

ESTUDO MORFOFISIOLÓGICO DE FUNGOS FILAMENTOSOS EM EFLUENTES DE UMA INDÚSTRIA TÊXTIL LOCALIZADA NA REGIÃO METROPOLITANA DE FORTALEZA/CE

L.K.V. LACERDA (1); R.B. GOMES (2); H.L.B BUARQUE (3); C.R. MUNIZ (4); S.F. ARAÚJO (5)

(1) Centro Federal de Educação Tecnológica do Ceará; e-mail: lorainnekaren@yahoo.com.br

(2) Centro Federal de Educação Tecnológica do Ceará; Endereço: Rua Pergentino Maia, 1500 – Casa 213 – Messejana – Fortaleza/CE – CEP: 60.840-040; Telefone: (85)3307-3727; Fax: (85)3307-3699; e-mail: bemvindo@cefetce.br

(3) Centro Federal de Educação Tecnológica do Ceará; e-mail: hbuarque@cefetce.br

(4) Centro Federal de Educação Tecnológica do Ceará e Embrapa Agroindústria Tropical; e-mail: celli@cefetce.br

(5) Centro Federal de Educação Tecnológica do Ceará; e-mail: suelenferreira85@hotmail.com

RESUMO

Diante da contribuição dos efluentes têxteis para a degradação da qualidade das águas dos mananciais, tornam-se necessárias tecnologias de tratamento destes efluentes, destacando-se os tratamentos biológicos com fungos, pela habilidade de crescerem em condições adversas. Considerando a importância destes organismos no biotratamento, este trabalho objetivou isolar, identificar e realizar testes fisiológicos com a microbiota fúngica presente em efluentes de uma indústria têxtil da região metropolitana de Fortaleza/CE com a finalidade de testar, posteriormente, seu potencial biodegradador. O isolamento da microbiota seguiu diretrizes internacionais e a identificação foi realizada pela avaliação da morfologia das colônias e por microscopia eletrônica. Foram realizados testes para avaliar o comportamento das espécies identificadas frente à variação de temperatura e concentração salina, bem como sua capacidade de produção de biomassa. Isolou-se seis colônias de fungos filamentosos, das quais duas foram *Aspergillus niger* e *Aspergillus flavus*. Com os testes fisiológicos, as espécies mostraram comportamento mesofílico e sofreram inibição de crescimento com o aumento da concentração salina. No teste de produção de biomassa houve um vigoroso crescimento de ambas as espécies. Os resultados mostraram que os efluentes da indústria têxtil apresentam uma rica microbiota fúngica que poderá ter papel importante no tratamento deste e de outros efluentes industriais.

Palavras-chave: Efluentes, Biotratamento, Microbiota Fúngica, Biodegradador.

1. INTRODUÇÃO

O homem com sua capacidade de modificar e adaptar o ambiente às suas necessidades, utiliza e transforma os recursos naturais disponíveis. Esta situação é fortemente otimizada devido aos avanços nos diversos campos do conhecimento e da tecnologia. No entanto, o homem nem sempre se preocupa com a conservação destes recursos e, principalmente, com os resíduos gerados em suas atividades (CONCEIÇÃO *et al.*, 2005).

As indústrias têxteis representam um setor de intensa importância econômica no desenvolvimento de uma região. Contudo, do ponto de vista ambiental, devido principalmente à natureza do efluente produzido, afetam diretamente os recursos hídricos quando têm seus efluentes lançados “in natura” em corpos receptores, pois utilizam grandes volumes de água, e descartam também grandes quantidades de efluentes contendo forte coloração e substâncias, muitas vezes, tóxicas. Apesar da modificação já existente nos processos de produção contribuir para a diminuição do volume destes efluentes, o impacto ambiental causado por essas descargas líquidas continua sendo um problema de caráter grave. Segundo Donmez (2002) e Georgiou *et al.* (2004), a descarga altamente colorida de efluentes têxteis em águas receptoras afeta, principalmente, a atividade de fotossíntese, devido à baixa penetração da luz.

Diante da necessidade de uma gestão sustentável dessas empresas, a utilização de microrganismos na preservação e recuperação dos ecossistemas que sofreram, e continuam sofrendo as consequências das atividades antrópicas, constitui um instrumento da biotecnologia de inestimável valor. Apesar da grande maioria das indústrias modernas adotarem alguma forma de tratamento para seus efluentes, os requerimentos legais relativos ao gerenciamento dos resíduos industriais têm se tornado mais restritivos, fazendo-se necessário investigar alternativas para melhorar os processos de tratamento e a disposição final desses rejeitos (PERALTA-ZAMORA *et al.*, 2002).

Neste contexto, o biotratamento com fungos desponta como uma grande alternativa, pois estes organismos são importantes decompositores que desempenham papéis fundamentais nos ciclos do carbono, do nitrogênio e de outros nutrientes presentes na biosfera (GRIFFIN, 1994). Ainda conforme o mesmo autor, os fungos, especialmente os filamentosos, são capazes de produzir diversos compostos enzimáticos que atuam sobre certos poluentes, tornando-os susceptíveis à biodegradação. São extremamente resistentes às variações de pH, oxigênio e temperatura, e sobrevivem nas condições mais diversas.

