

Kontrola środowiska szpitalnego w zapobieganiu zakażeniom wywoływanym przez wieloantybiotykooporne patogeny alarmowe

Pod redakcją:

mgr Katarzyny Pawlik

dr n. o zdr. Aleksandry Mączyńskiej

dr n. med. Małgorzaty Fleischer

prof. dr hab. Walerii Hryniewicz



Kontrola środowiska szpitalnego w zapobieganiu zakażeniom wywoływanym przez wieloantybiotykooporne patogeny alarmowe

Copyright 2020 by:

**Mgr Katarzyna Pawlik
Dr Aleksandra Mączyńska
Dr Małgorzata Fleischer
Prof. dr hab. med. Waleria Hryniewicz**

Warszawa 2020

All rights reserved
Wszystkie prawa zastrzeżone

Wydanie pierwsze

Wydawca:
Narodowy Instytut Leków, Warszawa

Wydawnictwo sfinansowane ze środków będących w dyspozycji Ministra Zdrowia w ramach programu polityki zdrowotnej
pn.: „Narodowy Program Ochrony Antybiotyków na lata 2016-2020”

ISBN 978-83-949636-4-4

Kontrola środowiska szpitalnego w zapobieganiu zakażeniom wywoływanym przez wieloantybiotykooporne patogeny alarmowe

Zespół Autorów

Mgr Katarzyna Pawlik

Szpital Bielański im. Ks. Jerzego Popiełuszki w Warszawie

Dr n. o zdr. Aleksandra Mączyńska

Galway University Hospital, Saolta University Health Care Group

Dr n.med. Małgorzata Fleischer

Katedra Mikrobiologii Uniwersytetu Medycznego we Wrocławiu

Prof. dr hab. med. Waleria Hryniewicz

Zakład Epidemiologii i Mikrobiologii Klinicznej,
Narodowy Instytut Leków w Warszawie

Skróty stosowane w dokumencie:

aHP	– aerozol nadtlenu wodoru (<i>aerosolized hydrogen peroxide</i>)
AHP	– szybko działający nadtlenek wodoru (<i>Accelerated Hydrogen Peroxide</i>)
ATP	– trójfosforan adenozyiny
NTM	– prątki niegruźlicze (<i>Nontuberculosis mycobacteria</i>)
CDC	– Centrum Profilaktyki i Kontroli Chorób (<i>Centers for Disease Prevention and Control</i>)
CFU	– liczba jednostek tworzących kolonie (<i>colony-forming unit</i>)
CI	– przedział ufności (<i>Confidence Interval</i>)
CMV	– wirus cytomegalii (<i>Cytomegalovirus</i>)
CPE	– pałeczki jelitowe <i>Enterobacterales</i> wytwarzające karbapenemazy (<i>Carbapenemase Producing Enterobacterales</i>)
CRE	– pałeczki jelitowe <i>Enterobacterales</i> odporne na karbapenemy (<i>Carbapenem Resistant Enterobacterales</i>)
EPA	– Agencja Ochrony Środowiska (<i>Environmental Protection Agency</i>)
ESBL	– β -laktamazy o rozszerzonym spektrum działania (<i>extended-spectrum beta-lactamases</i>)
EU	– Unia Europejska (<i>European Union</i>)
WHO	– Światowa Organizacja Zdrowia (<i>World Health Organization</i>)
FCV	– kalciwirus koci (<i>Feline calicivirus</i>)
FDA	– Agencja Żywności i Leków (<i>Food and Drug Administration</i>)
GIM-1	– karbapenemaza (<i>German Imipenemase</i>)
HAI	– zakażenia związane z opieką zdrowotną (<i>healthcare associated infections</i>)
HAV	– wirus zapalenia wątroby typu A (<i>Hepatitis A Virus</i>)
HBV	– wirus zapalenia wątroby typu B (<i>Hepatitis B Virus</i>)
HEPA	– wysokoskuteczne filtry powietrza (<i>High Efficiency Particulate Air</i>)
HIV	– ludzki wirus niedoboru odporności (<i>human immunodeficiency virus</i>)
HSV	– wirus opryszczki pospolitej (<i>herpes simplex virus</i>)
HVAC	– systemy ogrzewania, wentylacji i klimatyzacji (<i>Heating, Ventilation, Air Conditioning</i>)
IRR	– iloraz wskaźników (<i>incidence rate ratio</i>)
KPC	– karbapenemaza <i>Klebsiella pneumoniae</i> (<i>Klebsiella pneumoniae carbapenemase</i>)
MDRO	– wieloantybiotykooporne organizmy (drobnoustroje) (<i>multidrug-resistant organisms</i>)
MRSA	– metycylinooporne szczepy gronkowca złocistego (<i>meticillin-resistant Staphylococcus aureus</i>)
NDM	– karbapenemaza (metalo- β -laktamaza) New Delhi (<i>New Delhi metallo-β-lactamase</i>)
OIT	– oddział intensywnej terapii
RLU	– względne jednostki światła (<i>relative light unit</i>)
SARS	– ciężki ostry zespół oddechowy (<i>severe acute respiratory syndrome</i>)
UV	– promieniowanie ultrafioletowe
UV-C	– promieniowanie ultrafioletowe C (o długości fali: 100-280 nm)
VHP	– para nadtlenu wodoru (<i>hydrogen peroxide vapor</i>)
VRE	– enterokok odporny na wankomycynę (<i>Vancomycin-Resistant Enterococcus</i>)

