espécies de plantas cultivadas são atacadas por pelo menos uma espécie de nematoide, sendo algumas culturas hospedeiras de várias espécies. Algumas espécies de nematoides atacam a parte aérea como folhas, caules e sementes, outras espécies atacam partes subterrâneas como raízes, bulbos, tubérculos e rizomas (GOELDI, 1887). Os fitonematoides são aqueles que parasitam as plantas (geralmente as raízes), causando injúrias e redução na absorção e transporte de água e nutrientes na planta, o que compromete sua

produtividade, desenvolvimento e qualidade do produto final. Esses microrganismos causam perdas anuais na produção agrícola estimadas em 12% (SASSER; FRECKMAN, 1987).

Dentre os inimigos naturais de fitonematoides estão os fungos nematófagos (ectoparasitas ou predadores), os quais capturam nematoides por meio de armadilhas formadas por hifas modificadas (MORGAN-JONES; RODRÍGUEZ-KABANA, 1987; JANSSON et al., 1997; BRAGA et al., 2010). No Brasil, o primeiro relato de fungos nematófagos infectando fitonematoides, foi feito por Alcântara e Azevedo (1981), os quais isolaram algumas espécies de fungos em nematoides infectados, demonstrando um controle biológico natural.

Para realizar o isolamento, o meio de cultura utilizado é de grande importância, pois permite o crescimento, desenvolvimento e manutenção dos fungos em laboratório. Dessa forma, a função do meio de cultura é fornecer nutrientes aos micro-organismos para seu crescimento e também serem assimiláveis para os micro-organismos, possibilitando seu crescimento (SOARES et al., 2009). Assim, os meios de culturas devem proporcionar aos fungos crescimento micelial e esporulação, sendo fundamentais para disseminação e sobrevivência dos mesmos em condições de laboratório (JANSSON, 1982; SOARES et al., 2009).

De acordo com sua consistência os meios de cultura podem ser sólidos, sólidos (gel) ou líquidos (caldo). Os meios sólidos são utilizados para a manutenção e crescimento fúngico, pois apresentam características semelhantes aos seus extratos naturais (madeira, tecido vegetal, solo etc). Os meios de cultura sólidos mais comumente utilizados são: BDA (batata dextrose ágar), BDA + peptona, CMA (corn meal agar), fubá + ágar + YPSS (yeast powder soluble starch agar) (DIAS; FERRAZ, 1993); BDA + YPSS ; BSA (batata sacarose ágar) (DIAS; FERRAZ, 1993; CASTRO et al., 2000). São considerados meios líquidos todos aqueles isentos de ágar e que apresentam consistência líquida até 37 °C e, em temperaturas inferiores (PELCZAR Jr. et al., 1996).

Nesse contexto, o objetivo do presente estudo foi verificar o desenvolvimento [crescimento micelial, esporulação e unidades formadoras de colônias (UFCs)] de oito espécies de fungos nematófagos, em seis meios de

cultura sólidos e, em dois líquidos.

## 2. Material e Métodos

O presente trabalho foi realizado no Laboratório de Nematologia da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias (FCAV/UNESP), Campus de Jaboticabal, SP.

Para o experimento foram utilizados os seguintes isolados, obtidos a partir da coleção de fungos nematófagos do Laboratório de Nematologia: *Arthrobotrys musiformis* (Drechsler), *Arthrobotrys robusta* (Dudd), *Arthrobotrys oligospora* (Fresen), *Monacrosporium eudermatum* (Drechsler), *Monacrosporium elegans* (Oudemans), *Pochonia chlamydosporia* (Goddard), *Dactylella leptospora* (Drechsler) e *Paecilomyces lilacinus* (Thom).

As culturas puras destes fungos foram acondicionadas em tubos de ensaio em temperatura ambiente, no escuro. Posteriormente, estes fungos foram repicados para placas de Petri e novamente armazenados em tubos de ensaio. No caso do fungo *P. lilacinus*, que possui hábito predador de ovos de nematoides, uma suspensão concentrada de ovos de *Meloidogyne* sp. foi adicionada em sua placa de Petri, juntamente com o meio de cultura, antes de ser mantido em tubos de ensaio.

Após o crescimento, foram retirados dos bordos das colônias de *A. musiformis*, *A. robusta*, *A. oligospora*, *M. eudermatum*, *M. elegans*, *P. chlamydosporia*, *D. leptospora* e *P. lilacinus*, discos de 5 mm de diâmetro e depositados no centro de cada placa contendo os meios sólidos de: 1. BDAC (batata dextrose + ágar comercial); 2. BDAN (batata dextrose + ágar natural produzido com batata in natura); 3. AMD (amido de milho dextrose e ágar); 4. FAR (farelo de arroz dextrose e ágar); 5. AA (ágar água) e 6. ARR (água de arroz dextrose e ágar) sendo adotadas quatro repetições para cada tratamento. Essas culturas foram incubadas em câmara tipo BOD à temperatura de  $25 \pm 1^\circ\text{C}$ , no escuro, por 15 dias.

As avaliações do crescimento micelial radial consistiram-se das leituras, a cada 48 a 288 horas, do diâmetro da colônia em sentidos diametralmente opostos, com auxílio de régua milimetrada, definindo uma média de três leituras, de acordo

com a metodologia proposta por Silva e Teixeira (2012).

