



# CIEEMAT`19

The 5th Ibero-American Congress on  
Entrepreneurship, Energy, Environment  
and Technology

## PROCEEDINGS



5<sup>th</sup> Ibero-American Congress on

# Entrepreneurship, Energy, Environment and Technology

11<sup>th</sup> – 13<sup>th</sup> September 2019

Portalegre, Portugal

ISBN 978-84-17934-30-9



9 788417 934309 >

Portugal, September 2019

# **ORGANIZING COMMITTEE**

## **Conference Management**

**Chairman: Ronney Arismel Macnebo Boloy, PhD.** (Centro Federal de Educação Tecnológica Celso Suckow da Fonseca (CEFET/RJ), Brasil)

**Chairman: Paulo Brito, PhD.** (Polytechnic Institute of Portalegre, Portugal)

**Chairman: Luis Pais, PhD.** (Polytechnic Institute of Bragança, Portugal)

**Chairman: José Luis Calvo Rolle, PhD.** (Universidade de La Coruña, España)

**Vocal: Ramon Sanguino Galvan, PhD.** (Universidade de Extremadura, España)

**Vocal: João Leitão, PhD** (Lisbon Technical University and University of Beira Interior, Portugal)

**Conference Manager: Monica Martins**  
(Theorem Conferences, United Kingdom)

## Microrganismos aerotransportados e material particulado em ambiente hospitalar

Lucas D'avila, Manuel Feliciano, Marcia Agustini, Paula Baptista, Cristina Cameirão, Maria Domingues, Vanessa Yamanaka, Ermelinda Pereira

1<sup>st</sup> Lucas D'avila  
Instituto Politécnico de Bragança  
Bragança, Portugal  
lucasdvla@outlook.com

2<sup>nd</sup> Manuel Feliciano  
Instituto Politécnico de Bragança  
Bragança, Portugal  
msabenca@ipb.pt

3<sup>rd</sup> Marcia Agustini  
Universidade Tecnológica  
Federal do Paraná  
Medianeira, Brasil  
marciaagustini@utfpr.edu.br

4<sup>th</sup> Paula Baptista  
Instituto Politécnico de Bragança  
Bragança, Portugal  
pbaptista@ipb.pt

5<sup>th</sup> Cristina Cameirão  
Instituto Politécnico de Bragança  
Bragança, Portugal  
ccameirao@ipb.pt

6<sup>th</sup> Maria de Fátima Domingues  
Unidade Local de Saúde  
Nordeste  
Bragança, Portugal  
fatima.domingues@ulsne.min-saude.pt

7<sup>th</sup> Vanessa Yukie Yamanaka  
Instituto Politécnico de Bragança  
Bragança, Portugal  
vanessa.yukie.yamanaka@gmail.com

8<sup>th</sup> Ermelinda L. Pereira  
Instituto Politécnico de Bragança  
Bragança, Portugal  
epereira@ipb.pt

**Abstract**— A qualidade do ar interior em ambiente hospitalar é um fator essencial no controlo de infeções nosocomiais. Este estudo teve por objetivo determinar as concentrações de microrganismos e material particulado (PM) em suspensão no ar interior de um Bloco operatório e identificar, por métodos moleculares, os microrganismos presentes. Utilizou-se a técnica de impacto em meio sólido para determinar as concentrações de bactérias e fungos e paralelamente utilizou-se um espectrómetro portátil para medir as partículas em suspensão. As menores concentrações de bactérias e de fungos foram observadas nas salas de cirurgia e as maiores na antecâmara. Os géneros bacterianos com maior prevalência foram *Staphylococcus*, *Micrococcus* e *Bacillus* e os fúngicos foram *Penicillium*, *Cladosporium*, *Rhodotorula* e *Aspergillus*. Verificou-se uma correlação forte ( $r \geq 0,9$ ) entre as concentrações médias de bactérias, fungos e a concentração de material particulado, expressa em número de partículas por centímetro cúbico, demonstrando que o material particulado pode ser usado de forma indireta como indicador de qualidade do ar interior, uma vez que estes parecem estar associados aos microrganismos aerotransportados. A ausência de ventilação mecânica na antecâmara demonstrou ter importância na acumulação de poluentes. Compreender as condições do ambiente avaliado é estratégia fundamental na aplicação de medidas de controlo.

**Palavras-chave**—Qualidade do ar interior, bloco operatório, bactérias, fungos, material particulado.

### INTRODUÇÃO

De acordo com a Organização Mundial da Saúde (WHO) a qualidade do ar interior (QAI) encontra-se na oitava posição entre os principais fatores de risco para a

saúde humana, causando cerca de 1,6 milhões de mortes prematuras e sendo responsável por cerca de 3% dos casos de infeções a nível mundial [1]. Em relação aos ambientes hospitalares, a QAI é um fator essencial para garantir a segurança e saúde dos pacientes, funcionários e visitantes e evitar as infeções nosocomiais [2][3].

As infeções nosocomiais, infeções adquiridas em ambiente hospitalar, têm impactos severos nas taxas de morbidade e mortalidade. Estima-se que cerca de 7% dos pacientes acabam por adquirir alguma infeção após terem sido internados [4]. Estas infeções aumentam o período de estadia dos pacientes, resultando em gastos financeiros acrescidos e aumento do uso de antimicrobianos, contribuindo na seleção de microrganismos resistentes [5]. A maior parte destas infeções são aerotransportadas, sendo o sistema respiratório o conjunto de órgãos mais afetado no corpo humano [6][7][8].