Kontrola środowiska w zapobieganiu zakażeniom wywołanym przez wieloantybiotykooporne patogeny alarmowe

1. Wstęp
 2. Powierzchnie, jako źródło transmisji drobnoustrojów
 3. Przeżywalność drobnoustrojów w środowisku
 4. Wybrane MDRO i znaczenie środowiska w ich rozprzestrzenianiu
 - 4.1. *Staphylococcus aureus* oporny na metycylinę (MRSA)
 - 4.2. Enterokoki oporne na wankomycynę (VRE)
 - 4.3. *Acinetobacter baumannii*
 - 4.4. *Pseudomonas aeruginosa*
 - 4.5. Enterobacterales wytwarzające karbapenemazy (CPE)
 5. Higiena środowiska szpitalnego
 - 5.1. Organizacja procesu sprzątania i edukacja personelu
 - 5.2. Klasyfikacja obszarów ryzyka środowiska szpitalnego i częstotliwość sprzątania
 - 5.3. Dezynfekcja powierzchni – uwagi ogólne
 - 5.4. Bezdotykowe systemy dezynfekcji pomieszczeń
 - 5.5. Rodzaje i metody sprzątania
 - 5.6. Opracowanie przewodnika sprzątania w czterech krokach: OCEŃ, PRZYGOTUJ, POSPRZĄTAJ I WYSUSZ
 - 5.7. Sprzątanie w obszarach gdzie prowadzone są prace remontowo-budowlane
 - 5.8. Czyszczenie środowiska szpitalnego po zalaniu
 - 5.9. Procedura dezynfekcji powierzchni skażonej krwią i innym materiałem potencjalnie zakaźnym
 - 5.10. Kontrola jakości dekontaminacji powierzchni
 - 5.10.1. Ocena czystości za pomocą metod obserwacyjnych
 - 5.10.2. Monitorowanie mikrobiologiczne środowiska
 - 5.10.3. Metoda znaczników fluorescencyjnych
 - 5.10.4. Testy bioluminescencji ATP
 6. Powietrze jako źródło transmisji MDRO
 - 6.1. Systemy ogrzewania, wentylacji i klimatyzacji w placówkach ochrony zdrowia
 - 6.2. Wskazania do pobierania próbek powietrza w warunkach szpitalnych
 - 6.3. Metody pobierania próbek powietrza
 - 6.3.1. Pobieranie próbek powietrza metodą sedymentacyjną
 - 6.3.2. Aktywne metody pobierania próbek powietrza
 7. Rola środowiska wodnego w transmisji MDRO w zakładach opieki zdrowotnej
 - 7.1. Sale chorych z obniżoną odpornością
 - 7.2. Ognisko epidemiczne spowodowane *Pseudomonas aeruginosa*
 - 7.3. Badanie czystości mikrobiologicznej wody w zakładach opieki zdrowotnej
 8. Piśmiennictwo
-

1. WSTĘP

Zakażenia związane z opieką zdrowotną (HAI) są ważną przyczyną zachorowalności i umieralności hospitalizowanych pacjentów. Wiele ostatnich badań sugeruje, że zanieczyszczenie środowiska odgrywa istotną rolę w transmisji wielolekoopornych drobnoustrojów (MDRO), a także wirusów, prątków i grzybów. Pacjenci są głównym źródłem mikroorganizmów w środowisku szpitalnym, które mogą w nim przetrwać przez dłuższy czas i można je wykryć w powietrzu, wodzie i na powierzchniach. Na liczbę i rodzaje mikroorganizmów obecnych w środowisku ma wpływ: liczba osób przebywających w danym środowisku oraz stopień ich aktywności, wilgotność środowiska, obecność substancji organicznych, szybkość usuwania mikroorganizmów zawieszonych w powietrzu oraz rodzaj powierzchni i jej orientacja (tj. pozioma lub pionowa). Wzrost zanieczyszczenia środowiska jest obserwowany podczas budowy, remontów, modernizacji (np. instalacja okablowania do nowych systemów informatycznych, usuwanie starych zlewów, naprawa szybów wind). Przetrwała obecność patogenów w środowisku może być związana ze stosowaniem starzejącego się sprzętu, odroczoną konserwacją i klęskami żywiołowymi [1].