Para o experimento com meios de culturas líquidos também foram utilizados discos de 5 mm de diâmetro, retirados dos bordos das colônias de cada um dos fungos estudados, sendo depositados no interior de Erlenmeyer de 500 mL, contendo 250 mL de cada meio de cultura: 1. BD (batata dextrose) e 2. EL (extrato de levedura e dextrose a 1%). Os meios de culturas inoculados com os fungos foram incubados em BOD por 21 dias, à temperatura de  $25 \pm 1^\circ \text{C}$ , no escuro.

Posteriormente, para a avaliação de UFCs as multiplicações dos meios líquidos passaram por diluições seriadas até 1:10.000. Uma alíquota de 1 mL da diluição (1:10.000) foi adicionada em placas de Petri contendo BDA incubadas por 48 h. Foram realizadas contagem das colônias presentes no meio de cultura das placas e determinado o número de UFCs de cada tratamento.

Para a avaliação do número de esporos/mL, uma alíquota de 10 mL de cada repetição dos tratamentos foi coletada, sendo adotadas quatro repetições por tratamento. Os conídios foram contados com o auxílio de uma câmara de Neubauer, em microscópio fotônico.

As médias obtidas das avaliações dos fungos em meios de culturas sólidos e líquidos foram submetidas à ANOVA e comparadas pelo teste de Duncan a 1% e 5% de probabilidade.

### 3. Resultados e Discussão

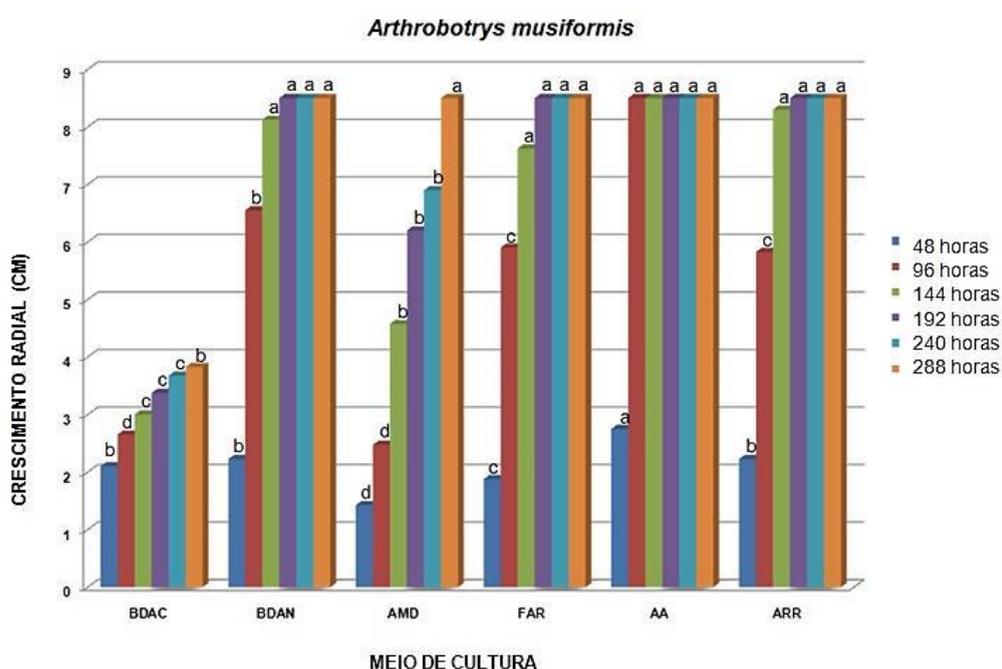
O crescimento micelial dos oito isolados fúngicos ocorreu em todos os meios de cultura sólido utilizados, no entanto houve diferenças na velocidade do crescimento nos mesmos (Figuras 1 a 8).

No ensaio com os meios sólidos, o meio AA propiciou maior e mais rápido crescimento micelial para os isolados de *A. musiformis*, *M. eudermatum*, *M. elegans* e *A. robusta*, na avaliação de 96 horas após a incubação (Figuras 1, 2, 3 e 4). O mesmo resultado foi verificado para o meio ARR para os isolados de *M. elegans* e *M. eudermatum* e BDAN para *M. eudermatum* (Figuras 2 e 3).

