

CAPÍTULO 9

AVALIAÇÃO DA EFICÁCIA DA BIODESINFECÇÃO EM DIFERENTES AMBIENTES INTERNOS ATRAVÉS DE VAPOR SECO USANDO PERÓXIDO DE HIDROGÊNIO A 6% E ÍONS DE PRATA



<https://doi.org/10.22533/at.ed.521122501049>

Data de aceite: 14/04/2025

Valter Batista Duo Filho

Environmental Mycology Department,
Parasitology and Mycology Centre, Adolfo
Lutz Institute, São Paulo, Brazil

Ivam Cavalcante Pereira Júnior

Research and Development, DeVant Care,
Cotia, Brazil

Dulcilena de Matos Castro e Silva

Environmental Mycology Department,
Parasitology and Mycology Centre, Adolfo
Lutz Institute, São Paulo, Brazil

RESUMO: Os bioaerossóis causam preocupações significativas para a saúde pública globalmente, muitas vezes associadas à contaminação ambiental. Eles são compostos por partículas biológicas suspensas na atmosfera, contribuem substancialmente para a poluição do ar e podem abrigar microrganismos infecciosos. Este estudo avalia a eficácia da tecnologia de vapor seco sem contato, utilizando peróxido de hidrogênio (H_2O_2) e íons de prata na desinfecção de ambientes internos, visando otimizar os processos de (higienização) limpeza e desinfecção. O estudo, realizado em áreas urbanas e rurais, envolveu o monitoramento de parâmetros químicos e físicos, juntamente com a presença microbiana antes e

depois da biodesinfecção. Os resultados demonstram reduções substanciais na carga microbiana após a biodesinfecção, com notável eficácia contra bactérias e fungos. Além disso, as correlações entre a concentração do desinfetante e a supressão microbiana destacam a importância da dosagem adequada. Notavelmente, o H_2O_2 surge como um desinfetante promissor devido à sua atividade antimicrobiana e impacto ambiental mínimo. Ademais, as diferenças nas concentrações microbianas entre áreas urbanas e rurais ressaltam a influência dos fatores ambientais na distribuição microbiana. O estudo também identifica gêneros microbianos resistentes à biodesinfecção, sugerindo a necessidade de estratégias de desinfecção direcionadas. Em geral, o H_2O_2 aerossolizado mostra potencial como uma ferramenta eficaz para o controle microbiológico, com positivas implicações para a saúde pública e a qualidade ambiental. Pesquisas adicionais são necessárias para otimizar sua aplicação e estabelecer diretrizes para uso seguro e sustentável.

PALAVRAS-CHAVE: Microbiologia do ar; Peróxido de Hidrogênio; Biodesinfecção; Desinfecção de superfícies; Ambiente interno.

INTRODUÇÃO

A contaminação ambiental está intimamente relacionada às Infecções Relacionadas à Assistência à Saúde (IRAS), que são um dos principais problemas de saúde pública em todo o mundo. O tempo e o tratamento de pacientes nessas condições geram altos custos para os hospitais e impactam diretamente as taxas de mortalidade (1).

A biocontaminação dos ambientes ocorre devido à presença de bioaerossóis, que são compostos por partículas biológicas (organismos vivos ou substâncias por eles produzidas) suspensas na atmosfera, e suas características variam conforme os fatores ambientais. Os bioaerossóis constituem cerca de 40% da poluição do ar e podem ter impactos significativos na vida diária, dependendo de sua composição (especialmente no caso de microrganismos), sendo muitas vezes associados a doenças infecciosas, como alergias agudas e crônicas, intoxicações e infecções adquiridas por pacientes com condições imunológicas ou debilitadas devido à doença primária (2–4).

Devido à sua suspensão e hábitos humanos, os bioaerossóis podem não apenas permanecer suspensos, mas também se depositar em superfícies e se espalhar por contato humano. Portanto, boas práticas e técnicas de higiene devem ser empregadas para sua eliminação, visando à biodescontaminação e à minimização dos riscos em diversos ambientes, especialmente em locais de assistência à saúde (2–4). A contaminação de superfícies por microrganismos ainda é negligenciada, mesmo após eventos como a pandemia de COVID-19. Embora tenham ocorrido melhorias, os impactos de uma higiene inadequada não são efetivamente abordados e discutidos (1,2,5,6). Estudos revelam que microrganismos de pacientes anteriormente hospitalizados em leitos que serão utilizados por novos pacientes podem aumentar o risco de contaminação em até dois pontos críticos, especialmente para microrganismos que apresentam algum tipo de resistência antimicrobiana (7).

Em termos de limpeza e biodesinfecção, a eficácia dos métodos convencionais e/ou manuais depende de um indivíduo devidamente treinado para selecionar, manipular e aplicar produtos qualificados e apropriados. A melhoria dessas técnicas e a obtenção de melhores resultados dependem do refinamento humano, que muitas vezes pode ser um desafio. Uma alternativa para essa melhoria é o uso de novos sistemas de biodesinfecção automatizados sem contato, que proporcionam abordagem mais eficaz, capaz de alcançar todas as superfícies de um ambiente, eliminando ou reduzindo a necessidade de uma pessoa para realizar a biodesinfecção (8–10).

No entanto, além das melhorias através do uso de tecnologias de biodesinfecção mais avançadas, é necessário estabelecer protocolos e escolher o melhor tipo de agente desinfetante para alcançar melhores resultados e eliminar os riscos de intoxicação ou alterações ambientais. Sabe-se que nem todos os desinfetantes são capazes de eliminar todos os tipos de microrganismos. Por exemplo, compostos de amônio quaternário,

amplamente utilizados em rotinas de limpeza hospitalar, não são capazes de inativar esporos bacterianos e vírus não envelopados, e algumas bactérias, como *Pseudomonas spp.*, exibem alta resistência a este agente (11).

Outros desinfetantes possuem atividade antimicrobiana de amplo espectro, mas podem causar danos físicos e à saúde, como agentes dos grupos alcalino, ácido e hipoclorito, que podem danificar a estrutura de equipamentos e ambientes, ou aldeídos, compostos que liberam cloro ou fenóis, formando gases tóxicos; outros, como o formaldeído, são carcinogênicos, e seu uso representa um sério risco à saúde das pessoas (11,12).