Com o objetivo de conhecer a diversidade fúngica filamentosa presente em efluente de uma indústria têxtil localizada na Região Metropolitana de Fortaleza/CE, por intermédio do isolamento e identificação, dessa microbiota, visando, em futuras pesquisas, testar o seu potencial de biodegradação em processos de biotratamento de efluentes têxteis, é que foi realizado o presente estudo.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1. Efluentes Provenientes da Indústria Têxtil

A indústria têxtil apresenta um panorama bastante favorável ao crescimento do setor no Brasil. Apesar de ser uma atividade indispensável, tem sido considerada de alto impacto ao meio ambiente, principalmente devido à produção de grandes volumes de rejeitos contendo altas cargas de compostos orgânicos (KURUCZ *et al.*, 1998). Vários corantes usados no processo de tingimento mostram-se altamente tóxicos à biota aquática (ou podem ser biologicamente transformados para espécies tóxicas) podendo causar interferência no processo da fotossíntese natural do meio (KANAPP *et al.*, 1997).

Os rejeitos da manufatura têxtil apresentam-se fortemente coloridos, contendo vários tipos de corantes, agentes engomantes, ácidos orgânicos e inorgânicos, além de vários outros compostos químicos orgânicos (KURUCZ *et al.*, 1998). Mas sem dúvida, o maior problema no tratamento de efluentes têxteis se deve a presença de corantes oriundos principalmente da etapa de tingimento. Estes corantes normalmente são recalcitrantes ou apresentam uma cinética de degradação muito lenta para os processos biológicos convencionais e geram efluentes finais (após o tratamento) com uma coloração ainda muito intensa (BAHORSKY, 1997).

O setor têxtil no Brasil consome cerca de 20 toneladas/ano de corantes, deste montante cerca de 20% se perde como resíduos que devem passar por processos de tratamentos (KURUCZ *et al.*, 1998). O volume de corante utilizado a princípio pode parecer pouco significativo quando comparado com o parque de máquinas instalado, no entanto devemos atentar para o alto potencial colorido destes compostos. O olho humano pode detectar concentrações de corantes reativos na ordem de $5\mu\text{g.L}^{-1}$ em águas claras de rios, particularmente nas

regiões do espectro entre o vermelho e o púrpuro causando a impressão de uma poluição muito maior (KURUCZ *et al.*, 1998).

2.1.1. Tratamento Biológico de Efluentes Têxteis

Segundo Esposito e Azevedo (2004), a água residuária da indústria têxtil pode conter uma variedade de substâncias poluentes, incluindo os corantes. A legislação ambiental impõe um controle na liberação desses corantes, especialmente os azo-derivados. A habilidade de microrganismos em descolorir e metabolizar esses compostos vêm sendo crescentemente estudada e tem atraído muita atenção.

Dentre as opções mais econômicas e viáveis para o tratamento dos efluentes coloridos, os sistemas biológicos se apresentam como os mais práticos e de baixo custo (MENDEZ-PAZ *et al.*, 2005).

A descoloração dos corantes normalmente ocorre pela redução ou clivagem da ligação azo anaerobiamente, resultando em compostos incolores ou aminas aromáticas (KODAM *et al.*, 2005). As aminas aromáticas, por sua vez, são bastante estáveis em ambientes anaeróbios e sua completa mineralização ocorre apenas sob condições aeróbias (MENDEZ-PAZ *et al.*, 2005a). Desta forma, para superar a problemática da recalcitrância dos azo corantes sob condições anóxicas, alguns pesquisadores têm utilizado duas fases durante o processo de descoloração (O'NEILL *et al.*, 2000). Assim, neste processo, a remoção do grupo azo ocorre sob condições anaeróbias, enquanto os compostos aminados resultantes são bons substratos para a degradação aeróbia (PEARCE *et al.*, 2003).

Os microrganismos envolvidos em processos de biotratamento são fungos, protozoários, rotíferos, algas e bactérias. Desta forma, um reator biológico engloba populações mistas de organismos. A habilidade fúngica de crescer em faixas de pH de 2 a 9, associada ao baixo requerimento de nitrogênio, aproximadamente metade do requerido pelas bactérias, os torna importantes no tratamento biológico de resíduos industriais (METCALF e EDDY, 1991).

2.2. Considerações sobre Fungos

Os fungos são organismos eucariontes, heterotróficos e, em sua maioria, aeróbios. São capazes de viver nos mais variados habitats onde existe matéria orgânica a ser degradada e dada a amplitude de ambientes onde vivem, considera-se que não há barreira geográfica para sua distribuição (MAIA *et al.*, 2002). Classificam-se em dois grandes grupos: os leveduriformes – unicelulares e os filamentosos – pluricelulares, formando estruturas vegetativas filamentosas (denominadas hifas que no conjunto formam o micélio). Na qualidade de decompositores, desempenham papel fundamental nos ecossistemas terrestres e aquáticos, onde vivem como sapróbios, parasitas de plantas, animais e de outros fungos, ou simbiose (GRIFFIN, 1994; ALEXOPOULOS *et al.*, 1996).