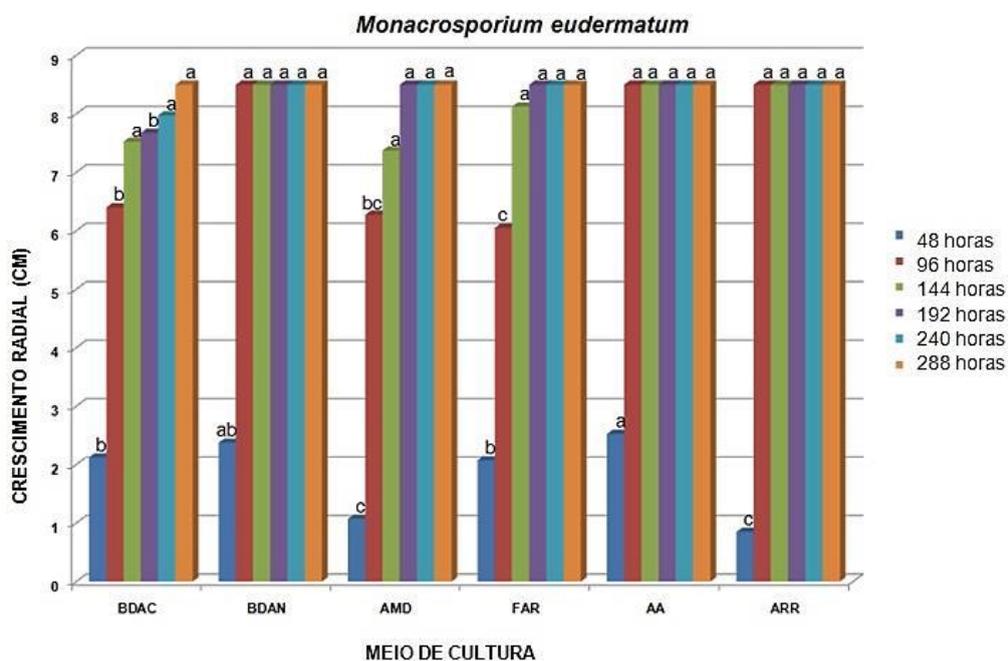
*Arthrobotrys oligospora* e *M. eudermatum* tiveram maior e mais rápido crescimento em três meios de cultura diferentes (AA, ARR e FAR para *A. oligospora* e AA, ARR e BDAN para *M. eudermatum*), indicando que estes isolados

conseguem ser mais eficiente na assimilação de nutrientes em diferentes tipos de meio (Figuras 2 e 7). Os fungos do gênero *Monacrosporium* apresentaram o maior crescimento micelial de 48 para 96 horas no meio ARR (Figuras 2 e 3).

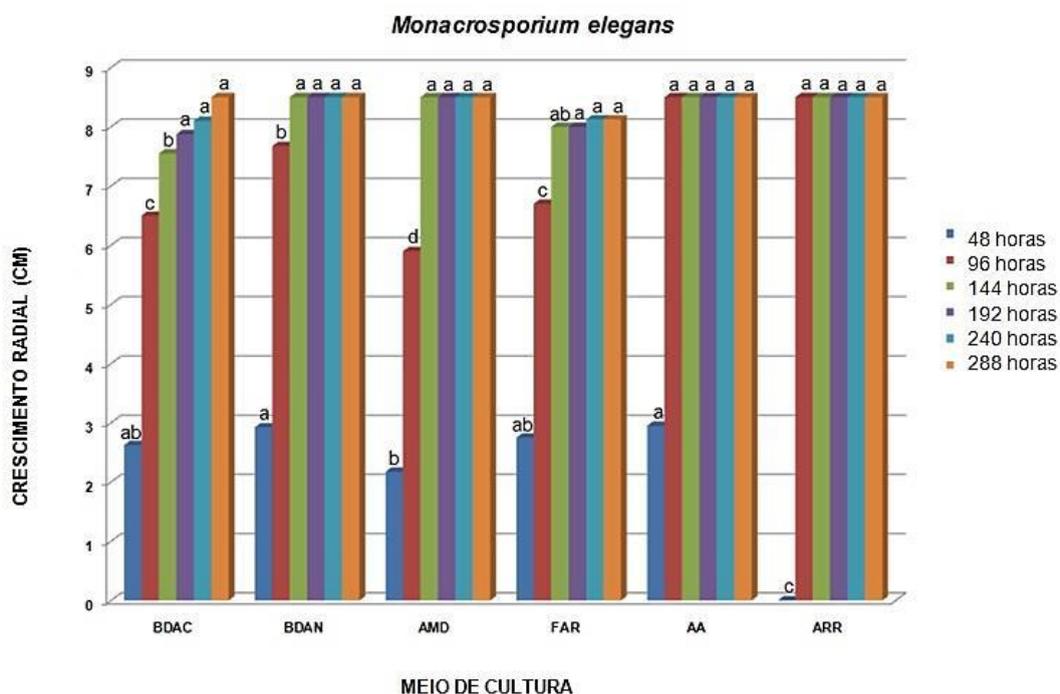
*Dactylella leptospora*, *P. chlamydo-sporea* e *P. lilacinus* foram os fungos que apresentaram a maior lentidão de crescimento micelial (Figuras 5, 6 e 8). Ademais, *P. chlamydo-sporea* e *P. lilacinus* apresentaram os menores crescimentos miceliais (Figuras 6 e 8). Possivelmente, os meios de cultura sólidos testados não foram compatíveis com as necessidades nutricionais dessas três espécies de fungos.