Considerando esses fatores, a escolha adequada dos desinfetantes deve ser baseada na melhor atividade antimicrobiana, na mínima reação química com outros compostos, bem como na ausência de risco biológico para as pessoas e o meio ambiente; nesses aspectos, o peróxido de hidrogênio é o desinfetante mais viável, conhecido por sua atividade antimicrobiana, e em certas concentrações, ele é não tóxico para a vida humana e para o meio ambiente (13–15).

O Nocospray® é um equipamento de biodesinfecção sem contato da Oxy Pharm®, que utiliza a linha de desinfetantes Nocolyse® da mesma marca (com peróxido de hidrogênio como ingrediente ativo em concentrações que variam de 6% a 12%) para desinfecção de superfícies e ambientes através da emissão de vapor seco pela tecnologia de Volume Ultra Baixo (ULV), gerando emissões de partículas menores que 5 μ m. Por meio dessa tecnologia, o agente pode se espalhar por todo o ambiente, alcançando até mesmo locais de difícil acesso, sem gerar umidade e podendo permanecer no ambiente por um longo período (16).

Considerando a importância da biodesinfecção ambiental na redução dos impactos na contaminação e na manutenção das IRAS, bem como a modernização e otimização dos processos de limpeza e custos em ambientes hospitalares, este estudo teve como objetivo avaliar a eficácia da tecnologia de vapor seco sem contato utilizando peróxido de hidrogênio e íons de prata na biodesinfecção de diversos ambientes, através da aplicação de protocolos de higiene e identificação de microrganismos presentes antes e após os protocolos.

METODOLOGIA

Locais de estudo e protocolos de aplicação

O estudo foi dividido em dois módulos: o primeiro módulo foi conduzido em ambientes internos com circulação controlada para definir o protocolo de dispersão do desinfetante, monitorando parâmetros químicos (PM10, PM2.5, CO₂), parâmetros físicos (temperatura e umidade) e presença (contagem e identificação) de microrganismos no ambiente durante todo o período. A sala de estudo estava localizada em uma residência no interior do estado de São Paulo, na cidade de Ibiúna, com 10 m². Nesse local, foi definido o monitoramento da aplicação do desinfetante por 24 horas para verificar as mudanças proporcionadas pela adição do produto químico ao ar interno do ambiente estudado. O segundo módulo foi conduzido em uma sala localizada na área urbana de São Paulo, com métricas semelhantes às usadas no primeiro módulo. Durante esse período de coleta, a variável utilizada foi a concentração do desinfetante, onde, além dos parâmetros mencionados, foram analisadas as superfícies e a aplicação diária e semanal do produto e sua ação quanto à redução da carga microbiana no ambiente e nas superfícies. Dados físicos e químicos antes e depois da biodesinfecção foram coletados utilizando o equipamento TEMTOP 2000 (17).

Três diferentes concentrações do produto foram utilizadas: 4 mL, 6 mL e 9 mL/m³, respectivamente, com um intervalo de três semanas entre cada período de coleta para permitir que o ambiente recuperasse sua composição. A sala foi mantida fechada por 2 horas após a biodesinfecção, de acordo com o protocolo do sistema de desinfecção do fabricante.

AMOSTRAGEM

Amostras de ar

Amostras de ar para a coleta de fungos e bactérias foram realizadas com o amostrador de ar MAS 100 NT da Merck®, antes e após a biodesinfecção com o Nocospray. Para o isolamento de fungos, foi utilizado o ágar Dicloran Rosa Bengala modificado (DRBCm) e, para o isolamento de bactérias, o meio de cultura Ágar Tryptic Soy (TSA). O volume de ar coletado por amostra foi de 250 L, o que permitiu a análise da concentração de UFC/m³ e o isolamento das unidades formadoras de colônias ao multiplicar por quatro (1000 L/m³) (18–20).

Amostras de superfícies

Amostras de superfícies foram coletadas utilizando a técnica de contato direto, usando uma placa RODAC® contendo meio TSA suplementado com Tween 80 e vermelho de fenol para diferenciação das colônias bacterianas e fúngicas. A placa foi pressionada contra várias áreas de alto contato dentro da sala escolhida, antes e após a biodesinfecção com Nocospray (21).

Identificação das amostras

As amostras foram enviadas ao laboratório de micologia ambiental do Instituto Adolfo Lutz, onde foram processadas. Para a identificação fenotípica de fungos, foram realizadas avaliações micro e macroscópicas usando microcultivo e testes de colônia gigante. Para a identificação de gêneros e espécies de fungos e bactérias, foi utilizada biologia molecular por meio de identificação por espectrometria de massa com o MALDI-TOF da Bruker (22).

Análise Estatística

Para a análise estatística, foi aplicado o teste de Kolmogorov-Smirnov, mas nenhuma das variáveis apresentou distribuição normal. Posteriormente, foi realizada a análise fatorial das variáveis e o teste KMO-Bartlett para verificar a adequação das amostras. Nas amostras adequadas, foi realizada a correlação não-paramétrica de Spearman para avaliar a força das relações entre as variáveis, e o teste de Mann-Whitney U foi utilizado para determinar se a comparação de dois grupos não pareados (protocolos rural e urbano) era estatisticamente significativa.

RESULTADOS

Após as amostras coletadas no protocolo na área rural, foram obtidos os valores totais de UFC/m³ e as concentrações de fungos e bactérias por produto aplicado e tempo de exposição em horas. Houve uma redução na quantidade total de UFC/m³ e de fungos e bactérias em todas as concentrações utilizadas, por pelo menos 12 horas após a aplicação, conforme mostrado na Tabela 1.

Nas amostras coletadas com o protocolo conduzido na sala controlada na área urbana, obtivemos os seguintes resultados de variações de UFC/m³ para amostras de ar e, desta vez, para coletas de superfícies usando placas Rodac. Em todos os dias e em todas as concentrações, o produto conseguiu reduzir drasticamente a concentração de bactérias no ar e, a partir do oitavo dia e da concentração de 5 mL/m³, foi possível eliminar completamente a captura de microrganismos nas superfícies analisadas dentro das primeiras horas, conforme mostrado na Tabela 2.