Esposito e Azevedo (2004) afirmam que o ciclo de vida dos fungos, diferentemente daquele dos animais e plantas, é facultativo. Dessa maneira, se as condições do meio são ideais para o crescimento somático (vegetativo), então tal crescimento é efetivo. Em laboratório pode-se manter os fungos vivos na sua forma somática por longos períodos de tempo, entretanto, se há uma redução acentuada de nutrientes disponíveis, pode ocorrer uma sequência de etapas de desenvolvimento que leva à esporulação. Considera-se que as funções dos esporos são a produção de novos indivíduos, a dispersão a um novo local e a sobrevivência do organismo até o retorno a condições favoráveis (ESPOSITO e AZEVEDO, 2004).

Os fungos podem se reproduzir sexuada ou assexuadamente. De acordo com Ceballos e König (1997), os conídios representam o modo mais comum de reprodução assexuada; são produzidos pelas transformações do sistema vegetativo do próprio micélio. As células que dão origem aos conídios são denominadas células conidiogênicas.

Com relação às condições ambientais, os aspectos físicos que afetam o crescimento destes microrganismos são: temperatura, luz, pressão hidrostática e viscosidade (GRIFFIN, 1994). Os fungos crescem abrangendo ampla faixa de temperatura (0 a 62°C) (PELCZAR *et al.*, 1996). Contudo, a faixa ótima para seu desenvolvimento situa-se entre 22 e 30°C (PELCZAR *et al.*, 1996). Os fungos toleram grande variação na concentração de íons hidrônio e, de modo geral, o pH de 5 a 6 é ótimo para seu desenvolvimento. Entretanto, os fungos filamentosos podem crescer em faixa de pH variando de 1,5 a 11 (TRABULSI *et al.*, 1999).

Alguns fungos conseguem sobreviver em ambientes com alta salinidade. De acordo com Esposito e Azevedo (2004), os fungos halofílicos são aqueles capazes de se desenvolver em ambientes onde a salinidade é muito superior à observada na água marinha.

Os fungos apresentam uma rápida capacidade de adaptação aos mais variados habitats e necessidades nutricionais. Este fato deve-se à produção de uma grande quantidade de enzimas, não específicas, capazes de degradar uma variedade de compostos, inclusive polímeros complexos. De acordo com Esposito e Azevedo (2004), graças a essas enzimas com grande capacidade catalítica e o fato de possuírem hifas que penetram no substrato, alcançando mais facilmente os poluentes, os fungos se apresentam como agentes eficientes em processos biotecnológicos.

A utilização destes microrganismos no biotratamento de águas residuárias industriais através da biodegradação tem se constituído em uma alternativa interessante no tratamento de efluentes industriais em cuja composição estão inseridas substâncias recalcitrantes ao meio ambiente, como é o caso das águas residuárias têxteis.

3. MATERIAIS E MÉTODOS

3.1. Local de Amostragem

A microbiota fúngica estudada foi isolada de amostras compostas de água residuária bruta e equalizada, coletadas, respectivamente, na saída da lavanderia e no tanque de equalização de uma indústria têxtil localizada na Região Metropolitana de Fortaleza/CE.

3.2. Período de Amostragem

As amostras foram coletadas nos meses de setembro e outubro de 2005 e maio e junho de 2006, totalizando cinco coletas. Após acondicionamento em caixas isotérmicas (4 a 10°C), as amostras foram transportadas ao LIAMAR/CEFETCE (Laboratório Integrado de Águas de Mananciais e Residuárias do CEFETCE) para processamento.

3.3. Isolamento das Colônias

Para o isolamento da microbiota fúngica filamentosa autóctone foi utilizado o plaqueamento em Agar Sabouraud Dextrose Difco®, na proporção de 65g/L, com incubação a 28°C por 3 a 5 dias. O isolamento, conforme orientações de APHA *et al.* (1998), foi realizado da seguinte maneira:

- Plaqueamento direto por *spread-plate*;
- Identificação visual de colônias típicas de fungos filamentosos e transferência para o meio Caldo Sabouraud Dextrose Difco®, na proporção de 30g/L;
- Repicagem em duas etapas:
 - 1 - cultivo de fungos filamentosos em placas de Petri, por inoculação de esporos no centro da placa, visando à avaliação das características morfológicas e aspectos microscópicos para identificação por microscopia eletrônica de varredura;
 - 2 - cultivo das cepas, em tubos inclinados, no meio Agar Sabouraud Dextrose para conservação, sob refrigeração, em óleo mineral;



Figura 1 – Colônias de fungos filamentosos em placas de Petri com Agar Sabouraud Dextrose antes do isolamento.



Figura 2 – Colônia de fungo filamentoso após o processo de isolamento.



Figura 3 – Colônia de fungo filamentoso após o processo de isolamento.