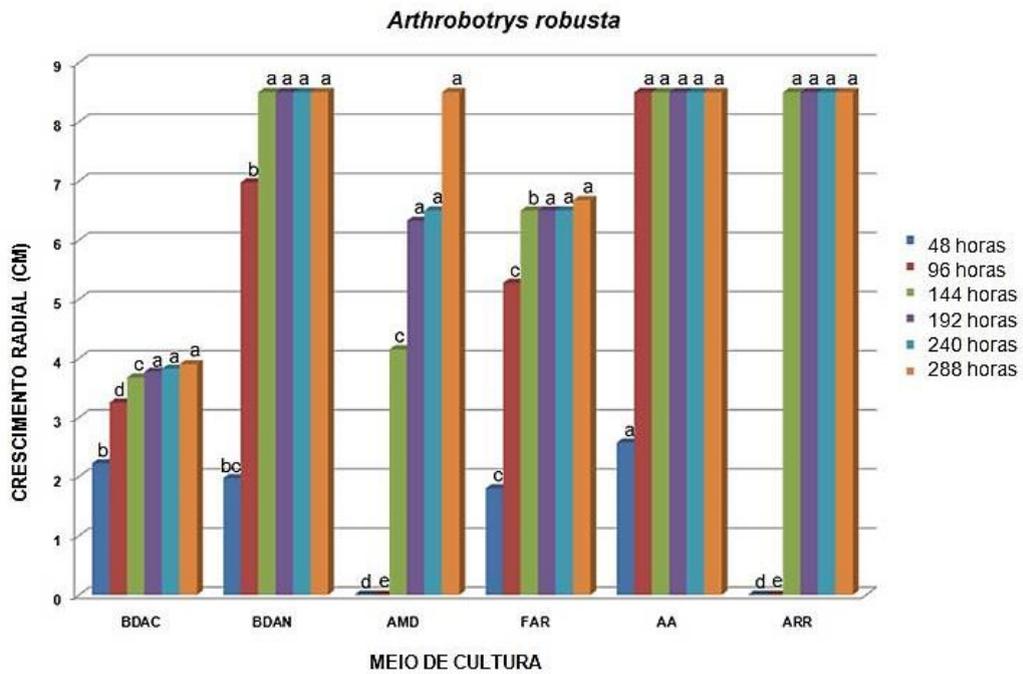
**Figura 1.** Crescimento micelial de *Arthrobotrys musiformis*, em seis diferentes meios sólidos de cultura, durante um período de 288 horas, em BOD a  $25 \pm 1^\circ \text{C}$ .



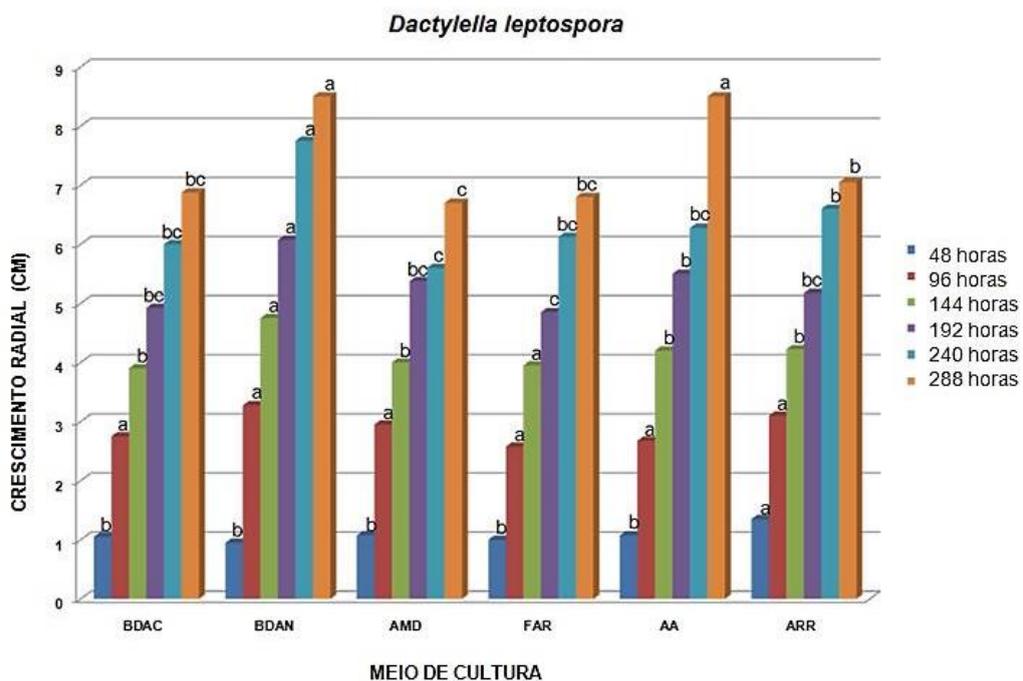
**Figura 2.** Crescimento micelial de *Monacrosporium eudermatum*, em seis diferentes meios sólidos de cultura, durante um período de 288 horas, em BOD a  $25 \pm 1^\circ \text{C}$ .