Além das infeções nosocomiais, a má qualidade do ar tem impactos severos em sintomas de alergias, asma, cancro de pulmão, doenças cardiovasculares, respiratórias e ocupacionais. Estes problemas estão associados a fatores químicos, físicos e microbiológicos, tais como compostos orgânicos voláteis, material particulado (PM), bactérias e fungos [9][10][11]. Alguns estudos sugerem que a maior parte das bactérias e fungos aerotransportados estão associados a material particulado em suspensão, uma vez que este fornece um habitat favorável para o crescimento microbiano [12][13]. Além de fornecer suporte à vida microbiana, o material particulado é um importante indicador de qualidade do sistema de aquecimento,

ventilação/filtração e ar condicionado (AVAC) em ambientes interiores [14].

Vários estudos sugerem que grande parte destas infecções poderiam ser evitadas com medidas de melhoria da QAI [15][16]. Neste contexto, o objetivo deste estudo foi avaliar a qualidade do ar interior em relação às bactérias, fungos e material particulado em suspensão no Bloco Operatório (BO), avaliar potenciais fontes de contaminação do ar e comparar os resultados com o limiar de proteção estabelecido pela legislação nacional e normas e diretrizes internacionais para QAI.

## <sup>b</sup>MATERIAIS E MÉTODOS

### *a. Descrição do local de estudo*

O presente trabalho foi desenvolvido no BO de uma unidade hospitalar do distrito de Bragança. Neste ambiente podem realizar-se intervenções cirúrgicas programadas ou de urgência. Podem também realizar exames que requeiram um elevado nível de cuidados de assepsia e/ou ministração de anestesia. Os ambientes avaliados no bloco operatório foram a sala de cirurgia geral (SCG), sala de cirurgia de urgência (SCU), recobro (RC) e a zona de transferência de pacientes (TF). O acesso a estes ambientes é restrito a fim de evitar contaminações, e apenas é permitido com o uso de uniforme cirúrgico. Para além dos ambientes mencionados, fez-se a avaliação da Antecâmara (AC), zona adjacente ao bloco operatório, caracterizada como zona livre, ou seja, sem exigência quanto ao uso de uniforme cirúrgico. Esta zona é utilizada para armazenamento de material cirúrgico, permite o acesso ao bloco operatório e ao serviço de esterilização e pode ser acedida pelos elevadores de transferência de doentes ou pelo corredor dos quartos hospitalares.

No âmbito hospitalar, mais concretamente em salas de cirurgia e áreas adjacentes, surge a necessidade de seguir normas e guias para salas limpas (ISO 14664-1; GMP). Estes ambientes devem ser operados de maneira a evitar a entrada, produção e retenção de poluentes no interior, principalmente no que diz respeito a material particulado e microbiológico. Para isso, usa-se um sistema de aquecimento, ventilação e ar condicionado (AVAC) com filtros HEPA de alta eficiência capazes de controlar parâmetros como temperatura, humidade e pressão [17][18].

As salas de cirurgia encontram-se sob pressão positiva em relação às áreas adjacentes, a fim de minimizar a entrada de ar contaminado de outros ambientes, e apresentam sistemas de insuflação e exaustão de ar [19][20][21]. O recobro também está equipado com um sistema de insuflação e exaustão de ar. O TF e a AC não integram qualquer sistema de entrada e saída de ar. Em

todos os ambientes as janelas são estancadas, de modo a evitar a entrada de poluentes do ambiente exterior.

### *b. Amostragens do ar*

As amostragens, num total de 10 ensaios, decorreram nos meses de janeiro, fevereiro e março de 2019. O acesso ao bloco operatório foi realizado com o uso de uniforme cirúrgico descartável composto por: calça, túnica, máscara, touca, protector de sapatos e luvas. As amostras de ar foram colhidas nas salas operatórias (SCG e SCU), recobro (RC), zona de transferência de doentes (TF), antecâmara (AC) e também no ambiente exterior do hospital (EXT). Em todos os locais foi efetuado a recolha de amostras no centro de cada divisão e aproximadamente a 150 cm do nível do chão. Por questões logísticas, as amostragens *in situ* nas salas de cirurgia (SCG e SCU) decorreram no período de intervalo cirúrgico (13:00 – 14:00 PM) e nos demais ambientes (RC, TF, AC e exterior) realizaram-se durante o período da tarde.

### *c. Concentração de bactérias e fungos*

A concentração de microrganismos aerotransportados foi determinada pelo método de impacto em meio sólido por meio de um amostrador de ar ativo modelo DUO SAS 360 (VWR International, Milan, Italy), com vazão de amostragem de 180 L/s. O volume de ar amostrado foi ajustado para 1000 L, valor recomendado para o local de estudo (áreas estéreis e de alto risco). Os meios de cultura utilizados foram Tryptic Soy Agar (TSA, Liofilchem - Italy), adicionado com 500 mg/L de cicloheximida (Merck), para a contagem total de bactérias e Rose Bengal Chloramphenicol Agar (RBC, Liofilchem - Italy) para fungos. Após a colheita, as placas de TSA foram incubadas em estufa a 37 °C por um período de 48 h, e as de RBC a 25 °C durante 72-120 h. Para cada meio foram efetuadas 3 réplicas. O número de unidades formadoras de colónias por metro cúbico de ar (UFC/m<sup>3</sup>) foi determinado com recurso a fatores de conversão fornecidos pelo fabricante do aparelho.