Quanto aos padrões químicos, observou-se que não houve variação significativa na matéria particulada (PM 2.5 e PM10) nas duas regiões analisadas. No entanto, em relação à quantidade de dióxido de carbono, houve uma redução significativa em sua quantidade na área rural durante as primeiras 72 horas após a aplicação do produto, conforme mostrado nas Figuras 1 e 2.

As análises estatísticas foram realizadas com base nas análises fatoriais (Tabela 3).

Após a realização do teste KMO-Bartlett, foi revelada a homogeneidade das variabilidades e a não rejeição da hipótese nula de variâncias iguais entre as amostras (valores de $p > 0,05$) apenas nos dados do protocolo conduzido na área rural. Para os outros protocolos, os valores de KMO foram relativamente baixos, indicando que as amostras não são adequadas para análises fatoriais (Tabela 4).

Uma análise dos diferentes números de UFC/m^3 de fungos e bactérias em relação às concentrações utilizadas no protocolo rural revelou resultados significativos. A concentração de $4 \text{ mL}/\text{m}^3$ apresentou uma correlação negativa com a quantidade de bactérias dispersas no ar, enquanto para os fungos, essa correlação foi positiva, mas não significativa. A concentração de $6 \text{ mL}/\text{m}^3$ apresentou uma forte correlação positiva com o número de colônias de fungos no ar ($p < 0,001$). No entanto, os dados mais importantes são as correlações extremamente negativas encontradas entre a quantidade de colônias bacterianas ($p < 0,001$) e de fungos ($p = 0,004$) no ar, na concentração de $9 \text{ mL}/\text{m}^3$ aplicada, com uma redução significativa de 99% e 72%, respectivamente (Tabela 5).

Comparando os dados fornecidos pelos padrões químicos com as quantidades de fungos e bactérias no ar da área rural, foi destacada uma forte influência positiva entre as concentrações de dióxido de carbono (CO_2) e o UFC/m^3 de bactérias ($p < 0,001$), conforme mostrado na Tabela 6.

Com base nos resultados do teste de Mann-Whitney U para as concentrações de fungos e bactérias entre as áreas rural e urbana, foram observadas diferenças significativas nas concentrações de ambos os microrganismos em várias concentrações do produto analisadas. As análises revelaram que as amostras coletadas na área rural apresentaram concentrações significativamente mais altas de fungos e bactérias em comparação com as amostras coletadas na área urbana para as concentrações de 4 mL e 6 mL ($p < 0,05$). No entanto, para a concentração de 9 mL , não foram encontradas diferenças significativas nas concentrações bacterianas entre as duas áreas ($p > 0,05$), conforme mostrado na Tabela 7.

Após a identificação das colônias microbiológicas por espectrometria de massa, obtivemos os seguintes resultados para os gêneros isolados no ar e na superfície (Tabela 8):

| Concentração do produto (mL/m ³) | Tempo de exposição (horas) | Total UFC/m ³ | Bactérias UFC/m ³ | Fungos UFC/m ³ |
|--|----------------------------|--------------------------|------------------------------|---------------------------|
| 4 mL | 0 | 1000* | 1000* | 1000* |
| | 3 | 324 | 84 | 240 |
| | 6 | 356 | 52 | 304 |
| | 9 | 360 | 40 | 320 |
| | 12 | 1000* | 12 | 1000* |
| | 15 | 396 | 16 | 380 |
| | 18 | 580 | 20 | 560 |
| | 21 | 528 | 48 | 480 |
| | 24 | 372 | 32 | 340 |
| | 0 | 1000* | 1000* | 1000* |
| 6 mL | 3 | 228 | 170 | 58 |
| | 6 | 250 | 35 | 215 |
| | 9 | 400 | 160 | 240 |
| | 12 | 530 | 130 | 400 |
| | 15 | 1000* | 200 | 1000* |
| | 18 | 1000* | 230 | 1000* |
| | 21 | 1000* | 160 | 1000* |
| | 24 | 1000* | 180 | 1000* |
| | 0 | 1000* | 1000* | 240 |
| | 3 | 280 | 200 | 80 |
| 9 mL | 6 | 300 | 150 | 150 |
| | 9 | 290 | 80 | 210 |
| | 12 | 170 | 70 | 100 |
| | 15 | 135 | 55 | 80 |
| | 18 | 60 | 15 | 45 |
| | 21 | 75 | 15 | 60 |
| | 24 | 59 | 4 | 55 |
| | 0 | 1000* | 1000* | 240 |
| | 3 | 280 | 200 | 80 |
| | 6 | 300 | 150 | 150 |

Tabela 1 – Concentração total de UFC/m³, bactérias e fungos no ar em relação ao tempo de exposição à concentração do produto aplicado pelo protocolo nas áreas rurais

* The value of 1000 CFU/m³ was standardized for samples where the colonies were uncountable.

| Tempo em dias após aplicação | Concentração do produto (mL/m ³) | Tempo de exposição (horas) | Concentração de bactérias UFC/m ³ | Concentração de fungos fungi UFC/m ³ | Superfície/bactérias UFC/m ³ | Superfícies/fungos UFC/m ³ |
|------------------------------|--|----------------------------|--|---|---|---------------------------------------|
| 1 | 1mL | 0 | 50 | 38 | 66 | 8 |
| | | 1 | 0 | 25 | 20 | 4 |
| | | 0 | 40 | 9 | 60 | 9 |
| | | | 5 | 4 | 28 | 5 |
| | | 1 | 6 | 12 | 21 | 8 |
| | | | 0 | 0 | 7 | 2 |
| | | 0 | 55 | 40 | 10 | 3 |
| | | | 19 | 30 | 4 | 0 |
| | | 0 | 32 | 12 | 9 | 1 |
| | | | 3 | 5 | 4 | 0 |
| 2 | 5mL | 0 | 22 | 31 | 30 | 10 |
| | | 2 | 0 | 20 | 15 | 8 |
| | | 0 | 76 | 53 | 99 | 21 |
| | | | 2 | 20 | 4 | 0 |
| | | 0 | 30 | 26 | 7 | 0 |
| | | | 0 | 8 | 0 | 0 |
| | | 0 | 3 | 50 | 0 | 0 |
| | | | 2 | 19 | 0 | 0 |
| | | 0 | 4 | 47 | 14 | 0 |
| | | | 0 | 18 | 0 | 0 |
| 3 | 6mL | 0 | 30 | 27 | 33 | 1 |
| | | 3 | 2 | 12 | 0 | 0 |
| | | 0 | 12 | 70 | 0 | 0 |
| | | | 3 | 43 | 0 | 0 |
| | | 0 | 7 | 50 | 0 | 0 |
| | | | 0 | 20 | 0 | 0 |
| | | 0 | 20 | 60 | 0 | 0 |
| | | | 3 | 35 | 0 | 0 |
| | | 0 | 45 | 28 | 0 | 0 |
| | | | 3 | 12 | 0 | 0 |