Dekontaminacja środowiska szpitalnego przestała być tylko koniecznością estetyczną, a stała się także potrzebą ograniczania rozprzestrzeniania się drobnoustrojów. Obecnie przyjmuje się, że ukierunkowane i częste czyszczenie może zmniejszyć obciążenie biologiczne w środowisku opieki zdrowotnej i związane z tym ryzyko HAI [1]. Nawet wzorowe przestrzeganie higieny rąk nie ochroni pacjentów przed nabyciem określonego patogenu, jeśli ich sala była wcześniej zajmowana przez pacjenta zakażonego lub skolonizowanego wielolekoopornym patogenem [2,3]. Sam proces dekontaminacji jest przedmiotem debaty, które metody należy zastosować, jak często i przez kogo powinny być prowadzone czynności związane z dekontaminacją środowiska, jaki wybrać sprzęt, płyny, ściereczki, jak monitorować proces i oceniać ryzyko transmisji. Praktyki dekontaminacji różnią się znacznie pomiędzy szpitalami, co w dużej mierze zależy od dostępnych zasobów i wsparcia kierownictwa placówki [1].

Środowisko nieożywione opieki medycznej składa się z trzech podstawowych elementów: powierzchni, powietrza i środowiska wilgotnego (woda).

2. POWIERZCHNIE JAKO ŹRÓDŁO TRANSMISJI DROBNOUSTROJÓW

Strefę pacjenta definiuje się jako bezpośrednią przestrzeń wokół pacjenta, z którą pacjent i pracownik opieki zdrowotnej mają kontakt podczas świadczenia opieki. Na oddziałach szpitalnych środowisko pacjenta definiuje się jako obszar, w którym znajdują się: sprzęt, urządzenia medyczne, meble, rzeczy osobiste pacjenta i toaleta. Na oddziałach intensywnej terapii (OIT) otoczenie pacjenta to przestrzeń obejmująca stanowisko opieki jednego pacjenta oraz przedmioty i wyposażenie stanowiska. W salach wieloosobowych jest to obszar pomiędzy kurtynami/parawanami [4].

Transmisja patogenów, których źródłem są pacjenci skolonizowani lub zakażeni MDRO najczęściej jest następstwem bezpośredniego kontaktu ze skażonymi powierzchniami, sprzętem lub rękami personelu medycznego. Opisano cztery drogi transmisji MDRO:

1. z zanieczyszczonych powierzchni, pomimo końcowej dekontaminacji pomieszczeń izolacyjnych, co powoduje ryzyko nabywania zakażenia lub kolonizacji przez kolejnych pacjentów przyjętych do tej samej sali;
2. ze skażonych powierzchni w izolatkach, co powoduje ryzyko zanieczyszczenia rąk personelu medycznego;
3. z zanieczyszczonego, przenośnego sprzętu;
4. z zanieczyszczonych powierzchni w pokojach niezidentyfikowanych nosicieli MDRO [1].

Źródłem skażenia rąk personelu może być zarówno pacjent, jak i jego otoczenie.

Tab.1. Przenoszenie patogenów z pacjentów i powierzchni na ręce personelu medycznego wg Otter J. A. i wsp. [3]

Bezpośredni kontakt z pacjentem	Kontakt ze środowiskiem
	U 52% z 44 pracowników stwierdzono VRE na rękach lub rękawicach ochronnych
U 45% z 50 pracowników stwierdzono MRSA na rękach w rękawicach ochronnych	U 40% z 50 pracowników stwierdzono MRSA na rękach w rękawicach ochronnych
U 50% z 30 pracowników stwierdzono <i>C. difficile</i> na rękach w rękawicach ochronnych	U 50% z 30 pracowników stwierdzono <i>C. difficile</i> na rękach w rękawicach ochronnych
Przestrzeganie higieny rąk: 80%	Przestrzeganie higieny rąk: 50%