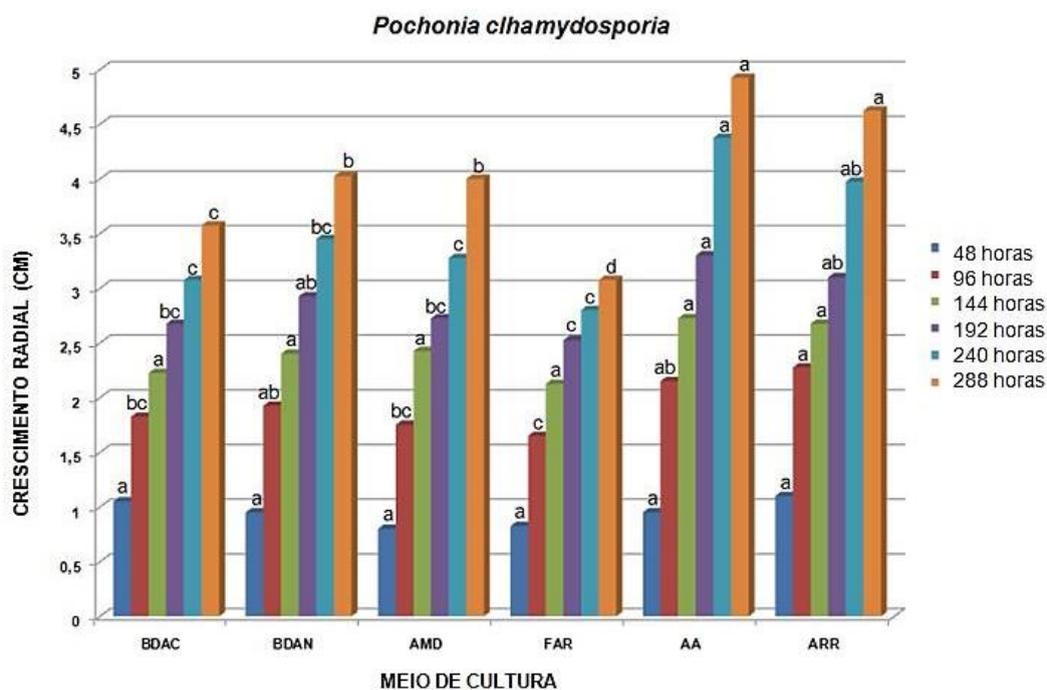
**Figura 3.** Crescimento micelial de *Monacrosporium elegans*, em seis diferentes meios sólidos de cultura, durante um período de 288 horas, em BOD a  $25 \pm 1^\circ \text{C}$ .



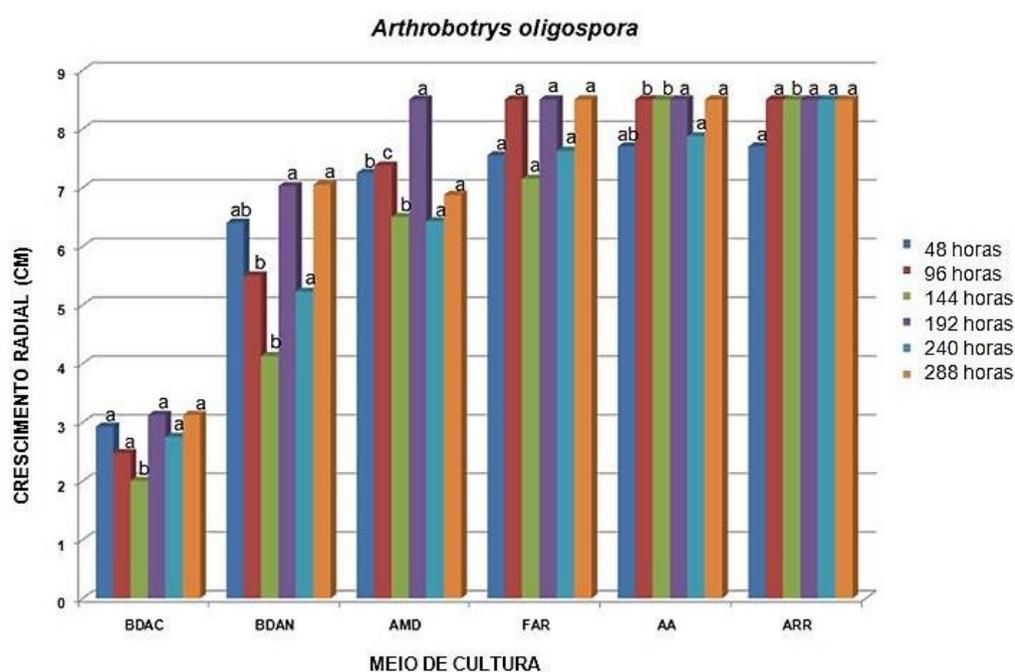
**Figura 4.** Crescimento micelial de *Arthrobotrys robusta*, em seis diferentes meios sólidos de cultura, durante um período de 288 horas, em BOD a  $25 \pm 1^\circ \text{C}$ .



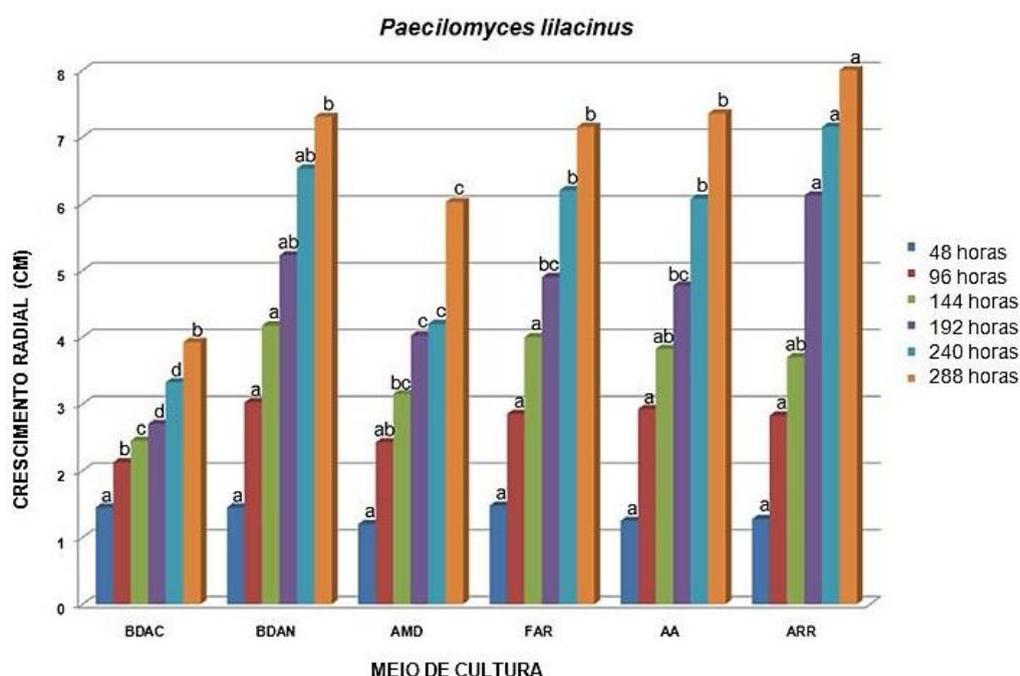
**Figura 5.** Crescimento micelial de *Dactylella leptospora*, em seis diferentes meios sólidos de cultura, durante um período de 288 horas, em BOD a  $25 \pm 1^\circ \text{C}$ .