Tabela 2 – Concentração de UFC/m³ total, bactérias e fungos no ar e nas superfícies em relação ao número de dias e exposição à concentração do produto aplicado em áreas urbanas

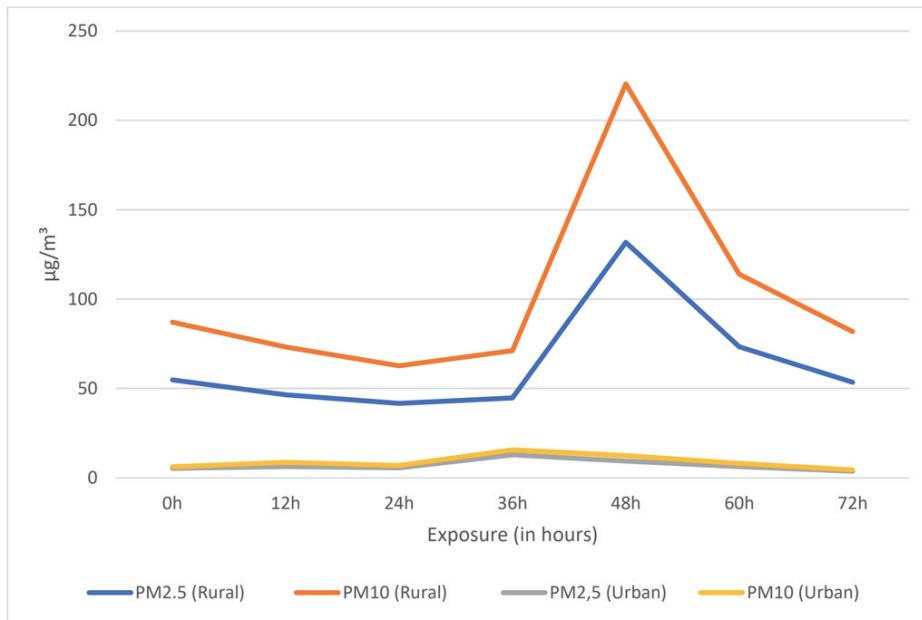


Figura 1. Quantidade de material particulado presente no ar de regiões urbanas e rurais nas primeiras 72 horas após a aplicação do produto

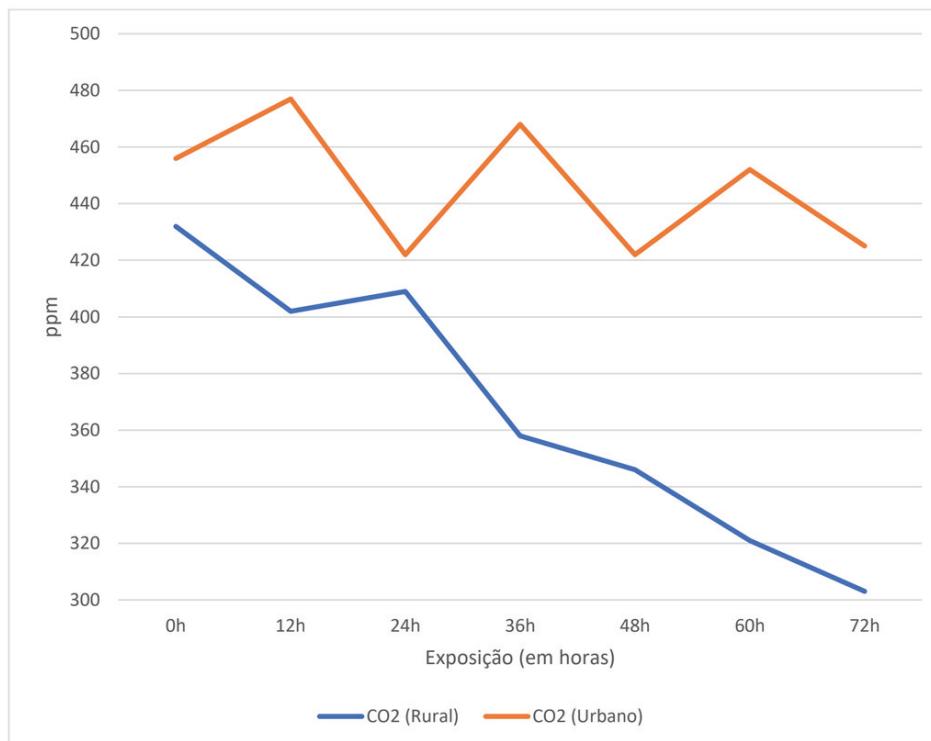


Figura 2. Quantidade de dióxido de carbono (CO2) presente no ar de ambientes urbanos e rurais nas primeiras 72 horas após a aplicação do produto.

| Sample | Media | | Média padrão | |
|------------|--------------------|-----------|----------------|-----------|
| | Fungos | Bactérias | Fungos | Bactérias |
| Ar Rural | Sem produto | 544.19 | 207.89 | 162.48 |
| | 4mL/m ³ | 532.22 | 177.44 | 222.92 |
| | 6mL/m ³ | 726.11 | 263.33 | 267.17 |
| | 9mL/m ³ | 115.55 | 214.33 | 49.77 |
| Ar Urbano | Sem produto | 30.26 | 15.63 | 13.27 |
| | 1mL/m ³ | 15.79 | 5.60 | 13.34 |
| | 5mL/m ³ | 21.01 | 1.00 | 10.77 |
| | 6mL/m ³ | 29.41 | 6.00 | 20.63 |
| Amostra | Media | | Média padrão | |
| | Microrganismos | | Microrganismos | |
| Superfície | Sem produto | 24.63 | | 30.74 |
| | 1mL/m ³ | 18.61 | | 11.80 |
| | 5mL/m ³ | 1.63 | | 1.71 |
| | 6mL/m ³ | 1.47 | | 2.29 |