### *d. Material particulado*

O aparelho Optical Particle Sizer Spectrometer model 3330 da TSI Incorporated foi utilizado para monitorizar a concentração de material particulado em suspensão, distribuindo-o por 16 intervalos de tamanho compreendidos entre os 0,3 e os 10 µm. As medições decorreram em paralelo com as medições dos parâmetros microbiológicos, onde o tempo de amostragem foi ajustado para 20 minutos. Para verificar a conformidade legal (Portaria nº 315-A/2013), o número total de

partículas por centímetro cúbico foi convertido em concentração mássica ( $\mu\text{g}/\text{m}^3$ ).

#### e. Identificação molecular de bactérias e fungos

Culturas puras de bactérias e fungos foram isoladas em meio Plate Count Agar (Himedia) e Malt Extract Agar (Himedia), respetivamente. O DNA genómico foi extraído por meio do kit de extração REExtract-NAmp™ (SigmaAldrich), seguindo as instruções do fornecedor. A identificação dos isolados foi conseguida através da amplificação e sequenciação da região Espaço Transcrita Interna (ITS) do DNA ribossomal (rDNA), usando os iniciadores oligonucleotídicos universais ITS1 e ITS4 [48] para o caso dos fungos, e da região 16S do rDNA utilizando os iniciadores oligonucleotídicos 27F e 534R para as bactérias [22][23]. Os produtos da ampliação foram sequenciados pela empresa Macrogen Inc. (Seul, Coréia do Sul), utilizando os mesmos primers da reação de ampliação. As sequências foram identificadas por meio da base de dados fornecida pelo Centro Nacional de Informação Biotecnológica (NCBI) em conjunto com o algoritmo BLAST. O maior grau de similaridade e o menor E-value (Expected value) foi utilizado como critério de classificação para o resultado do sequenciamento. O género e a espécie foram considerados para sequências com grau de identificação superior a 99%. Para sequências com grau de identificação inferior a 98% apenas o género foi aceite. Os isolados com grau de identificação inferior a 97% foram considerados como desconhecidos ou não identificados. Considerou-se apenas o género nos casos em que a base de dados correlacionou a leitura do sequenciamento genómico com múltiplas espécies.

#### f. Análise estatística

As análises estatísticas foram realizadas através do software JMP v.11. Os dados foram submetidos à análise de variância (ANOVA) e as médias foram comparadas através do teste de Tukey considerando-se significativo um valor de  $p < 0.05$ . A correlação entre as concentrações médias de bactérias e fungos e a concentração de partículas foi executada no software Excel v.365.

### RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os valores médios  $\pm$  desvio padrão para as concentrações de bactérias, fungos e material particulado encontram-se expressos na Tabela 1.

CONCENTRAÇÕES MÉDIAS ( $\pm$  DP) DOS PARÂMETROS MICROBIOLÓGICOS E MATERIAL PARTICULADO.

Local	Bactérias	Fungos	PM <sub>2.5</sub>	PM <sub>10</sub>
	UFC/m <sup>3</sup>		$\mu\text{g}/\text{m}^3$	
SCG	1,8 $\pm$ 1,7 <sup>C</sup>	0,2 $\pm$ 0,5 <sup>C</sup>	0,11 $\pm$ 0,11 <sup>B</sup>	1,61 $\pm$ 1,38 <sup>B</sup>
SCU	1,3 $\pm$ 1,6 <sup>C</sup>	0,3 $\pm$ 0,6 <sup>C</sup>	0,16 $\pm$ 0,25 <sup>B</sup>	2,98 $\pm$ 5,02 <sup>B</sup>
RC	28,0 $\pm$ 28,9 <sup>B</sup>	2,3 $\pm$ 2,7 <sup>B</sup>	0,63 $\pm$ 0,60 <sup>B</sup>	10,90 $\pm$ 13,64 <sup>B</sup>
TF	55,5 $\pm$ 55,9 <sup>AB</sup>	2,5 $\pm$ 1,8 <sup>B</sup>	1,54 $\pm$ 1,22 <sup>B</sup>	20,52 $\pm$ 15,02 <sup>AB</sup>
AC	95,7 $\pm$ 93,8 <sup>A</sup>	3,2 $\pm$ 3,5 <sup>B</sup>	1,32 $\pm$ 0,88 <sup>B</sup>	17,17 $\pm$ 11,24 <sup>AB</sup>
EXT	21,1 $\pm$ 19,9 <sup>B</sup>	170,4 $\pm$ 75,6 <sup>A</sup>	9,50 $\pm$ 8,03 <sup>A</sup>	33,52 $\pm$ 11,24 <sup>A</sup>

Nota: Letras maiúsculas por coluna indicam diferenças significativas pelo teste de Tukey.