3. PRZEŻYWALNOŚĆ DROBNOUSTROJÓW W ŚRODOWISKU

Większość bakterii Gram-dodatnich, takich jak *Enterococcus* spp. (w tym VRE), *Staphylococcus aureus* (w tym MRSA) lub *Streptococcus pyogenes* oraz Gram-ujemne pałeczki, takie jak *Acinetobacter* spp., *Escherichia coli*, *Klebsiella* spp., *Pseudomonas aeruginosa*, *Serratia marcescens* lub *Shigella* spp., mogą przeżywać na powierzchniach przez wiele miesięcy. Bakterie, takie jak *Bordetella pertussis*, *Haemophilus influenzae*, *Proteus vulgaris* lub *Vibrio cholerae*, utrzymują się na suchych powierzchniach tylko przez kilka dni. Najdłużej na powierzchniach przeżywają prątki, w tym *Mycobacterium tuberculosis* i bakterie wytwarzające zarodniki, w tym *Clostridioides difficile* (tabela 2) [5]. Zdolność przeżycia drobnoustrojów w środowisku wydłuża zwiększona wilgotność (bez wpływu na przeżywalność gronkowca złocistego) i niższa temperatura. Obecność surowicy lub albumin, niska temperatura i wysoka wilgotność zostały opisane jako czynniki sprzyjające dłuższej przeżywalności grzybów w środowisku. Większość wirusów odpowiedzialnych za zakażenia dróg oddechowych, takich jak koronawirusy, wirusy coxsackie, grypy lub rinowirusy mogą utrzymywać się na powierzchni przez kilka dni. Wirusy bytujące w przewodzie pokarmowym, takie jak astrowirus, HAV, wirus polio lub rota utrzymują się w środowisku przez około 2 miesiące. Wirusy przenoszone przez krew, takie jak HBV lub HIV, mogą utrzymywać się na powierzchniach zanie-

czyszczonych krwią przez ponad tydzień. Herpeswirusy takie jak: CMV lub HSV typu 1 i 2 utrzymują swoją aktywność na powierzchniach od kilku godzin do 7 dni. Wilgotność środowiska wpływa zmiennie na aktywność wirusów i np. zwiększona wilgotność sprzyja utrzymywaniu się enterowirusów i rinowirusów, natomiast niska wilgotność wydłuża aktywność wirusów HSV i HAV. Obecność kału i wysokie inoculum drobnoustrojów również wydłużało przetrwanie wirusów w środowisku [5].

Tab. 2. Utrzymywanie się drobnoustrojów istotnych klinicznie w środowisku suchym, nieożywionym. [5]

DROBNOUSTRÓJ	ZAKRES CZASU
1. Bakterie	
<i>Acinetobacter</i> spp.	3 dni do 5 miesięcy
<i>Bordetella pertussis</i>	3 - 5 dni
<i>Campylobacter jejuni</i>	powyżej 6 dni
<i>Clostridioides difficile</i> (spory)	5 miesięcy
<i>Chlamydia pneumoniae</i> , <i>C. trachomatis</i>	≤ 30 godzin
<i>Chlamydia psittaci</i>	15 dni
<i>Corynebacterium diphtheriae</i>	7 dni - 6 miesięcy
<i>Corynebacterium pseudotuberculosis</i>	1 - 8 dni
<i>Escherichia coli</i>	1,5 godziny - 16 miesięcy
<i>Enterococcus</i> spp. (w tym VRE)	5 dni - 4 miesięcy
<i>Haemophilus influenzae</i>	12 dni
<i>Helicobacter pylori</i>	≤ 90 minut
<i>Klebsiella</i> spp.	2 godz. do >30 miesięcy
<i>Listeria</i> spp.	1 dzień - miesiące
<i>Mycobacterium bovis</i>	>2 miesięcy
<i>Mycobacterium tuberculosis</i>	1 dzień - 4 miesiące
<i>Neisseria gonorrhoeae</i>	1 - 3 dni
<i>Proteus vulgaris</i>	1 - 2 dni
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	6 godzin - 16 miesięcy; na suchej podłodze: 5 tygodni
<i>Salmonella typhi</i>	6 godzin - 4 tygodnie
<i>Salmonella typhimurium</i>	10 dni - 4,2 roku
<i>Salmonella</i> spp.	1 dzień
<i>Serratia marcescens</i>	3 dni - 2 miesięcy; na suchej podłodze: 5 tygodni
<i>Shigella</i> spp.	2 dni - 5 miesięcy
<i>Staphylococcus aureus</i> (w tym MRSA)	7 dni - 7 miesięcy
<i>Streptococcus pneumoniae</i>	1 - 20 dni
<i>Streptococcus pyogenes</i>	3 dni - 6,5 miesiąca
<i>Vibrio cholerae</i>	1 - 7 dni
2. Grzyby	
<i>Candida albicans</i>	1 - 120 dni
<i>Candida parapsilosis</i>	14 dni
<i>Candida glabrata</i>	102 - 150 dni
3. Wirusy	