3.4. Identificação dos Fungos

A identificação de alguns fungos filamentosos isolados foi realizada pela avaliação das características culturais, morfológicas e ultraestruturais através da microscopia eletrônica de varredura (MEV).

Para observação das características ultraestruturais, foram preparadas amostras a partir dos cultivos em placas, tomando-se pequenos pedaços de agar com o crescimento fúngico característico. Estas amostras foram submetidas ao processamento para microscopia eletrônica, de acordo com Kitajima (1997), no Laboratório de Fitopatologia da Embrapa Agroindústria Tropical. As amostras foram pré-fixadas em solução de Karnovski modificada (constituída de glutaraldeído a 25%, paraformaldeído e tampão cacodilato 0,05M em água destilada, com pH = 8); lavadas com solução tampão cacodilato 0,05M por 3 vezes, com duração de 10 minutos cada; fixadas em tetróxido de ósmio (ou ácido ósmico) por 1 hora.

Posteriormente, as amostras foram submetidas ao mordente ácido tânico por 30 minutos; fixadas novamente em tetróxido de ósmio por mais 1 hora; desidratadas em série acetônica crescente (30, 50, 70, 90 e 100%), permanecendo cerca de 10 minutos em cada uma; secas em aparelho de secagem de marca EMITECH, modelo K850 ao ponto crítico e cobertas com ouro em aparelho metalizador de marca EMITECH, modelo K650 e observadas em microscópio eletrônico de varredura, marca ZEISS, modelo DSM 940 A, sob voltagem de 15KW.

3.5. Estudo das Características Fisiológicas das Colônias Identificadas

3.5.1. Teste de Temperatura

As colônias isoladas e identificadas foram submetidas ao crescimento em placas de Petri contendo Agar Sabouraud Dextrose Difco® e incubadas em três temperaturas diferentes (28°C, 30°C e 35°C) por 72 horas, visando avaliar a temperatura ótima de crescimento destas colônias e sua resistência a temperaturas elevadas.

3.5.2. Teste de Tolerância das Colônias ao Meio Salino (Cloreto de Sódio)

A seguir, as colônias foram submetidas ao crescimento em placas de Petri contendo Agar Sabouraud Dextrose Difco® acrescidas de cloreto de sódio em concentrações de 1%, 2%, 5%, 10% e 15% de NaCl e incubadas a 28°C por 72 horas.

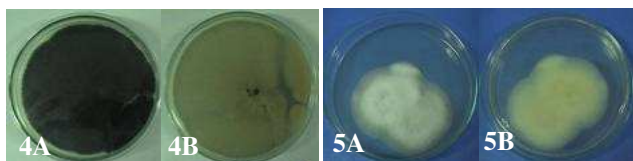
3.5.3. Teste de Produção de Biomassa

Foram realizados testes de produção de biomassa das espécies identificadas (*Aspergillus niger* e *Aspergillus flavus*). Para a produção de esporos, as espécies fúngicas foram cultivadas em placas. Após cinco dias de incubação, os esporos foram removidos com o auxílio de um “swab”, sendo em seguida, transferidos para uma garrafa contendo água destilada estéril. Para cada espécie foram inoculados $4,25 \times 10^8$ esporos/mL em 150mL de Caldo Sabouraud Dextrose e submetidos à agitação (150rpm) por aproximadamente 72 horas a 28°C, em *shaker*.

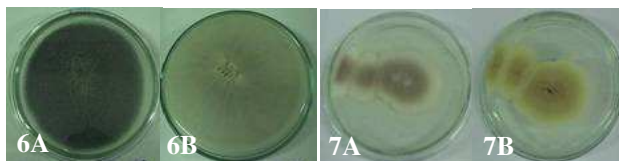
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1. Características Culturais dos Fungos Filamentosos Isolados

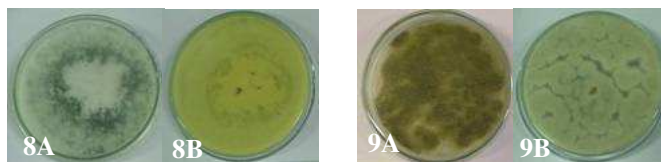
A partir das amostras de água residuária industrial têxtil foi possível isolar uma variedade de colônias de fungos filamentosos, como mostra as figuras abaixo:



Figuras 4A e 4B; 5A e 5B – Frente e reverso das colônias de fungos filamentosos presentes na água residuária bruta da indústria têxtil.



Figuras 6A e 6B; 7A e 7B – Frente e reverso das colônias de fungos filamentosos presentes na água residuária bruta e equalizada da indústria têxtil.



Figuras 8A e 8B; 9A e 9B – Frente e reverso das colônias de fungos filamentosos presentes no efluente equalizado da indústria têxtil.