**Figura 6.** Crescimento micelial de *Pochonia chlamydosporia*, em seis diferentes meios sólidos de cultura, durante um período de 288 horas, em BOD a  $25 \pm 1^\circ \text{C}$ .



**Figura 7.** Crescimento micelial de *Arthrobotrys oligospora*, em seis diferentes meios sólidos de cultura, durante um período de 288 horas, em BOD a  $25 \pm 1^\circ \text{C}$ .



**Figura 8.** Crescimento micelial de *Paecilomyces lilacinus*, em seis diferentes meios sólidos de cultura, durante um período de 288 horas, em BOD a  $25 \pm 1^\circ \text{C}$ .

A propagação de um fungo é realizada pelo crescimento de hifas que se alongam e se ramificam formando as colônias que nada mais são do que uma rede de micélios, caracterizada por crescimento radial. Sendo assim, o crescimento radial em função do tempo é chamado de velocidade de crescimento radial (OLIVEIRA, 2008).

Nos dados obtidos observa-se que o meio AA foi o meio mais favorável para o crescimento radial dos fungos, sendo mais indicado para os testes de patogenicidade in vitro que os demais. Portanto para um fungo ter um bom desenvolvimento necessita de condições favoráveis (aeração, luz, umidade, temperatura) para seu crescimento, com isso um bom meio de cultura permite grande esporulação e pequeno crescimento micelial, um meio pobre permite condição contrária, grande crescimento micelial e baixa esporulação, ou seja, a escassez de nutriente favorece o crescimento micelial (DRINGRA; SINCLAIR, 1995; MACIEL et al., 2006). Sendo assim deve se levar em conta o que se pretende obter no final: massa micelial ou esporulação.

Os meios ARR, BDAN e FAR propiciaram maior volume visual de micélio e,

portanto, são mais indicados para crescimento inicial das culturas desses fungos, no processo de produção de formulações desses agentes para uso a campo. Por conseguinte, os fungos que apresentem maior e mais rápido crescimento micelial são mais vantajosos para o controle biológico, por infectarem o hospedeiro de forma mais rápida e efetiva. Além disso, essa característica possibilita a produção em larga escala dos mesmos (OLIVEIRA, 2008).

O meio AM (ágar-milho) é considerado o melhor meio para os fungos, porque promove o equilíbrio entre o crescimento micelial e esporulação. Já o meio BDA (batata-dextrose-ágar) permite o crescimento de vários microrganismos, mas não oferece seletividade como o meio AM (NAIME, 2009).

Na avaliação relativa aos números de UFC, o meio BD foi estatisticamente superior a EL para os isolados de *A. robusta*, *A. oligospora*, *M. eudermateum*, *M. elegans*, *P. chlamydosporia* e *P. lilacinus* como mostra na (Tabela 1). Para o meio EL todos os isolados formaram menor número de colônias estatisticamente diferentes de BD.

**Tabela 1.** Avaliações das unidades formadoras de colônias (UFCs) de oito isolados de fungos nematófagos em dois diferentes meios líquidos de cultura mantidos em BOD a temperatura de  $25 \pm 1^\circ \text{C}$ , no escuro, por um período de 21 dias.

MEIOS DE CULTURA	AVALIAÇÃO DO NÚMERO DE ESPOROS EM DIFERENTES MEIOS DE CULTURAS							
	AM <sup>3</sup>	AO	AR	MEU	MEL	PC-10	PL	DL
BD <sup>2</sup>	1,5x10 <sup>3</sup> a	5,8x10 <sup>3</sup> a	4,9x10 <sup>7</sup> a	1,5x10 <sup>6</sup> a	2,7x10 <sup>6</sup> a	2,2x10 <sup>6</sup> a	2,5x10 <sup>7</sup> a	0,0 b
EL	1,5x10 <sup>3</sup> a	1,4x10 <sup>3</sup> b	1,5x10 <sup>5</sup> b	2,6x10 <sup>4</sup> b	1,4x10 <sup>4</sup> b	4,1x10 <sup>5</sup> b	2,1x10 <sup>5</sup> b	4,7x10 <sup>5</sup> a
TESTE F	0,42 <sup>ns</sup>	18,52 <sup>**</sup>	19,79 <sup>**</sup>	91,39 <sup>**</sup>	133,73 <sup>**</sup>	103,31 <sup>**</sup>	562,41 <sup>**</sup>	8,89 <sup>*</sup>
CV %	6,01	40,03	63,17	28,58	24,20	19,29	11,72	94,82