Adenovirus	7 dni - 3 miesiące
Astrovirus	7 - 90 dni
Coronavirus (w tym SARS)	72 - 96 godzin
Coxsackievirus	>2 tygodnie
Cytomegalovirus	8 godzin
Echovirus	7 dni
HAV	2 godzin - 60 dni
HBV	>1 tygodnia
HIV	>7 dni
Herpes simplex virus, typ 1 i 2	4,5 godziny - 8 tygodni
Influenza virus	1 - 2 dni
Norovirus i Feline calicivirus (FCV)	8 godzin - 7 dni
Papillomavirus 16	>7 dni
Papovavirus	8 dni
Parvovirus	>1 roku
Poliovirus typ 1	4 godzin - do 8 dni
Poliovirus typ 2	1 dzień - 8 tygodni
Pseudorabiesvirus	≥7 dni
Respiratory syncytialvirus	do 6 godzin
Rhinovirus	2 godzin - 7 dni
Rotavirus	6 - 60 dni
Vacciniavirus	3 tygodni - >20 tygodni

4. WYBRANE MDRO I ZNACZENIE ŚRODOWISKA W ICH ROZPRZESTRZENIANIU

4.1. Oporny na metycylinę *Staphylococcus aureus* (MRSA)

MRSA po raz pierwszy został opisany w 1961 r. Obecnie jest on uznawany za jeden z głównych patogenów odpowiedzialnych za zakażenia szpitalne, a w wielu miejscach występuje endemicznie i stanowi problem ściśle związany z higieną szpitalną [6,7,8,9]. Badania wykazały, że *S. aureus* jest zdolny do przetrwania w środowisku przez długi czas i jest odporny na wysuszenie. Potwierdzono, że główną drogą przenoszenia są ręce pracowników ochrony zdrowia, a skolonizowani lub zakażeni pacjenci są głównymi rezerwuarami drobnoustroju [10]. Higiena rąk jest powszechnie uznawana za najważniejszą metodę zapobiegania kolonizacji i zakażeniom o etiologii MRSA [11]. MRSA został wykryty w wielu miejscach szpitala, w tym na pościeli, sprzęcie medycznym i meblach, stąd też transmisja za pośrednictwem środowiska nieożywionego może odgrywać ważną rolę [8]. Chociaż nie ma dowodów na bezpośrednią transmisję MRSA ze środowiska do pacjentów, to istnieją dowody, że skażone nim środowisko może być przyczyną zanieczyszczenia rękawic personelu medycznego i przeniesienia tych bakterii na pacjentów [10].

Wyniki badania Hardy'ego i wsp. wykazały, że MRSA izolowano ze środowiska OIT podczas każdego badania przesiewowego bez względu na liczbę pacjentów skolonizowanych na tym oddziale. W 20 (37,5%) z 56 przypadków szczepy izolowane od pacjenta i szczepy izolowane z ich bezpośredniego otoczenia były genetycznie nierozróżnialne. W przypadku 3 z 26 pacjentów uzyskano silne dowody, że pacjenci nabyli MRSA ze środowiska [10].

Huang i wsp. zbadali czas przeżycia dwóch szczepów MRSA na trzech typach powierzchni szpitalnych. Wyniki wykazały, że szczep MRSA przeżył 11 dni na plastikowej karcie pacjenta, ponad 12 dni na laminowanym blacie i 9 dni na zasłonie z tkaniny [12]. Fakt, że MRSA może przetrwać w suchych warunkach w temperaturze pokojowej przez czas wykazany w tym badaniu sugeruje, że skażone środowisko może być ważnym i pomijanym źródłem MRSA. Transmisja MRSA przez powietrze występuje z mniejszą częstotliwością niż transmisja drogą kontaktową, ale MRSA w postaci bioaerozolu może zanieczyścić powietrze i być przyczyną zakażenia nabytego drogą powietrzną [8]. W badaniu przeprowadzonym w Japonii przez Shiomori i wsp., oceniono liczbę unoszących się w powietrzu cząsteczek zawierających MRSA przed, w trakcie i po postaniu łóżka w pokojach 13 pacjentów z zakażeniem lub kolonizacją MRSA. Wykryte cząstki zawierające MRSA miały średnicę 2-3 µm przed ścieleniem łóżka i >5 µm podczas zmiany pościeli. Liczba ta była znacznie wyższa 15 minut po pościeleniu łóżka, co sugeruje, że MRSA wtórnie krążył w powietrzu w wyniku ruchu na sali [8]. Wilson i wsp. stwierdzili istotną korelację między liczbą pacjentów skolonizowanych MRSA na oddziale a liczbą próbek powietrza, w których stwierdzano obecność MRSA [13].