As menores concentrações de bactérias e de fungos foram observadas na SCG e SCU, sendo estas concentrações significativamente mais baixas às detetadas nos outros locais. As concentrações mais elevadas foram registadas na AC (95,7 UFC/m<sup>3</sup> para bactérias e 3,2 UFC/m<sup>3</sup> para fungos). Os resultados observados nas SCG e SCU devem-se sobretudo à existência de um sistema AVAC que atua sob pressão positiva apenas nas salas de cirurgia, fornecendo ar filtrado e assegurando renovação constante do ar novo, reduzindo a carga microbiana e impedindo a entrada de poluentes. Também as variações encontradas nos outros locais podem estar relacionadas com a natureza das atividades desenvolvidas, condições arquitetónicas dos locais, taxa de ocupação e frequência de limpeza, quando comparados com as salas de cirurgia. Exemplo disso é a antecâmara (AC), local desprovido de sistema AVAC sem janelas e de acesso ao elevador, onde a acumulação de poluentes é favorecida em resultado das condições arquitetónicas e do padrão de utilização do espaço.

O ambiente avaliado apresentou concentrações de bactérias e fungos inferiores aos valores reportados por outros autores em unidades hospitalares, designadamente em salas de cirurgia de transplante, sala de cirurgia cardiovascular, sala de cirurgia ortopédica, sala de cirurgia de emergência e sala de cirurgia geral [24][25][26][27]. Estes autores reportaram concentrações de microrganismos que variaram entre 13 e 231 UFC/m<sup>3</sup>, e, além do mais, também observaram que a concentração de bactérias no ar interior foi sempre superior à de fungos.

Tendência semelhante foi observada por [24] no BO de uma unidade hospitalar da região de Setúbal onde a

concentração de bactérias variou de 12 a 170 UFC/m<sup>3</sup> sendo superior à concentração de fungos (inferior a 1 UFC/m<sup>3</sup>). Também, [2] reportaram comportamento semelhante onde as menores concentrações de bactérias (221 UFC/m<sup>3</sup>) e fungos (58 UFC/m<sup>3</sup>) foram observadas em salas de cirurgia. Contudo, os autores relatam que durante a campanha de amostragem, o sistema AVAC não estava operacional e por esse motivo as concentrações de microrganismos foram elevadas.

As concentrações de bactérias e fungos em todos os locais avaliados encontram-se dentro dos valores exigidos pela legislação em vigor em Portugal (Portaria 353-A/2013), que indica como condições de referência que a concentração de bactérias no interior seja inferior ao valor do exterior, acrescido de 350 UFC/m<sup>3</sup>; e em relação aos fungos que seja inferior à detetada no exterior. Para além da legislação nacional, os ambientes avaliados atenderam aos limiares de proteção estabelecidos por normas e legislações internacionais (Tabela II).

DIRETRIZES INTERNACIONAIS COM LIMAR DE PROTEÇÃO PARA PARÂMETROS MICROBIOLÓGICOS.

Referência	Ambiente	Parâmetro	Limiar (UFC/m <sup>3</sup> )
ANVISA	Salas de cirurgia	Agentes biológicos	200
	Sala de cirurgia especializada	Agentes biológicos	50
ISO 14644-1	Classificação 7	Agentes biológicos	100
	Classificação 8	Agentes biológicos	200
ACGIH	Limite exposição ocupacional	Fungos	250
OMS	Limite ambientes hospitalares	Fungos	50
		Bactérias	100

ANVISA – Agência nacional de vigilância sanitária - Brasil; ISO – Organização internacional de normalização; ACGIH – Conferência americana de higienistas industriais governamentais; OMS – Organização mundial da saúde.

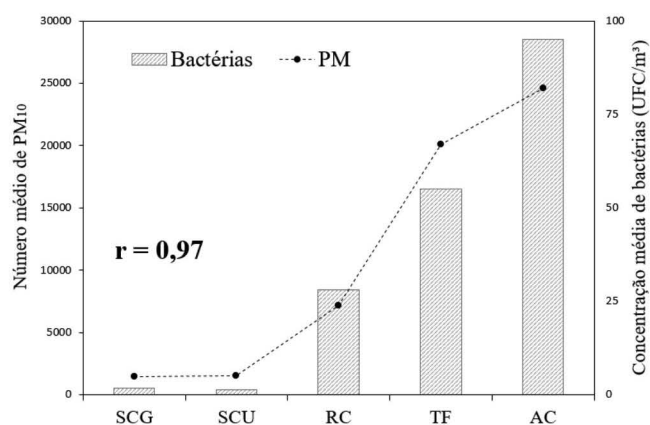
#### a. Material particulado

A concentração média de partículas em suspensão no ambiente interior, fração PM<sub>10</sub> variou entre 1,61 e 20,25 µg/m<sup>3</sup>, enquanto a fração de PM<sub>2,5</sub> oscilou entre 0,11 e 1,54 µg/m<sup>3</sup> (Tabela 1). Estes valores foram inferiores ao limiar de proteção exigido por lei (Portaria 353-A/2013), 50 µg/m<sup>3</sup> e 25 µg/m<sup>3</sup>, respetivamente. À semelhança do observado com os microrganismos, as menores concentrações foram registadas nas salas de cirurgia. As maiores foram verificadas na zona de transferência de doentes.