Tabela 3 – Análises fatoriais do número de bactérias e fungos em relação às concentrações do produto utilizado em protocolos urbanos e rurais

| Amostra | Valores | | |
|-------------|-----------------------------|----------------|-----------|
| | KMO test | Fungos | Bactérias |
| Ar Rural | Value | 0.953 | 0.798 |
| | Bartlett's sferecity | | |
| | Statystical value | 1.265 | 1.156 |
| | Sig. | 0.737 | 0.713 |
| Ar Urbano | KMO test | Fungos | Bactérias |
| | Value | 0.199 | 0.218 |
| | Bartlett's sferecity | | |
| | Statystical value | 3.495 | 3.145 |
| Superfícies | Sig. | 0.003 | 0.004 |
| | KMO test | Microrganismos | |
| | Value | 0.305 | |
| | Bartlett's sferecity | | |
| | Statystical value | 6.251 | |
| | Sig. | 0.145 | |

Tabela 4 – Teste de adequação KMO-Bartlett de amostras de protocolos rurais e urbanos

Sig.: *p*. value

| | | Fungos UFC/m ³ | Bactérias UFC/m ³ |
|--------------------------|------------|---------------------------|------------------------------|
| 4mL/m³ | Correlação | 0.595 | -0.452 |
| | Sig. | 0.119 | 0.260 |
| 6mL/m³ | Correlação | 0.938 | 0.455 |
| | Sig. | <0.001 | 0.257 |
| 9mL/m³ | Correlação | -0.718 | -0.991 |
| | Sig. | 0.004 | <0.001 |

Tabela 5 – Classificação de correlação de Spearman entre o número de fungos e bactérias encontrados no ar em relação às concentrações do produto aplicado no meio rural

Sig.: *p* value

| | | Fungos UFC/m ³ | Bactérias UFC/m ³ |
|-----------------------|------------|---------------------------|------------------------------|
| PM2.5 | Correlação | 0.601 | -0.321 |
| | Sig. | 0.189 | 0.482 |
| PM10 | Correlação | 0.571 | -0.382 |
| | Sig. | 0.180 | 0.481 |
| CO₂ | Correlação | -0.035 | 0.964 |
| | Sig. | 0.984 | <0.001 |

Tabela 6 – Classificação de correlação de Spearman entre o número de fungos e bactérias encontrados no ar em relação aos padrões químicos do ambiente rural

Sig.: *p*. value

| Concentração do produto | Sample | Fungos (UFC/m ³) | Bactérias (UFC/m ³) | <i>U</i> | <i>p</i> value |
|-------------------------|--------|------------------------------|---------------------------------|----------|----------------|
| zero | Rural | 544.19 | 207.89 | 0 | 0.03 |
| | Urbana | 30.26 | 15.63 | | |
| 4mL | Rural | 532.22 | 177.44 | 0 | 0.03 |
| | Urbana | 15.79 | 5.60 | | |
| 6mL | Rural | 726.11 | 263.33 | 0 | 0.03 |
| | Urbana | 21.01 | 1.00 | | |
| 9mL | Rural | 115.55 | 214.33 | 1 | 0.21 |
| | Urbana | 29.41 | 6.00 | | |

Tabela 7 – Resultados do teste de Mann-Whitney para concentrações de fungos e bactérias entre os dois ambientes

| Gêneros | | |
|------------|--|---|
| Zona | Fungos | Bactérias |
| Rural | <i>Aspergillus</i> | <i>Bacillus</i> <i>Curtobacterium*</i> <i>Exiguobacterium*</i> <i>Lysinibacillus</i> <i>Micrococcus</i> <i>Paenibacillus*</i> <i>Pantoea*</i> <i>Pseudomonas*</i> <i>Staphylococcus</i> |
| | <i>Cladosporium</i> | |
| | <i>Fusarium</i> | |
| Urbana | | <i>Bacillus*</i> <i>Corynebacterium*</i> <i>Exiguobacterium*</i> <i>Kosakonia*</i> <i>Micrococcus</i> <i>Pseudomonas*</i> <i>Staphylococcus</i> |
| | <i>Acremonium*</i> | |
| | <i>Aspergillus</i> | |
| | <i>Cladosporium</i> | |
| | <i>Paecilomyces*</i> <i>Penicillium</i> | |
| Superfície | ** | |
| | | |
| | | <i>Acinetobacter*</i> <i>Bacillus*</i> <i>Micrococcus*</i> <i>Staphylococcus*</i> |

Tabela 8 – “Gêneros de microrganismos identificados em amostras de ar e superfície coletadas em ambientes rurais e urbanos.”

*Microrganismos não isolados após aplicação do produto.

**Gêneros de fungos não isolados.

DISCUSSÃO

A distribuição de fungos e bactérias no ar urbano e rural é influenciada por uma variedade de fatores distintos entre os ambientes. Em áreas urbanas, a presença de fontes antropogênicas, como tráfego intenso, atividades industriais e concentração populacional, pode levar a uma maior diversidade de microrganismos no ar. Além disso, a presença de edifícios e estruturas urbanas cria microclimas que favorecem o crescimento e a disseminação desses microrganismos. Por outro lado, no ar rural, a distribuição de fungos e bactérias é mais influenciada por fatores naturais, como vegetação, sazonalidade e condições climáticas. A menor atividade humana nessas áreas geralmente resulta em menores níveis de poluentes e partículas suspensas, criando ambientes menos favoráveis para o desenvolvimento de certos microrganismos. Em resumo, ambos os ambientes, urbano e rural, apresentam diferenças significativas na distribuição de fungos e bactérias no ar, refletindo suas características particulares e o impacto humano em cada ambiente (23,24).

Os dados obtidos nas coletas realizadas no protocolo rural demonstraram uma redução significativa na presença de fungos e bactérias no ambiente por até 12 horas após a aplicação do agente biocida. Esse achado é extremamente relevante, pois demonstra a eficácia do peróxido de hidrogênio como uma ferramenta potencial para melhorar a qualidade do ar e reduzir a exposição de indivíduos a microrganismos potencialmente patogênicos em áreas rurais. A capacidade de manter a supressão microbiológica por um período prolongado é um aspecto particularmente vantajoso para a saúde pública e a proteção dos ecossistemas (25–27).