4.2. Enterokoki odporne na wankomycynę (VRE)

Dwoma najczęstszymi ludzkimi patogenami z rodzaju *Enterococcus* są *E. faecalis* i *E. faecium*. Enterokoki mogą powodować różne zakażenia, w tym zakażenia ran, dróg moczowych i bakteriemie. Szacuje się, że 30% zakażeń enterokokowych w szpitalu jest spowodowanych szczepami opornymi na wankomycynę [14,15].

Zanieczyszczenie środowiska, zwłaszcza powierzchni, jest ważnym czynnikiem przyczyniającym się do rozprzestrzeniania tych bakterii w szpitalach [16]. W badaniu prowadzonym na OIT spośród 1647 próbek środowiskowych w 107 (6,5%) stwierdzono VRE, przy czym znacznie częściej był on obecny w izolatkach niż w obszarze „otwartym” (9,1% vs 4,1%; $P < 0,0001$). Najczęściej skażonymi miejscami VRE były: stojak do kroplówek, panel kontrolny łóżka i uchwyty kart – powierzchnie te łącznie stanowiły 61% skażonych miejsc [17].

Znaczenie zanieczyszczenia powietrza z punktu widzenia kontroli zakażeń nie zostało ustalone. W badaniu w ramach, którego dwa razy w tygodniu pobierano próbki powietrza ze środowiska wykazano, że w ponad 80% dodatknych próbek powietrza obecne były odporne na wankomycynę enterokoki (VRE). Zaobserwowano zwiększone wskaźniki zanieczyszczenia powietrza w okresie przyjmowania przez pacjenta skolonizowanego VRE leków przeczyszczających. Typowanie molekularne potwierdziło, że szczepy izolowane od pacjenta i z powietrza należały do tego samego klonu [15].

Uważa się, że bioaerozol enterokoków nie stwarza bezpośredniego ryzyka dla pacjentów, ale w znacznym stopniu przyczynia się do zanieczyszczenia środowiska, co jak wykazano, zwiększa ryzyko kolonizacji pacjentów [18].

4.3. *Acinetobacter baumannii*

W ostatnich latach pałeczki *A. baumannii* odporne na karbapenemy stały się ważnym patogenem szpitalnym [14,18]. Istotną cechą szczepów tego gatunku jest zdolność przetrwania w suchych warunkach przez dłuższy czas, co czyni środowisko szpitalne głównym rezerwuarem tego organizmu [19-22]. *A. baumannii* jest często izolowany ze sprzętu medycznego wielokrotnego użytku, w tym sprzętu do terapii oddechowej, urządzeń do monitorowania ciśnienia tętniczego, pulsoksymetrów, materacy, poduszek, klawiatur komputerów, telefonów komórkowych, sprzętu do sprzątania, ale także nawilżaczy, umywalek oraz z systemów wentylacyjnych [23].

W wielu badaniach uzyskano wzrost *A. baumannii* w posiewach próbek powietrza [24-30]. Uznano, że powietrze jest możliwym wektorem przyczyniającym się do zanieczyszczenia środowiska pacjenta zakażonego lub skolonizowanego wielolekoopornym szczepem tego gatunku. Całokształt dowodów wskazuje, że powietrze odgrywa ważną rolę w poziomej transmisji tego patogenu między pacjentami.

4.4. *Pseudomonas aeruginosa*

P. aeruginosa jest częstym patogenem związanym między innymi z zakażeniami szpitalnymi, w tym z zapaleniem płuc, zakażeniami krwi, zakażeniami dróg moczowych i zakażeniami miejsca operowanego [14]. Obecność *P. aeruginosa* wykazano przede wszystkim w wodzie, gdzie może on występować 2-krotnie częściej niż w wilgotnym środowisku i 8-krotnie częściej niż na suchych powierzchniach [31]. W suchym środowisku, w cząsteczkach plwociny, *P. aeruginosa* może przetrwać nawet do 5 dni [32]. W badaniach przeprowadzonych wśród pacjentów z mukowiscydozą wykazano jego obecność także w powietrzu ich otaczającym: wyniki dodatnie uzyskano w 80% próbek powietrza pobranych z pomieszczeń pacjenta i 60% z próbek pobranych na korytarzach oddziału [32, 33]. Co ciekawe, obecność pałeczek nie została wykryta po końcowym czyszczeniu, co podkreśla znaczenie dekontaminacji środowiska w zapobieganiu transmisji tych drobnoustrojów. Wykazano również, że stosowanie nawilżaczy powietrza w terapii oddechowej u pacjentów hospitalizowanych powoduje wysoki stopień zanieczyszczenia powietrza przez *P. aeruginosa* [30,34].