Desta forma, da água residuária bruta, foram isolados dois tipos de colônias de fungos filamentosos: a) um tipo com aspecto aveludado, que durante o crescimento se espalhou por toda a placa, produzindo esporos pretos (Figura 4A) e reverso de cor marrom (Figura 4B); b) outra de aspecto algodonososo com crescimento limitado após cinco dias de incubação a 28°C, apresentando micélio com coloração branca (Figura 5A), esporos de coloração clara e reverso de cor amarela (Figura 5B). Foi observado que ambas as colônias apresentaram em comum, crescimento rápido (menos de sete dias) e reverso liso, embora com colorações diferentes.

Foi observado ainda que de ambas as amostras (efluente bruto e equalizado) foram isolados também dois tipos fúngicos: a) um apresentando colônia do tipo aveludada, com micélio branco, esporos escuros, com espalhamento por toda a placa (Figura 6A) e reverso marrom (Figura 6B); b) outro com colônia algodonosa, micélio com hifas de cor branca, esporos de cor marrom (Figura 7A) e reverso com coloração bege (Figura 7B), apresentando crescimento limitado após período de incubação das placas. Também neste caso foi observado que ambas as colônias apresentaram em comum o rápido crescimento (em menos de sete dias) e reverso liso.

Nas amostras de efluente equalizado também foram encontrados dois tipos de colônias fúngicas: a) uma algodonosa, micélio branco e esporos verdes (Figura 8A); b) outra do tipo aveludada com produção de esporos verdes (Figura 9A). Em ambos os tipos isolados foram, mais uma vez, observados crescimento rápido, reverso liso de cor amarela (Figuras 8B e 9B) e espalhamento por toda a placa.

Considerando-se que estes fungos foram cultivados em condições físicas e nutricionais idênticas, as variações morfológicas representam características distintivas das espécies isoladas.

4.2. Características Morfológicas e Ultraestruturais de Alguns Fungos Filamentosos Isolados

Das seis diferentes colônias isoladas, duas foram submetidas ao MEV visando uma identificação mais completa: as colônias das figuras 4A e 9A.

As eletromicrografias obtidas mostraram que as características ultraestruturais são compatíveis com o gênero *Aspergillus*, espécies *Aspergillus niger* (Figura 10) e *Aspergillus flavus* (Figura 11).

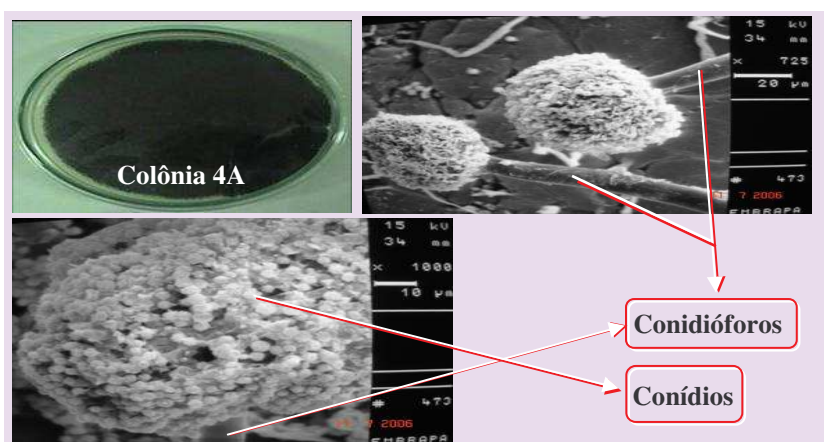


Figura 10 – Eletromicrografias da colônia 4A, mostrando detalhes da sua ultraestrutura.

A espécie *Aspergillus niger* é uma das mais comuns do gênero *Aspergillus*, apresentando algumas linhagens toxicogênicas. Cresce rapidamente em vários substratos artificiais produzindo colônias de base branca cobertas por densa camada de cabeças conidiais variando do marrom-escuro ao preto. Os conidióforos

variam de hialinos a marrons com cabeças globosas, com métulas e fiálides ou somente fiálides. Têm conídios escuros unicelulares globosos, medindo de 4 a 5 μm de diâmetro (SAMSON *et al.*, 2004).

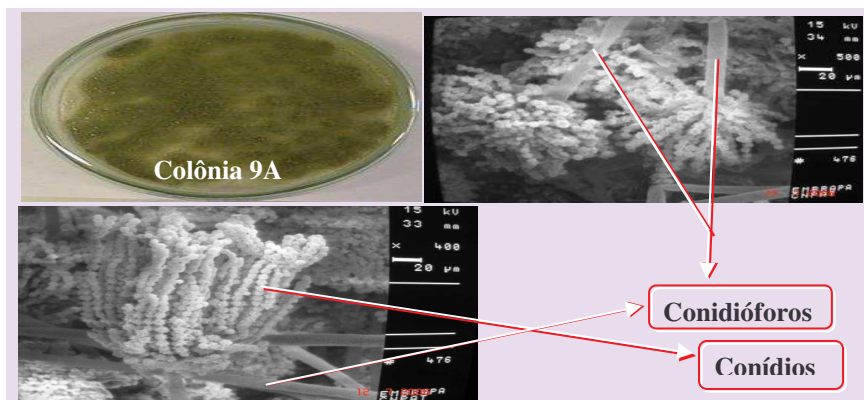


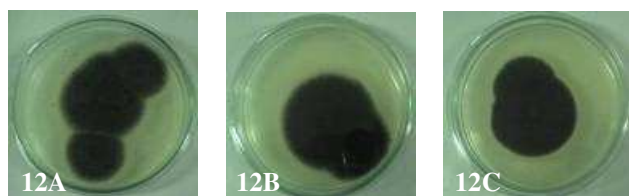
Figura 11 – Eletromicrografias da colônia 9A, mostrando detalhes da sua ultraestrutura.