No protocolo utilizado na região urbana, também foi comprovada a eficácia do produto utilizado na redução da carga microbiana tanto no ar quanto nas superfícies analisadas. A evidência de reduções drásticas na concentração de bactérias no ar, independentemente da concentração do produto e do período de coleta, é um indicador promissor de sua capacidade de controle microbiológico. Além disso, a eficiência notável em zerar completamente a captura de microrganismos nas superfícies analisadas a partir do oitavo dia e em uma concentração de 5 mL/m³ é um achado relevante, sugerindo uma ação prolongada do produto na supressão de bactérias na região urbana. Esses resultados têm implicações significativas para a saúde pública, pois a redução de bactérias no ar e nas superfícies pode diminuir o risco de transmissão de doenças infecciosas e alergias, e a capacidade de zerar a captura de microrganismos nas superfícies pode ser especialmente valiosa em locais com alta frequência de contato humano, como hospitais, escolas e espaços públicos, onde a disseminação de patógenos é uma preocupação (11,28,29).

A observação de uma correlação negativa significativa entre a concentração de 4 mL/m³ e a quantidade de bactérias dispersas no ar sugere que essa concentração pode ter um efeito inibitório na disseminação bacteriana; no entanto, é interessante notar que, em relação aos fungos, a correlação positiva não significativa com a mesma concentração indica que a ação do produto pode não ser tão eficaz na supressão da dispersão fúngica, possivelmente devido à diversidade e resistência desses microrganismos. A concentração de 6 mL/m³ demonstrou uma forte e significativa correlação positiva com o número de colônias de fungos no ar, sugerindo que níveis mais altos do produto podem favorecer o crescimento e a dispersão de fungos no ambiente rural. Esse achado pode levantar questões sobre o uso e o controle adequado das concentrações aplicadas, considerando o impacto potencial no ecossistema local e na saúde pública. No entanto, o dado mais notável e encorajador é a descoberta de correlações extremamente negativas entre as quantidades de colônias bacterianas e fúngicas no ar com a concentração de 9 mL/m³ aplicada; a redução significativa de 99% nas colônias bacterianas e de 72% nas colônias fúngicas nessa concentração sugere uma forte ação antimicrobiana do produto nesse cenário. Esses resultados são promissores e indicam que a concentração de 9 mL/m³ pode ser uma abordagem eficaz para reduzir significativamente a carga microbiana no ambiente rural, contribuindo para a promoção da saúde e o controle de possíveis surtos de doenças relacionadas a microrganismos (11,30,31).

A identificação de uma correlação positiva forte e altamente significativa entre as concentrações de CO₂ e bactérias sugere uma possível influência direta da concentração de dióxido de carbono na presença e dispersão de gêneros bacterianos no ambiente rural. Essa associação pode resultar de uma série de fatores interconectados, incluindo as condições ambientais e ecológicas específicas da região rural. A diminuição das concentrações de gêneros bacterianos à medida que diminui a concentração de partes por milhão de dióxido de carbono sugere que o nível de dióxido de carbono pode estar relacionado aos padrões de crescimento e dispersão bacteriana. É possível que a variação na concentração de dióxido de carbono afete fatores como umidade, temperatura e pH do ambiente, criando condições mais ou menos favoráveis para o crescimento bacteriano. Além disso, a presença de partículas pode atuar como um veículo para o transporte de microrganismos, afetando sua dispersão no ar (32,33).

Após a realização das análises nas duas regiões, foram mostradas diferenças significativas nas concentrações de fungos e bactérias entre as áreas rural e urbana quando submetidas a diferentes concentrações do produto em análise. A observação de concentrações significativamente mais altas de fungos e bactérias na área rural para as concentrações de 4 mL e 6 mL sugere uma possível influência dos fatores ambientais e das atividades humanas distintas nas duas regiões. Essa diferença pode ser atribuída às características intrínsecas do ambiente rural, como a maior presença de vegetação, solo, animais e atividades agrícolas, que podem proporcionar condições mais favoráveis para o crescimento e disseminação de microrganismos. Além disso, a presença de aglomerados populacionais mais densos em áreas urbanas pode contribuir para uma maior circulação de ar e dispersão de microrganismos, o que pode impactar as concentrações encontradas. No entanto, os resultados mostram que, para a concentração de 9 mL, não foram encontradas diferenças significativas nas concentrações bacterianas entre as duas áreas. Essa observação sugere que a aplicação do produto em níveis mais altos pode ter um efeito mais uniforme na redução da carga bacteriana, independentemente do ambiente rural ou urbano. Esse achado é relevante para entender a eficácia do tratamento em ambas as regiões e pode apontar para uma concentração ideal do produto que pode ser eficaz em diferentes cenários (32,34,35).

A análise detalhada da resposta dos gêneros fúngicos e bacterianos após a aplicação do produto na região rural mostrou que a presença contínua dos gêneros fúngicos *Aspergillus*, *Fusarium* e *Cladosporium*, embora em quantidades menores, indica que esses microrganismos podem apresentar maior resistência ou adaptação ao tratamento com o produto, mantendo uma presença residual no ambiente após a aplicação. Essa observação pode ser atribuída à capacidade de algumas espécies de fungos de formar esporos resistentes e se protegerem de ambientes hostis, o que pode explicar sua sobrevivência mesmo após a ação do produto em altas concentrações. No caso dos gêneros bacterianos, a redução na quantidade dos gêneros *Bacillus*, *Lysinibacillus*, *Micrococcus* e *Staphylococcus*

também sugere uma resposta adaptativa a esse tratamento. Esses microrganismos podem ter mecanismos de resistência que lhes permitem sobreviver ou permanecer em quantidades menores após a aplicação do produto, além de serem gêneros dispersos em grandes quantidades nos ambientes, o que pode explicar sua presença mesmo após a concentração de 9 mL. Por outro lado, a eliminação completa dos gêneros *Acinetobacter*, *Curtobacterium*, *Exiguobacterium*, *Paenibacillus*, *Pseudomonas* e *Pantoea* pelo produto demonstra sua alta eficácia na supressão de certos microrganismos. Esses dados são valiosos para o desenvolvimento de protocolos de controle microbiológico em ambientes rurais. Compreender a resposta diferencial dos gêneros fúngicos e bacterianos a esse tratamento pode permitir a formulação de abordagens mais direcionadas e específicas, e, além disso, identificar os gêneros mais sensíveis ou resistentes ao produto pode fornecer informações importantes para otimizar seu uso e prevenir possíveis desenvolvimentos de resistência (35–37).