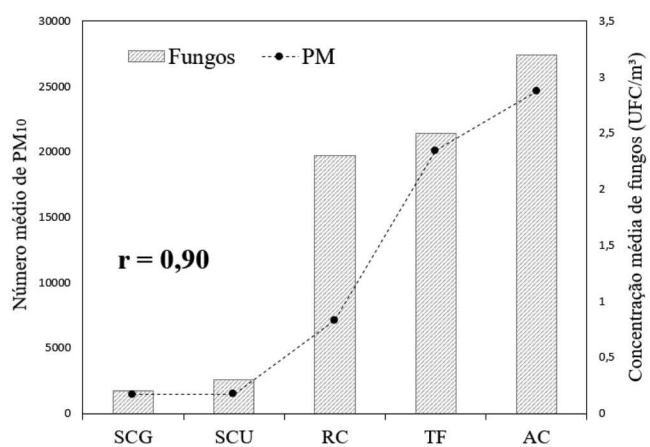
Noutros estudos de QAI em ambiente hospitalar, foram obtidos em salas de cirurgia com sistema AVAC valores

superiores. [26] reportaram concentração de PM<sub>10</sub> de 10,7 µg.m<sup>-3</sup> em sala de transplantes, 15,6 µg/m<sup>3</sup> em sala de traumatologia, 3 µg/m<sup>3</sup> em sala de cirurgia cardiovascular, 10 µg/m<sup>3</sup> em sala de cirurgia retal e 12.6 µg/m<sup>3</sup> em sala de cirurgia ortopédica. [28] reportaram concentrações de PM<sub>10</sub> muito similares, entre 10,16 e 21,87 µg/m<sup>3</sup>. [29] detetaram concentrações médias de PM<sub>2,5</sub> em diferentes hospitais europeus de 3 µg/m<sup>3</sup>, embora tenham registado concentrações superiores a 10 µg/m<sup>3</sup> em salas de espera, departamentos de emergência, unidades de internação e cafeterias.

Além dos impactos na saúde, alguns estudos sugerem que o material particulado fornece um habitat favorável para o crescimento de microrganismos aerotransportados [30][31][12]. Com efeito, na Figura 2 e 3 é possível verificar uma correlação muito forte ( $r \geq 0,9$ ) entre os valores médios do número de material particulado e as concentrações médias de bactérias e fungos, respetivamente.



Correlação entre a concentração média de bactérias e o número médio de PM<sub>10</sub>.



Correlação entre a concentração média de fungos e o número médio de PM<sub>10</sub>.

Outros autores também referem correlação positiva entre PM e níveis de agentes microbiológicos em ambientes hospitalares, onde as maiores concentrações de bactérias e fungos foram observadas em ambientes com concentrações mais elevadas de PM [26][32][33][34]. Estes resultados enfatizam a importância de um sistema AVAC adequado em ambientes que necessitam de uma elevada qualidade do ar interior, como é o caso dos blocos operatórios, onde o risco a exposição é acrescido.

#### b. Identificação molecular de bactérias e fungos

Na Tabela III encontra-se listados os principais gêneros identificados por métodos moleculares. Considerou-se apresentar neste estudo os gêneros com uma ocorrência superior a 1,5%.

ABUNDÂNCIA RELATIVA DOS PRINCIPAIS GÊNEROS DE FUNGOS E BACTÉRIAS IDENTIFICADOS.

Fungos	%	Bactérias	%
<i>Penicillium</i>	34,2	<i>Staphylococcus</i>	81,1
<i>Cladosporium</i>	16,8	<i>Micrococcus</i>	10,4
<i>Rhodotorula</i>	13,9	<i>Bacillus</i>	5,0
<i>Aspergillus</i>	6,7	Outros gêneros	0,03
<i>Naganishia</i>	4,3	Não identificadas	3,4
<i>Alternaria</i>	3,3		
<i>Aureobasidium</i>	1,9		
<i>Didymella</i>	1,9		
<i>Sarocladium</i>	1,9		
Outros gêneros	7,2		
Não identificados	13,5		

Em relação aos fungos, os gêneros com maior prevalência foram *Penicillium* (34,2%), *Cladosporium* (16,8%), *Rhodotorula* (13,9%) e *Aspergillus* (6,7%). Outros autores referem apenas como gêneros mais frequentes no ar interior *Aspergillus*, *Cladosporium* e *Penicillium* [35][31][32]. A levedura *Rhodotorula* não é reportada com frequência em estudos de QAI, no entanto, um autor reportou prevalência de 1,69% deste gênero no ar interior de um ambiente hospitalar [10]. Observou-se ainda que os bolores (fungos filamentosos) foram mais frequentes quando comparados com as leveduras (fungos unicelulares), uma vez que aqueles têm uma maior capacidade para sobreviver em condições desfavoráveis

[32] [38]. Infecções pulmonares como pneumonia, infecções do trato urinário e meningite são exemplos de doenças causadas por estes gêneros de fungos [39][40][41].