A espécie *Aspergillus flavus* é isolada primariamente de plantas e solo. Apresenta rápida taxa de crescimento e suas colônias têm coloração verde-amarelada e textura variando de lanoso, algodinoso a granular. Tem conidióforos de cabeças esféricas radiadas que se tornam fendidas em colunas com a maturidade e apresentam métulas e fiálides. Seus conídios são globosos a subglobosos, medindo de 3 a 6 μm (SAMSON *et al.*, 2001).

4.3. Testes Fisiológicos com os Fungos Filamentosos Identificados

4.3.1. Teste de Temperatura

Foi verificado que ambas as espécies cresceram à 28°C, 30°C e 35°C, porém às temperaturas de 28°C e 30°C foi constatado, por meio de observação visual, um melhor desempenho, caracterizando-os como mesofílicos. Este comportamento corrobora a afirmação de Pelczar *et al.* (1996), de que a faixa ótima de desenvolvimento destes microrganismos é de 22 a 30°C, embora possam crescer numa ampla faixa de temperatura (0 a 62°C).



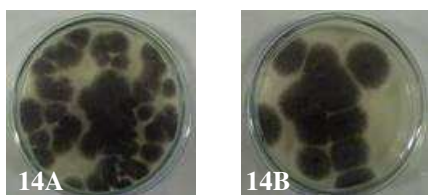
Figuras 12A, 12B e 12C – Crescimento da espécie *Aspergillus niger* à 28°C, 30°C e 35°C, respectivamente, por 72 horas.



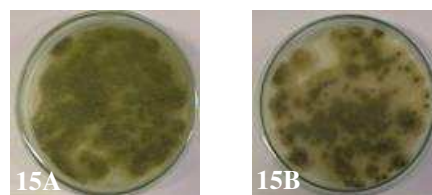
Figuras 13A, 13B e 13C – Crescimento da espécie *Aspergillus flavus* à 28°C, 30°C e 35°C, respectivamente, por 72 horas.

4.3.2. Tolerância ao Meio Salino (Cloreto de Sódio)

No teste para avaliação do comportamento de crescimento das espécies estudadas frente ao meio salino, foi observado visualmente que: (a) na concentração de 1% de NaCl, não houve variações significativas quando comparado ao controle (Figuras 14A e 14B; 15A e 15B);

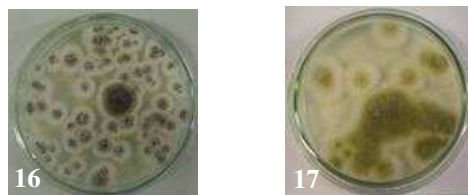


Figuras 14A e 14B – Crescimento do *Aspergillus niger* em Agar Sabouraud Dextrose sem NaCl (controle) e em Agar Sabouraud Dextrose acrescido de 1% de NaCl, respectivamente.



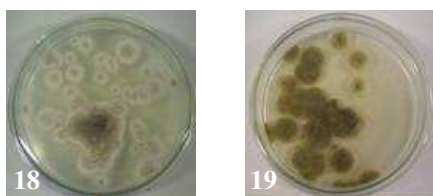
Figuras 15A e 15B – Crescimento do *Aspergillus flavus* em Agar Sabouraud Dextrose sem NaCl (controle) e em Agar Sabouraud Dextrose acrescido de 1% de NaCl, respectivamente.

(b) na concentração de 2% de NaCl, ambas espécies apresentaram alguma redução no crescimento (Figuras 16 e 17), entretanto, o processo de esporulação mostrou-se consideravelmente mais lento na espécie *Aspergillus niger*, como mostra a Figura 16;

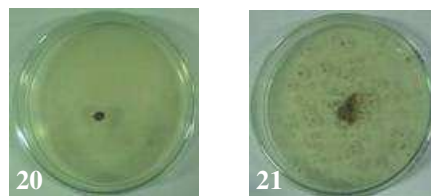


Figuras 16 e 17 – Crescimento do *Aspergillus niger* e *Aspergillus flavus* em Agar Sabouraud Dextrose acrescido de 2% de NaCl, respectivamente.

(c) o aumento crescente da concentração salina (5% e 10%) no meio de cultura continuou reduzindo o crescimento em ambas as espécies, porém interferiu definitivamente no processo de esporulação da espécie *Aspergillus niger* (Figuras 18 e 20);

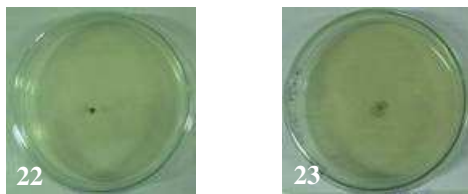


Figuras 18 e 19 – Crescimento do *Aspergillus niger* e *Aspergillus flavus* em Agar Sabouraud Dextrose acrescido de 5% de NaCl, respectivamente.