CONCLUSÕES

Os resultados desta pesquisa destacam o potencial do peróxido de hidrogênio aerossolizado como uma estratégia eficaz para o controle microbiológico em ambientes urbanos e rurais. A eliminação dos gêneros bacterianos *Bacillus*, *Corynebacterium*, *Pseudomonas*, *Staphylococcus* e especialmente *Acinetobacter*, além da redução significativa de outros gêneros bacterianos e fúngicos, sugerem que essa abordagem pode ter importantes implicações para a saúde pública e a qualidade ambiental. Com base nesses achados promissores, são recomendados estudos adicionais para aprimorar o uso desse agente biocida e estabelecer diretrizes apropriadas para sua aplicação segura e sustentável em diferentes cenários, visando o controle eficaz de microrganismos e a promoção da saúde humana.

REFERENCES

1. Tavolacci MP, Pitrou I, Merle V, Haghigat S, Thillard D, Czernichow P. Surgical hand rubbing compared with surgical hand scrubbing: comparison of efficacy and costs. *J Hosp Infect*. 2006;63(1):55–9.
2. Srikanth P, Sudharsanam S, Steinberg R. Bio-aerosols in indoor environment: Composition, health effects and analysis. *Indian J Med Microbiol*. 2008;26(4):302–12.
3. ANVISA. Resolução - RE nº 9: Qualidade do ar interior em ambientes climatizados artificialmente de uso público e coletivo. 2003;10.
4. Hänninen OO. WHO guidelines for indoor air quality: dampness and mold. In: *Fundamentals of mold growth in indoor environments and strategies for healthy living*. Copenhagen, Denmark: World Health Organization; 2011. p. 277–302.

5. Pearson C, Littlewood E, Douglas P, Robertson S, Gant TW, Hansell AL. Exposures and health outcomes in relation to bioaerosol emissions from composting facilities: A systematic review of occupational and community studies. *J Toxicol Environ Heal - Part B Crit Rev* [Internet]. 2015 Jan 2 [cited 2018 Jun 27];18(1):43–69. Available from: <http://www.tandfonline.com/doi/full/10.1080/10937404.2015.1009961>
6. Duo Filho VB, Adiwardana NS, Castro e Silva D de M, Fernandes Cavalcante NJ. Monitoring of Aspergillus Fumigatus Prior to and During the Pandemic of SARS-CoV-2 in Samples of Indoor Air in an Intensive Care Unit of a Public Hospital in the City of São Paulo, Brazil. *SSRN Electron J* [Internet]. 2022 Sep 13 [cited 2022 Oct 25]; Available from: <https://papers.ssrn.com/abstract=4199885>
7. Otter JA, Yezli S, Perl TM, Barbut F, French GL. The role of “no-touch” automated room disinfection systems in infection prevention and control. *J Hosp Infect* [Internet]. 2013;83(1):1–13. Available from: <http://dx.doi.org/10.1016/j.jhin.2012.10.002>
8. Jeanes A, Rao G, Osman M, Merrick P. Eradication of persistent environmental MRSA [2]. *J Hosp Infect*. 2005;61(1):85–6.
9. Dryden M, Parnaby R, Dailly S, Lewis T, Davis-Blues K, Otter JA. Hydrogen peroxide vapour decontamination in the control of a polyclonal meticillin-resistant *Staphylococcus aureus* outbreak on a surgical ward. *J Hosp Infect*. 2008;68(2):190–2.
10. Andersen BM, Rasch M, Hochlin K, Jensen FH, Wismar P, Fredriksen JE. Decontamination of rooms, medical equipment and ambulances using an aerosol of hydrogen peroxide disinfectant. *J Hosp Infect*. 2006;62(2):149–55.
11. Zhelev G, Lazarov I. Efficacy of Ultra-Low Volume Disinfection With Hydrogen Peroxide Vapour in a Poultry Hatchery. *Trakia J Sci*. 2019;17(4):340–5.
12. Russell H, Ayliffe's. *Principles and Practice of Disinfection, Preservation & Sterilization*. 2004;689.
13. Silva EA da, Barbosa IWM, Palma JCN, Brandão MV, Taveira RA, Meyer RF. Sistema de Descontaminação de Máscaras Baseado no Efeito Luminescente Causado por Espectro Ultravioleta (UV-C). 2022;26–35.
14. TAOUIQ AHT. AVALIAÇÃO DA EFICÁCIA DE UM DESCONTAMINANTE DE PARTÍCULAS OXIDANTES APLICADO POR AEROSOL GASOSO EM ESPOROS DE *Bacillus cereus*. UNIVERSIDADE DE LISBOA FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA; 2021.
15. Ana Paula Batisti Lyrio. Desenvolvimento e Implementação de Equipamento Para Descontaminação de Superfícies. 2021.
16. Sheet TD, Shot NONE. *TECHNICAL DATA SHEET - NOCOLYSE ONE SHOT TECHNICAL DATA SHEET - NOCOLYSE ONE SHOT*; 2017;
17. SANTIAGO DURÁN CARO. EVALUACIÓN DEL DESEMPEÑO DEL SENSOR TEMTOP M2000C EN LA DETERMINACIÓN DE MATERIAL PARTICULADO PM 2.5 EN UNA ZONA DE LA LOCALIDAD DE FONTIBÓN. 2021.
18. de Matos Castro e Silva D, Santos DCS, Pukinskas SRBS, Oshida JTU, Oliveira L, Carvalho AF. A new culture medium for recovering the agents of cryptococcosis from environmental sources. *Brazilian J Microbiol*. 2015;46(2):355–8.