No que diz respeito às bactérias, a prevalência dos gêneros *Staphylococcus* (81,1%), *Micrococcus* (10,4%) e *Bacillus* (5,0%) está de acordo com o referido por outros autores em estudos de QAI em ambiente hospitalar [26][14][24]. Além disso, estudos envolvendo outras tipologias de edifícios também referem estes gêneros como os mais abundantes no ar interior [42][43][44]. A elevada ocorrência destes gêneros está relacionada com a capacidade de sobrevivência em condições ambientais adversas, devido à presença de uma parede celular rígida e espessa constituída por peptidoglicano. Adicionalmente, o gênero *Bacillus* possui a capacidade de formar endósporos o que lhe confere uma sobrevivência acrescida às condições hostis, nomeadamente à dessecação, ao calor, às radiações, aos desinfetantes e aos antibióticos. Também o facto de *Staphylococcus* e *Micrococcus* pertencerem à flora comensal do homem [40] aumenta a frequência destes microrganismos no ar ambiente. [49] descrevem o gênero *Staphylococcus* como ambientalmente robusto, com uma alta taxa de sobrevivência em ambientes secos, como superfícies ou materiais. Algumas espécies pertencentes a este gênero, *S. aureus* e *S. epidermidis*, são referidas como agentes de infecções nosocomiais. De entre as infecções provocadas por estes gênero pode citar-se como exemplo as do trato gastrointestinal, coração e ossos, além de causar doenças como pneumonia necrosante, meningite e iniciar infecções em locais cirúrgicos [45][46][47].

#### 4 CONCLUSÕES

Compreender as condições do ambiente avaliado é um requisito fundamental na tomada de decisões estratégicas para reduzir os riscos de exposição de pacientes e funcionários. Neste estudo, as características ocupacionais e arquitetônicas do bloco operatório foram analisadas e pode concluir-se que fatores como frequência de limpeza, taxa de ocupação e principalmente o sistema AVAC influenciaram significativamente nas concentrações dos parâmetros avaliados. Verificou-se que de forma indireta os níveis de PM podem servir de indicador para a degradação da qualidade do ar interior, uma vez que estes apresentaram correlação positiva ( $r \geq 0,9$ ) com microrganismos.

De modo geral, as concentrações de bactérias, fungos e material particulado foram inferiores ao reportado por outros autores em estudos envolvendo blocos operatórios. Além disso, verificou-se que o limiar de proteção estabelecido pela Portaria 353-A/2013 foi atendido. As bactérias foram mais prevalentes quando comparado com

os fungos e nota-se ainda que as menores concentrações dos parâmetros avaliados foram observadas em ambientes com maior frequência de limpeza e com sistema AVAC. Os géneros de bactérias com maior prevalência foram *Staphylococcus*, *Micrococcus* e *Bacillus* enquanto que os géneros mais prevalentes dos fungos foram *Penicillium*, *Cladosporium* e *Rhodotorula*.

Verificou-se existir tendência para a acumulação de poluentes e degradação do ar interior na antecâmara, podendo esta influenciar na migração de poluentes para o interior do bloco operatório. De forma a minimizar o risco de exposição a pacientes e funcionários, recomenda-se a adequação arquitetónica desta zona, por meio da instalação de ventilação mecânica a fim de aumentar a renovação do ar e diluir os poluentes.

#### AGRADECIMENTOS

Os autores agradecem à Fundação para a Ciência e Tecnologia (FCT, Portugal) e FEDER ao abrigo do Programa PT2020 pelo apoio financeiro ao CIMO [UID / AGR / 00690/2019]. Os autores agradecem igualmente à equipa médica, de enfermagem e funcionários do hospital pela cooperação neste estudo.