Figuras 20 e 21 – Inibição do crescimento do *Aspergillus niger* e crescimento do *Aspergillus flavus* em Agar Sabouraud Dextrose acrescido de 10% de NaCl, respectivamente.

(d) Na concentração de 15% ocorreu inibição completa de ambas as espécies (Figuras 22 e 23).



Figuras 22 e 23 – Inibição do crescimento do *Aspergillus niger* e *Aspergillus flavus* em Agar Sabouraud Dextrose acrescido de 15% de NaCl, respectivamente.

Santiago (2004) afirma que em fungos filamentosos o aumento da concentração salina influencia diretamente na reprodução por provocar alterações morfológicas nas estruturas, como conidióforos e conídios. Estes, por terem o diâmetro reduzido devido à variação da pressão osmótica ocasionada pelo meio.

4.3.3. Produção de Biomassa

As duas espécies fúngicas do gênero *Aspergillus* apresentaram vigoroso crescimento miceliano, formando colônias esféricas, a partir das ramificações das hifas, conhecidas como *pellets*, conforme descrito por Moreira *et al.* (1996) e Esposito e Azevedo (2004). Os *pellets* produzidos por *Aspergillus flavus* apresentaram-se mais compactos e menores, ao contrário daqueles produzidos pelo *Aspergillus niger* como mostram as Figuras 24 e 25.



Figuras 24 e 25 – Crescimento de *Aspergillus flavus* e *Aspergillus niger* em Caldo Sabouraud Dextrose sob agitação, formando *pellets*.

A biomassa morta da espécie *Aspergillus niger* (Figura 26) em estudos realizados por Monteiro (2006), foi avaliada quanto a sua capacidade adsorptiva para a remoção do corante índigo carmim, revelando-se como uma promissora alternativa para a remoção de corantes indigóides.

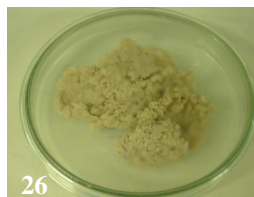


Figura 26 – Biomassa morta de *Aspergillus niger* crescido em Caldo Sabouraud Dextrose sob agitação, separada do líquido metabólico.

5. CONCLUSÕES

O trabalho realizado possibilitou o isolamento de seis diferentes colônias de fungos filamentosos oriundas do efluente têxtil e com características morfológicas diferenciadas. Os estudos da ultraestrutura por microscopia eletrônica de duas das colônias isoladas permitiram a identificação, em nível de espécie, de duas cepas do gênero *Aspergillus* (*Aspergillus niger* e *Aspergillus flavus*). Submetidas a testes fisiológicos, foi possível conhecer o comportamento destas espécies frente à variadas temperaturas e diferentes concentrações salinas, onde as mesmas caracterizaram-se como mesofílicas e tiveram o crescimento reduzido com o aumento da concentração salina, respectivamente. No teste de produção de biomassa, ambos os fungos apresentaram vigorosos crescimentos micelianos.

Os resultados apresentados mostraram que as águas residuárias têxteis apresentam uma microbiota fúngica filamentosa autóctone que, embora não sendo considerada, se potencializada, poderá ter papel importante no tratamento destes e de outros efluentes pelo fato de já estarem adaptadas, merecendo serem investigadas e avaliadas em seu potencial biodegradador.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALEXOPOULOS, C.J.; MIMS, C.W.; BLACKWELL, M. **Introductory Mycology**. New York, USA: John Wiley & Sons, 1996. 869p.
- APHA *et al.* **Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater**. 20th ed., 1998.
- BAHORSKY, M.S. **Wat. Environ. Res.**, 69: p.658-664, 1997.
- CEBALLOS, B.S.O.; KÖNIG, A. **Manual de Técnicas de Laboratório**. Campina Grande, PB, 1997. 231p.
- CONCEIÇÃO, D.M.; ANGELIS, D.A.; BIDOIA, E.D.; ANGELIS, D.F. Fungos Filamentosos Isolados do Rio Atibaia, SP e Refinaria de Petróleo Biodegradadores de Compostos Fenólicos. **Arq. Inst. Biol.**, São Paulo, v.72, n.1, p.99-106, jan./mar. 2005.
- DONMEZ, G. Bioaccumulation of the reactive textile dyes by *Candida tropicalis* growing in molasses medium. **Enz. Microb. Technol.**, New York, v.30, n.3, mar. 2002.
- ESPOSITO, E.; AZEVEDO, J.L. **Fungos: uma introdução à biologia, bioquímica e biotecnologia**. Caxias do Sul: Educs, 2004. 510p.:il.; 21cm. (Coleção Biotecnologia).
- GEORGIU, D. *et al.* Decolorization of azo-reactive dyes and cotton-textile wastewater using anaerobic digestion and acetate-consuming bacteria. **Biochem. Eng. J.**, Amsterdam, v.19, n.1, jul. 2004.
- GRIFFIN, D.H. Chemistry of the fungal cell. **In Fungal Physiology**. Wiley-Liss, New York, USA, 1994.
- KANAPP, J.S.; ZHANG, F.; TAPLEY, K.N.J. **Chem. Tech. Biotechnol.** 69: p.289-296, 1997.
- KITAJIMA, E.W. **Curso Introdotório de Microscopia Eletrônica de Varredura**. Universidade de São Paulo, Escola Superior de Agricultura "Luís de Queiroz", Núcleo de Apoio à Pesquisa Agropecuária (NAP/MEPA), 1997. 37p.
- KODAM, K.M. *et al.* Microbial decolorization of reactive azo dyes under aerobic conditions. **World J. Microbiol. Biotechnol.**, Oxford, v.21, p.367-370, 2005.