19. Unterwurzacher V, Bruck S, Biedermann M, Pogner C, Konlechner A, Tondl G. Development and Validation of a Simple Bioaerosol Collection Filter System Using a Conventional Vacuum Cleaner for Sampling. *Aerosol Sci Eng* [Internet]. 2021;5(4):404–18. Available from: <https://doi.org/10.1007/s41810-021-00110-9>
20. Haas D, Galler H, Fritz C, Hasler C, Habib J, Reinhaler FF. Comparative study of impaction and sedimentation in an aerosol chamber using defined fungal spore and bacterial concentrations. Franzetti A, editor. *PLoS One* [Internet]. 2017 Dec 19 [cited 2018 May 21];12(12):e0187039. Available from: <http://dx.plos.org/10.1371/journal.pone.0187039>
21. Kramer A, Schwebke I, Kampf G. How long do nosocomial pathogens persist on inanimate surfaces? A systematic review. *BMC Infect Dis* [Internet]. 2006 Aug 16 [cited 2022 Oct 4];6(1):1–8. Available from: <https://bmccinfectdis.biomedcentral.com/articles/10.1186/1471-2334-6-130>
22. Sleiman S, Halliday C, Brown M, Nitschke J, Chen S, Chapman B. Performance of matrix-assisted laser desorption ionization time of flight mass spectrometry for identification of aspergillus, scedosporium, and fusarium spp. in the australian clinical setting. *J Clin Microbiol*. 2016;54(8).
23. Silva, Gislaeny Valério da. Avaliação da qualidade microbiológica do ar de uma maternidade no interior de Pernambuco Evaluation of the microbiological quality of the air of a maternity hospital in the interior of Pernambuco. *Repositório Digital do Centro Universitário Tabosa de Almeida*; 2017.
24. Carvalho VSB, Freitas ED, Martins LD, Martins JA, Mazzoli CR, Andrade M de F. Air quality status and trends over the Metropolitan Area of São Paulo, Brazil as a result of emission control policies. *Environ Sci Policy* [Internet]. 2015;47(November):68–79. Available from: <http://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/S1462901114002081>
25. SILVA CLC. RECUPERAÇÃO DE NOROVIRUS NO PISO E NO AR APÓS DIFERENTES PROTOCOLOS DE DESCONTAMINAÇÃO. *BMC Public Health* [Internet]. 2017;5(1):1–8. Available from: <https://ejournal.poltektegal.ac.id/index.php/siklus/article/view/298%0Ahttp://repositorio.unan.edu.ni/2986/1/5624.pdf%0Ahttp://dx.doi.org/10.1016/j.jana.2015.10.005%0Ahttp://www.biomedcentral.com/1471-2458/12/58%0Ahttp://ovidsp.ovid.com/ovidweb.cgi?T=JS&P>
26. Castro e Silva D de M, Filho VBD, Ferro V, Abackerli F, Cyrillo MA. Monitoramento Dos Padrões Químicos, Físicos E Biológicos Durante a Aplicação De Peróxido De Hidrogênio Por 24 Horas Em Um Ambiente Não-Hospitalar. *Brazilian J Infect Dis*. 2022;26:102541.
27. Yim JY, Kim NY, Lee Y, Kim GE, Jung DU, Kim EJ. Residual Concentration of Hydrogen Peroxide after Nocospray ® Dispersion in Negative Pressure Isolation Room . *Korean J Heal Infect Control Prev*. 2020;25(1):60–2.
28. Mosaddegh MR, Ghasemi A, Sepehri Z, Bahari M. Effects of Nocospray Disinfection Device on the Reduction of Children ' s Hospital Acquired Infections. 2023;11(112):17628–35.
29. Abo Elnour A, Haggag M, Kassim T, Negm S. a Study of Microbial Air Quality Before and After Hydrogen Peroxide Fumigation of Ophthalmic Operative Theatre in the Research Institute of Ophthalmology in Egypt. *J Ophthalmol Relat Sci*. 2017;1(2):51–61.
30. Boyce JM. Modern technologies for improving cleaning and disinfection of environmental surfaces in hospitals. *Antimicrob Resist Infect Control* 2016 51 [Internet]. 2016 Apr 11 [cited 2024 Jan 29];5(1):1–10. Available from: <https://aricjournal.biomedcentral.com/articles/10.1186/s13756-016-0111-x>

31. Cabo Verde S, Almeida SM, Matos J, Guerreiro D, Meneses M, Faria T, et al. Microbiological assessment of indoor air quality at different hospital sites. *Res Microbiol*. 2015;166(7):557–63.
32. Liu H, Hu Z, Zhou M, Hu J, Yao X, Zhang H. The distribution variance of airborne microorganisms in urban and rural environments. *Environ Pollut* [Internet]. 2019;247:898–906. Available from: <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2019.01.090>
33. Brussaard CPD, Noordeloos AAM, Witte H, Collenteur MCJ, Schulz K, Ludwig A. Arctic microbial community dynamics influenced by elevated CO₂ levels. *Biogeosciences*. 2013;10(2):719–31.
34. Grinn-Gofró A, Bosiacka B. Effects of meteorological factors on the composition of selected fungal spores in the air. *Aerobiologia (Bologna)*. 2015;31(1):63–72.
35. Gao M, Yan X, Qiu T, Han M, Wang X. Variation of correlations between factors and culturable airborne bacteria and fungi. *Atmos Environ*. 2016 Mar 1;128:10–9.
36. Oliveira M, Ribeiro H, Delgado JL, Abreu I. The effects of meteorological factors on airborne fungal spore concentration in two areas differing in urbanisation level. *Int J Biometeorol*. 2009;53(1):61–73.
37. Roy S, Gupta Bhattacharya S. Airborne fungal spore concentration in an industrial township: distribution and relation with meteorological parameters. *Aerobiologia (Bologna)* [Internet]. 2020;36(4):575–87. Available from: <https://doi.org/10.1007/s10453-020-09653-9>
38. Gao M, Yan X, Qiu T, Han M, Wang X. Variation of correlations between factors and culturable airborne bacteria and fungi. *Atmos Environ* [Internet]. 2016;128:10–9. Available from: <http://dx.doi.org/10.1016/j.atmosenv.2015.12.008>
39. Schmidt SK, Nemergut DR, Darcy JL, Lynch R. Do bacterial and fungal communities assemble differently during primary succession? *Mol Ecol*. 2014;23(2):254–8.