4.5. Enterobacterales wytwarzające karbapenemazy (CPE)

Enterobacterales wytwarzające karbapenemazy występują endemiczne w wielu szpitalach na całym świecie [35]. Coraz więcej dowodów wskazuje na środowisko wodne szpitali, jako jedno ze źródeł tych drobnoustrojów. Enterobacterales odporne na karbapenemy (CRE) zostały wyizolowane ze środowiska w otoczeniu skolonizowanych/zakażonych pacjentów, w tym z poduszek, pomp infuzyjnych, stolików i toalet. Powierzchnie bliżej pacjenta są częściej zanieczyszczone; w 5-15% próbek pobranych z poręczy i stolików przyłóżkowych wyhodowano CRE. Havill i wsp. opisali przeżycie CRE na powierzchni ze stali nierdzewnej przez ponad 10 dni (przy wysokim inokulum tj. 5-7 log₁₀), natomiast Weber i wsp. ustalili, że trzy gatunki CRE (*Klebsiella*, *Enterobacter* i *Escherichia coli*) słabo przeżywają w środowisku (>85% wyginęło w ciągu 24 godzin; przy niskim inokulum tj. ok. 2 log₁₀). Z małymi wyjątkami wykazano, że bakterie odporne na antybiotyki nie mają zmniejszonej wrażliwości na środki dezynfekcyjne [36]. Kanamori i wsp. ocenili skuteczność 21 środków dezynfekcyjnych przeciwko wielu szczepom CRE w czasie 1 minuty kontaktu i w obecności 5% surowicy bydlęcej. Cztery preparaty do dezynfekcji wysokiego stopnia osiągnęły redukcję >4 log₁₀ dla wszystkich testowanych szczepów, ale po zastosowaniu 0,55% ortoftalaldehydu uzyskano redukcję 2,4-4,8 log₁₀ w zależności od testowanego szczepu CRE. Osiem preparatów dezynfekujących uzyskało redukcję >4 log₁₀. Dziewięć testowanych preparatów antyseptycznych (70% etanol, 10% jodopowidon, 2% i 4% glukonian chlorheksydyny, 70% alkohol izopropylowy i 1% chloroksylenol) osiągnęło redukcję ≥2,9 log₁₀ przeciwko wszystkim testowanym szczepom CRE. W oparciu o to badanie, środki dezynfekcyjne zarejestrowane przez EPA i środki antyseptyczne zatwierdzone przez FDA mogą być stosowane do dezynfekcji wysokiego poziomu sprzętu/instrumentów, dezynfekcji powierzchni i antyseptyki rąk [36].

Wykazano, że urządzenie UV-C do dezynfekcji pomieszczeń dezaktywuje >5 log₁₀ CRE w bezpośredniej linii promieniowania i >4 log₁₀ redukcji CRE w pośredniej linii promieniowania, gdy jest ono używane w zalecanym czasie (tj. 5-10 minut). Skuteczność UV-C w dezynfekcji pomieszczeń została potwierdzona również w innym badaniu [36].

5. HIGIENA ŚRODOWISKA SZPITALNEGO

5.1. Organizacja procesu sprzątania i edukacja personelu

Usługi związane ze sprzątaniem powinny być odpowiednio zorganizowane i dostosowane do potrzeb danego szpitala. Dyrekcja szpitala powinna upewnić się, że służby sprzątające dysponują odpowiednio wyszkolonym personelem i posiadają sprzęt i środki potrzebne do skutecznego sprzątania [37,38].

Wszystkie placówki medyczne muszą określić program monitorowania środowiska szpitalnego obejmujący:

1. Wystarczającą liczbę osób nadzorujących i koordynujących proces sprzątania, przeszkolonych i posiadających wiedzę na temat standardów czyszczenia;
2. Pisemne zasady i procedury mycia i dezynfekcji obejmujące:
 - zdefiniowaną odpowiedzialność za sprzątanie określonych obszarów i wyposażenia,
 - procedury rutynowego (codziennego) sprzątania i sprzątania po wypisie pacjenta,
 - procedury sprzątania w obszarach prowadzenia prac budowlanych/remontowych,
 - procedury dotyczące sprzątania w konkretnych sytuacjach, takich jak występowanie przypadków VRE, czy *C. difficile*,
 - procedury dotyczące sprzątania w trakcie trwania ognisk epidemicznych,
 - standardy częstotliwości mycia i dezynfekcji;
3. Wstępne i regularnie powtarzane szkolenia dla wszystkich pracowników zajmujących się sprzątaniem;
4. Monitorowanie czystości środowiska;
5. Przegląd i aktualizację wszystkich zasad i procedur sprzątania [39].