- KURUCZ, N.C.; HUREN, A.; GREENE, J.; WAITE, T.D.; COOPER, W.J.J. **Adv. Oxid. Technol.** 3: p.116-123, 1998.
- MAIA, L.C.; YANO-MELO, A.M.; CAVALCANTI, M.A. Diversidade de Fungos no Estado de Pernambuco. In Tabarelli, M. e Silva, J.M.C. (orgs.). Diagnóstico da Biodiversidade de Pernambuco. **Secretaria de Ciência, Tecnologia e Meio Ambiente**, Ed. Massangana. Recife, p.15-50, 2002.
- MENDEZ-PAZ, D.; OMIL, F.; LEMA, J.M. Anaerobic treatment of azo dye Acid Orange 7 under batch conditions. **Enz. Microb. Technol.**, New York, v.36, p.264-272, 2005.
- MENDEZ-PAZ, D.; OMIL, F.; LEMA, J.M. Anaerobic treatment of azo dye Acid Orange 7 under fed-batch and continuous conditions. **Water Res.**, New York, v.39, p.771-778, 2005a.
- METCALF; EDDY. **Wastewaters Engineering – Treatment, disposal, reuse**. New York: Mc Graw – Hill, 1991. 822p.
- MONTEIRO, C.R.L. **Avaliação de tratamentos da biomassa morta de *Aspergillus niger* sobre a capacidade de adsorção do corante índigo carmim**. Centro Federal de Educação Tecnológica do Ceará. Trabalho de Conclusão de Curso em Tecnologia em Gestão Ambiental. Fortaleza, CE, 2006.
- MOREIRA, M.T.; SANROMÁN, A.; FEIJOO, G.; LEMA, J.M. Control of pellet morphology of filamentous fungi in fluidized bed bioreactor by means of a pulsing flow. Application to *Aspergillus niger* and *Phanerochaete chrysosporium*. **Enzyme and Microbial Technology**, v.19, p.261-266, 1996.
- O'NEILL, C. *et al.* Anaerobic-aerobic biotreatment of simulated textile effluent containing varied ratios of starch and azo dye. **Water Res.**, New York, v.34, n.8, p.2355-2361, jun. 2000.
- PEARCE, C.I.; LLOYD, J.R.; GUTHRIE, J.T. The removal of colour from textile wastewater using whole bacterial cells: a review. **Dyes Pigm.**, London, v.58, n.3, p.179-196, sep. 2003.
- PELCZAR, M.; CHAN, E.C.S.; KRIEG, N.R. **Microbiologia: conceitos e aplicações**. 2a ed. São Paulo: McGraw-Hill, v.1, 517p., 1996.
- PERALTA-ZAMORA, P. *et al.* Novas tendências no tratamento de efluentes têxteis. **Química Nova** 25(1), p.78-82, 2002.
- SAMSON, R.A.; HOUBRAKEN, J.; SUMMERBELL, R.C.; FLANNIGAN, B.; MILLER, J.D. Common and important species of fungi and actinomycetes in indoor environments. **In: Microorganisms in Home and Indoor Work Environments**, New York: Taylor & Francis, 2001.
- SAMSON, R.A. *et al.* New ochratoxin A or sclerotium producing species in *Aspergillus* section *nigri*. **Studies in Mycology** 50, 2004.
- SANTIAGO, A.L.C.M.A. **Efeitos da salinidade e da temperatura na germinação, no crescimento radial e na morfologia de *Cunninghamella elegans* Lender UCP 542**. Universidade Federal de Pernambuco. Mestrado em Biologia de Fungos. Recife, PE, 2004.
- TRABULSI, L.R.; ALTERTHUM, F.; GOMTERTZ, O.; SCANDEIAS, J.A.N. **Microbiologia**. 3 ed. São Paulo: Editora Ateneu, 1999. 588p.

AGRADECIMENTOS

Ao CNPq pelo financiamento da Bolsa de Iniciação Científica e ao LIAMAR/CEFET-CE pela utilização da infra-estrutura na realização das análises.