<sup>1</sup>Médias seguidas por letras iguais nas colunas não diferem estatisticamente pelo teste Duncan a 1% ou 5% de probabilidade; <sup>2</sup>BD (batata e dextrose); EL (extrato de levedura 1%); <sup>3</sup>AM (*Arthrobothrys musiformis*); AO (*Arthrobothrys oligospora*); AR (*Arthrobothrys robusta*); MEU (*Monacrosporium eudermatum*); MEL (*Monacrosporium elegans*); PC-10 (*Pochonia chlamydosporia* isolado 10); PL (*Paecilomyces lilacinus*); DL (*Dactylella leptospora*); <sup>\*</sup>Significativo a 1% de probabilidade pelo teste de Duncan; <sup>\*\*</sup>Significativo a 5% de probabilidade pelo teste de Duncan; ns = Não significativo.

Dias e Ferraz (1993) concluíram que a temperatura de  $25^\circ \text{C}$  é a melhor para o crescimento de fungos nematófagos e que o pH do meio de cultura não influencia o crescimento micelial. Castro et al. (2000) também verificou que a temperatura de  $25^\circ \text{C}$  é ideal para o crescimento de *A. musiformis*, corroborando o

resultado obtido neste trabalho.

O crescimento de fungos nematófagos em meio líquido é viável e pode ser útil ao processo de produção de formulações desses agentes por facilitar a inoculação de grandes volumes de substratos sólidos, além de permitir a aplicação via água de irrigação.

No experimento com os meios líquidos a avaliação dos números de UFC foi feita com diluição serial, plaqueadas em meio de cultura BDA e avaliadas 72 h depois. Os fungos *A. musiformis* e *P. lilacinus* esporularam no meio BD com médias de  $2,5 \times 10^4$  e  $7,2 \times 10^5$  conídios/mL, respectivamente. *A. robusta*, *A. oligospora*, *M. eudermateum*, *M. elegans*, *P. chlamydosporia*, *D. leptospora* não esporularam (Tabela 2). Entretanto, observou-se um ótimo crescimento vegetativo de todos eles.

Segundo Leite et al. (2003) a composição do meio de cultura influencia muito no desenvolvimento e na esporulação, depende da necessidade de cada microorganismo a fontes minerais disponíveis em cada meio. Oliveira (2008) também comprovou que o crescimento e a esporulação de cada fungo estão ligados diretamente com a composição do meio de cultura e a capacidade de que cada microorganismo tem de assimilar um nutriente.

No meio líquido EL, *M. elegans*, *P. chlamydosporia* e *P. lilacinus* esporularam com médias de  $2,5 \times 10^3$ ,  $2,5 \times 10^4$  e  $7,7 \times 10^4$  conídios/mL, respectivamente. Não houve nenhuma esporulação para os demais isolados.

**Tabela 2.** Avaliação da esporulação de oito isolados de fungos nematófagos em dois diferentes meios líquidos de cultura, mantidos em BOD a temperatura de  $25 \pm 1^\circ \text{C}$ , no escuro, por um período de 21 dias.

MEIOS DE CULTURA	AVALIAÇÃO DO NÚMERO DE ESPOROS EM DIFERENTES MEIOS DE CULTURAS							
	AM <sup>4</sup>	AO	AR	MEU	MEL	PC-10	PL	DL
BD <sup>2</sup>	$2,5 \times 10^4$	0	0	0	0	0	$7,28 \times 10^5$ a	0
EL <sup>3</sup>	0	0	0	0	$2,5 \times 10^3$	$2,5 \times 10^4$	$7,75 \times 10^4$ a	0
TESTE F	-	-	-	-	-	-	0,80 <sup>ns</sup>	-
CV %	-	-	-	-	-	-	254,97	-

<sup>1</sup>Médias seguidas por letras iguais nas colunas não diferem estatisticamente pelo teste Duncan a 1% ou 5% de probabilidade; <sup>2</sup>BD (batata e dextrose); EL (extrato de levedura 1%); <sup>3</sup>AM (*Arthrobothrys musiformis*); AO (*Arthrobothrys oligospora*); AR (*Arthrobothrys robusta*); MEU (*Monacrosporium eudermatum*); MEL (*Monacrosporium elegans*); PC-10 (*Pochonia chlamydosporia* isolado 10); PL (*Paecilomyces lilacinus*); DL (*Dactylella leptospora*); \*\*Significativo

a 1% de probabilidade pelo teste de Duncan; \*Significativo a 5% de probabilidade pelo teste de Duncan; ns = Não significativo.

#### 4. Conclusão

Por meio do presente estudo observou-se que o meio sólido de cultura AA propiciou maior e mais rápido crescimento radial, enquanto o meio líquido BD foi o melhor para a formação de UFCs da maioria das espécies de fungos testados. Entretanto, quando observamos a esporulação, nenhum dos meios líquidos foi eficiente para as espécies estudadas. Assim, faz-se necessário a realização de novos estudos visando testar outros tipos de meios líquidos de cultura.