#### REFERENCIAS

- [1] D. Penney, V. Benignus, S. Kephelopoulos, D. Kotzias, M. Kleinman, and Agnes Verrier, "Guidelines for indoor air quality," *WHO Guidel.*, vol. 9, p. 454, 2010.
- [2] A. Asif, M. Zeeshan, I. Hashmi, U. Zahid, and M. F. Bhatti, "Microbial quality assessment of indoor air in a large hospital building during winter and spring seasons," *Build. Environ.*, vol. 135, no. March, pp. 68–73, 2018.
- [3] I. Nastase, C. Croitoru, A. Vartires, and L. Tataranu, "Indoor Environmental Quality in Operating Rooms: An European Standards Review with Regard to Romanian Guidelines," *Energy Procedia*, vol. 85, no. November 2015, pp. 375–382, 2016.
- [4] A. A. Haleem Khan and S. Mohan Karuppaiyil, "Fungal pollution of indoor environments and its management," *Saudi J. Biol. Sci.*, vol. 19, no. 4, pp. 405–426, 2012.
- [5] P. A. Fernandes, M. G. Silva, A. P. Cruz, and J. A. Paiva, "Prevenção e Controlo de Infecções e de Resistência aos Antimicrobianos em números – 2015," *Direção Geral da Saúde*, pp. 1–43, 2016.
- [6] J.-P. Gangneux *et al.*, "Bacterial and fungal counts in hospital air: comparative yields for 4 sieve impactor air samplers with 2 culture media," *Infect. Control Hosp. Epidemiol.*, vol. 27, no. 11, pp. 1405–1408, 2006.
- [7] J. P. Gangneux *et al.*, "Estimation du poids épidémiologique des infections fongiques graves en France," *J. Mycol. Med.*, vol. 26, no. 4, pp. 385–390, 2016.
- [8] DGS, "Prevalência De Infecção Adquirida No Hospital E Do Hospitais Portugueses Inquérito 2012," 2013.
- [9] J. Ishigami, M. Trevisan, H. Xu, J. Coresh, K. Matsushita, and J. J. Carrero, "Estimated GFR and Hospital-Acquired Infections Following Major Surgery," *Am. J. Kidney Dis.*, vol. 73, no. 1, pp. 11–20, 2019.
- [10] A. Sepahvand, M. Shams-Ghahfarokhi, A. Allameh, and M. Razzaghi-Abyaneh, "Diversity and distribution patterns of airborne microfungi in indoor and outdoor hospital environments in Khorramabad, Southwest Iran," *Jundishapur J. Microbiol.*, vol. 6, no. 2, pp. 186–192, 2013.
- [11] K. W. Tham, "Indoor air quality and its effects on humans—A review of challenges and developments in the last 30 years (bom para a conclusão)," *Energy Build.*, vol. 130, pp. 637–650, 2016.
- [12] Y. Zhai, X. Li, T. Wang, B. Wang, C. Li, and G. Zeng, "A review on airborne microorganisms in particulate matters: Composition, characteristics and influence factors," *Environ. Int.*, vol. 113, no. January, pp. 74–90, 2018.
- [13] S. Mentese *et al.*, "Association between respiratory health and indoor air pollution exposure in Canakkale, Turkey," *Build. Environ.*, vol. 93, no. P1, pp. 72–83, 2015.
- [14] E. Baurès *et al.*, "Indoor air quality in two French hospitals: Measurement of chemical and microbiological contaminants (já li)," *Sci. Total Environ.*, vol. 642, pp. 168–179, 2018.
- [15] Centers for Disease Control and Prevention (CDC), "Guidelines for Environmental Infection Control in Health-Care Facilities," *U.S. Dep. Heal. Hum. Serv. Centers Dis. Control Prev. Atlanta, GA 30329*, no. 2003, pp. 1–240, 2003.
- [16] S. W. Kembel *et al.*, "Architectural design influences the diversity and structure of the built environment microbiome (já li)," *ISME J.*, vol. 6, no. 8, pp. 1469–1479, 2012.
- [17] J. L. de Matos, "Qualidade do Ar Interior em Ambiente Hospitalar : Identificação de Poluentes, Fontes e Estratégias para a Otimização dos Serviços de Saúde," pp. 1–124, 2014.
- [18] T. Sandle, "Cleanrooms and Environmental Monitoring," *Biocontamination Control Pharm. Healthc.*, pp. 65–82, 2019.
- [19] C. Beggs, L. D. Knibbs, G. R. Johnson, and L. Morawska, "Environmental contamination and hospital-acquired infection: Factors that are easily overlooked (ruim)," *Indoor Air*, vol. 25, no. 5, pp. 462–474, 2015.
- [20] G. Settimo, "Indoor Air Quality in Healthcare Facilities," pp. 13–27, 2017.
- [21] M. Leung and A. H. S. Chan, "Control and management of hospital indoor air quality," *Med. Sci. Monit.*, vol. 12, no. 3, pp. SR17-R23, 2006.
- [22] G. Muyzer, E. C. de Waal, and A. G. Uitterlinden, "Profiling of complex microbial populations by denaturing gradient gel electrophoresis analysis of polymerase chain reaction-amplified genes coding for 16S rRNA.," *Appl. Environ. Microbiol.*, vol. 59, no. 3, pp. 695–700, 1993.
- [23] B. A. Methé *et al.*, "A framework for human microbiome research," *Nature*, vol. 486, no. 7402, pp. 215–221, 2012.