#### Referências

ALCÂNTARA, V. S. B.; AZEVEDO, J. L. Isolamento e seleção de fungos predadores de nematoides. **Revista de Agricultura**, v. 56, n. 3, p.132-146, 1981.

BRAGA, F. R.; SILVA, A. R.; ARAÚJO, J. M.; CARVALHO, R. O.; ARAÚJO, J. V.; FRASSY, L. N. Atividade predatória de fungos nematófagos *Duddingtonia flagrans*, *Monocrosporium thaumasium* e *Arthrobotrys robusta* sobre larvas infectantes de *Strongyloides stercoralis*. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 43, n. 5, p. 588-590, 2010.

CASTRO, J. M. C.; LIMA, R. D. de; FERRAZ, S.; NEVES, J. C. L. Capacidade de predação de *Arthrobotrys musiformis* a fitonematóides. **Summa Phytopathologica**, v. 26, n. 1, p. 58-62, 2000.

DIDAS, W. P.; FERRAZ, S. Crescimento e esporulação de *Arthrobotrys* spp. em diferentes substratos, meios de cultura, pH e níveis de temperatura. **Nematologia Brasileira**, v. 17, n. 2, p. 168-181, 1993.

DHINGRA, O. D.; SINCLAIR, J. B. **Basic plant pathology methods**. Florida: CRC Press, 1995. 434p.

GOELDI, E. A. **Relatório sobre a moléstia do cafeeiro na província do Rio de Janeiro**. Arquivos do Museu Nacional, v. 8. Rio de Janeiro: Imprensa Nacional, 1887. 121 p.

HICKMAN Jr., C. P.; ROBERTS, L. S.; KEEN, S.; EINSENHOUR, D. J.; LARSON, A.; l'ANSON, H. **Princípios Integrados de Zoologia**. 16ª ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2016. 954p.

JANSSON, H. B. Predacity of nematophagous fungi and its relationship to the attraction of nematodes. **Microbial Ecology**, v. 8, n. 3, p. 233-240, 1982.

JANSSON, H. B.; TUNLIB, A.; NORDBRING-HERTZ, B. Biological control: nematodes. pp. 38-50. In: ANKE, T. (Ed.). **Fungal Biotechnology**. Weinheim: Chapman & Hall, 1997. 432p.

LEITE, L. G.; BATISTA FILHO, A.; ALMEIDA, L. E. M.; ALVES, S. B. **Produção de fungos entomopatogênicos**. Ribeirão Preto: Livroceres, 2003. 92p.

MACIEL A. S.; ARAÚJO, J. V.; CAMPOS, A. K. Viabilidade sobre larvas infectantes de *Ancylostoma* spp. dos fungos nematófagos *Arthrobotrys robusta*, *Duddingtonia flagrans* e *Monacrosporium thaumasium* após esporulação em diferentes meios de cultura. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 15, n. 1, p. 182-187, 2006.

MORGAN-JONES, G.; RODRÍGUEZ-KABANA, R. Fungal biocontrol for the management of nematodes. pp. 94-99. In: VEECH, J. A.; DICKSON, D. W. (Eds.). **Vistas on Nematology**: a commemoration of the twenty-fifth anniversary of the society of Nematologists. Hyattsville: Society of Nematologists Inc., 1987. 509p.

NAIME, M. F. **Isolamento de fungos com atividade nematofágica em solo paranaense**. 2009. 66f. Dissertação (Mestrado em Microbiologia, Parasitologia e Patologia) – Universidade Federal do Paraná, Curitiba.

OLIVEIRA, I. M. **Aspectos biológicos do fungo entomopatogênico *Aschersonia* sp. cultivado em diferentes meios de cultura**. 2008. 47f. Dissertação (Mestrado em Agronomia/Entomologia), Universidade Federal de Lavras, Lavras.

PELCZAR Jr. M. J.; CHAN, E. C. S.; KRIEG, N. R. **Microbiologia**: conceitos e aplicações, vol. 1. 2ª ed., São Paulo: Pearson Universidades, 1996. 592p.

QUEIROZ, F. M.; BATISTA, U. G.; BROMMNSCHENKEL, S. H. Avaliação de meios de cultura no crescimento micelial e esporulação de *Alternaria brasiliensis*.

**Fitopatologia Brasileira**, v. 29, p. 541-543, 2004.

SASSER, J. N.; FRECKMAN, D. W. 1987. A world perspective on nematology: the role of the society. pp. 7-14. In: VEECH, J. A.; DICKSON, D. W. (Eds.). **Vistas on Nematology**: a commemoration of the twenty-fifth anniversary of the society of Nematologists. Hyattsville: Society of Nematologists Inc., 1987. 509p.

SILVA, J. L. da; TEIXEIRA, R. N. V. Esporulação e crescimento micelial de *Fusarium solani* em diferentes meios de cultura e regimes de luminosidade. **Revista Agro@ambiente On-line**, v. 6, n. 1, p. 47-52, 2012.

SOARES, P. L. M.; NOZAKI, M. de H.; BARBOZA, B. F. F.; SANTOS, J. M. dos S.; BARBOSA, J. C. Crescimento e esporulação de duas espécies de *Arthrobotrys corda* em diferentes meios de cultura e dois ambientes. **Bioscience Journal**, v. 25, n. 2, p. 63-74, 2009.