- [24] S. Cabo Verde *et al.*, "Microbiological assessment of indoor air quality at different hospital sites," *Res. Microbiol.*, vol. 166, no. 7, pp. 557–563, 2015.
- [25] M. E. Quadros, H. de M. Lisboa, V. L. de Oliveira, and W. N. Schirmer, "Qualidade do ar em ambientes internos hospitalares: estudo de caso e análise crítica dos padrões atuais," *Eng. Sanit. e Ambient.*, vol. 14, no. 3, pp. 431–438, 2009.
- [26] G. H. Wan, F. F. Chung, and C. S. Tang, "Long-term surveillance of air quality in medical center operating rooms," *Am. J. Infect. Control*, vol. 39, no. 4, pp. 302–308, 2011.
- [27] A. Asif, M. Zeeshan, I. Hashmi, U. Zahid, and M. F. Bhatti, "Microbial quality assessment of indoor air in a large hospital building during winter and spring seasons," *Build. Environ.*, vol. 135, no. March, pp. 68–73, 2018.
- [28] G. Loupa, A. M. Zarogianni, D. Karali, I. Kosmadakis, and S. Rapsomanikis, "Indoor/outdoor PM 2.5 elemental composition and organic fraction medications, in a Greek hospital," *Sci. Total Environ.*, vol. 550, pp. 727–735, 2016.
- [29] E. Fernández *et al.*, "Second-hand smoke exposure in a sample of European hospitals," *Eur. Respir. J.*, vol. 34, no. 1, pp. 111–116, 2009.
- [30] R. Khamal, Z. Isa, R. Sutan, N. Mohd, and R. Noraini, "Indoor Particulate Matters Microbial Count Assessments and Wheezing Symptoms among Toddlers in Urban Day Care Centers in the District of Seremban Malaysia," vol. 85, no. 1, pp. 1–15, 2019.
- [31] H. Liu *et al.*, "Effect of air pollution on the total bacteria and pathogenic bacteria in different sizes of particulate matter," *Environ. Pollut.*, vol. 233, pp. 483–493, 2018.
- [32] V. Bergeron, G. Reboux, J. L. Poirot, and N. Laudinet, "Decreasing Airborne Contamination Levels in High-Risk Hospital Areas Using a Novel Mobile Air-Treatment Unit," *Infect. Control Hosp. Epidemiol.*, vol. 28, no. 10, pp. 1181–1186, 2007.
- [33] C. S. Li and P. A. Hou, "Bioaerosol characteristics in hospital clean rooms," *Sci. Total Environ.*, vol. 305, no. 1–3, pp. 169–176, 2003.
- [34] L. Armadans-Gil, V. Rodríguez-Garrido, M. Campins-Martí, J. Gil-Cuesta, and J. Vaqué-Rafart, "Particle counting and microbiological air sampling: Results of the simultaneous use of both procedures in different types of hospital rooms," *Enferm. Infecc. Microbiol. Clin.*, vol. 31, no. 4, pp. 217–221, 2013.
- [35] S. Borrego *et al.*, "The quality of air at archives and the biodeterioration of photographs," *Int. Biodeterior. Biodegrad.*, vol. 64, no. 2, pp. 139–145, 2010.
- [36] K. Huttunen, P. Kaarakainen, T. Meklin, A. Nevalainen, and M. R. Hirvonen, "Immunotoxicological properties of airborne particles at landfill, urban and rural sites and their relation to microbial concentrations," *J. Environ. Monit.*, vol. 12, no. 6, pp. 1368–1374, 2010.
- [37] S. M. Knudsen, L. Gunnarsen, and A. M. Madsen, "Airborne fungal species associated with mouldy and non-mouldy buildings – effects of air change rates, humidity, and air velocity," *Build. Environ.*, vol. 122, pp. 161–170, 2017.
- [38] E. M. Kettleison, A. Adhikari, S. Vesper, K. Coombs, R. Indugula, and T. Reponen, "Key determinants of the fungal and bacterial microbiomes in homes," *Environ. Res.*, vol. 138, pp. 130–135, 2015.
- [39] S. S. Y. Wong *et al.*, "Differences in clinical and laboratory diagnostic characteristics of penicilliosis marneffeii in human immunodeficiency virus (HIV)- and non-HIV-infected patients," *J. Clin. Microbiol.*, vol. 39, no. 12, pp. 4535–4540, 2001.
- [40] D. M. Dixon and A. Polak-Wyss, "The medically important dematiaceous fungi and their identification," *Mycoses*, vol. 34, no. 1–2, pp. 1–18, 2009.
- [41] U. Braun and K. Schubert, "Taxonomic revision of the genus Cladosporium s. lat. 1. Species reallocated to Fusicladium, Parastenella, Passalora, Pseudocercospora and Stenella," *Mycol. Prog.*, vol. 4, no. 2, pp. 101–109, 2005.
- [42] A. M. Madsen, S. Moslehi-Jenabian, M. Z. Islam, M. Frankel, M. Spilak, and M. W. Frederiksen, "Concentrations of Staphylococcus species in indoor air as associated with other bacteria, season, relative humidity, air change rate, and S. aureus-positive occupants," *Environ. Res.*, vol. 160, no. October 2017, pp. 282–291, 2018.
- [43] A. H. Awad, Y. Saeed, Y. Hassan, Y. Fawzy, and M. Osman, "Air microbial quality in certain public buildings, Egypt: A comparative study," *Atmos. Pollut. Res.*, vol. 9, no. 4, pp. 617–626, 2018.
- [44] Z. Xie *et al.*, "Characteristics of total airborne microbes at various air quality levels," *J. Aerosol Sci.*, vol. 116, pp. 57–65, 2018.
- [45] A. K. Labi *et al.*, "Multi-centre point-prevalence survey of hospital-acquired infections in Ghana," *J. Hosp. Infect.*, vol. 101, no. 1, pp. 60–68, 2019.
- [46] C. A. Umscheid, M. D. Mitchell, J. A. Doshi, R. Agarwal, K. Williams, and P. J. Brennan, "Estimating the Proportion of Healthcare-Associated Infections That Are Reasonably Preventable and the Related Mortality and Costs," *Infect. Control Hosp. Epidemiol.*, vol. 32, no. 02, pp. 101–114, 2011.
- [47] S. Y. C. Tong, J. S. Davis, E. Eichenberger, T. L. Holland, and V. G. Fowler, "Staphylococcus aureus infections: epidemiology, pathophysiology, clinical manifestations, and management," *Clin. Microbiol. Rev.*, vol. 28, no. 3, pp. 603–61, 2015.
- [48] White, T. J., T. D. Bruns, S. B. Lee, and J. W. Taylor. Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA Genes for phylogenetics
- [49] Dietze B, Rath A, Wendt C, Martiny H. Survival of MRSA on sterile goods packaging. *J Hosp Infect.* 2001; 49(4):255-61.