Jednym z najważniejszych czynników decydujących o bezpieczeństwie sprzątania środowiska szpitalnego jest odpowiednia liczba personelu sprzątającego [38, 40-43].

Poziom zatrudnienia musi być odpowiedni dla poszczególnych działów szpitala z uwzględnieniem klasyfikacji ryzyka zakażeń i częstotliwości sprzątania, z możliwością zwiększenia liczby personelu w przypadku wystąpienia ogniska epidemicznego [42].

Najlepsza metoda określania średniego czasu sprzątania, a tym samym odpowiedniego poziomu zatrudnienia, nie została opisana.

Szczegółowe oszacowanie czasu, jaki pracownik firmy sprzątającej powinien poświęcić na sprzątanie danego pomieszczenia jest trudne, dlatego nie ma wielu badań w tym zakresie. Wiąże się to z wieloma czynnikami, między innymi:

- wielkością danego pomieszczenia
- rodzajem sprzątania jakie powinno zostać wykonane
- ilością sprzętów znajdujących się w danej sali oraz tym, czy są to sprzęty jednorazowe lub dedykowane dla pacjenta, które usuwa się po wypisie pacjenta, czy sprzęty które powinny być poddane regularnemu myciu/dezynfekcji
- odpowiedzialnością danego personelu sprzątającego
- doświadczeniem personelu sprzątającego.

Konieczne jest przeprowadzenie badań klinicznych w celu dalszej oceny wpływu zwiększenia czasu czyszczenia na częstość występowania zakażeń szpitalnych [44].

Dostępne badania opisują przede wszystkim czas spędzany przez dany personel medyczny na sprzątaniu, myciu/dezynfekcji w trakcie dyżuru [45,46].

Badania ankietowe przeprowadzone wśród menadżerów zajmujących się organizacją sprzątania w kanadyjskich szpitalach dotyczące codziennego sprzątania sali oraz sprzątania po wypisie pacjenta wykazały, że czas sprzątania był znacznie dłuższy w przypadku sal, w których przebywali pacjenci poddawani izolacji. Mediana codziennego rutynowego sprzątania jednoosobowej sali pacjenta bez stosowania izolacji kontaktowej zajęła 15 minut, natomiast w przypadku zastosowania izolacji związanej z *C. difficile* zajęła 33 minuty. Mediana sprzątania jednoosobowej sali po wypisie pacjenta bez stosowania izolacji kontaktowej wyniosła 30 minut, natomiast w przypadku zastosowania izolacji związanej z *C. difficile* wyniosła 58 minut [47]. W badaniu Dancer i wsp. oceniono wpływ dodatkowego sprzątania na występowanie zakażeń MRSA. Jedna dodatkowa osoba sprzątająca spowodowała zmniejszenie o 33% częstości występowania MRSA na najczęściej dotykanych powierzchniach oraz o 27% redukcję pojawiania się nowych zakażeń MRSA na oddziale [48].

Liczba personelu nadzorującego sprząkanie musi być dostosowana do liczby personelu sprząającego (np. jeden przełożony na 15-20 pracowników w obszarach opieki nad pacjentem, w szpitalu przyjmującym pacjentów w trybie ostrego dyżuru) [49].

Wszystkie aspekty sprzątania środowiska muszą być nadzorowane i wykonywane przez kompetentny, przeszkolony personel. Placówka opieki zdrowotnej i firmy kontraktowe muszą zapewniać regularną edukację i wsparcie, aby pomóc personelowi w konsekwentnym wdrażaniu bezpiecznego i skutecznego sprzątania, zapobieganiu i kontroli zakażeń oraz praktyk w zakresie bezpieczeństwa i higieny pracy [50-57].

Edukację w zakresie zapobiegania i kontroli zakażeń oraz bezpieczeństwa i higieny pracy należy zapewnić na początku zatrudnienia, w ramach szkolenia wstępnego oraz w ramach kształcenia ustawicznego. Należy zwrócić uwagę na względy ergonomiczne i bezpieczne zarządzanie środkami chemicznymi [42,58,59].

5.2. Klasyfikacja obszarów ryzyka środowiska szpitalnego i częstotliwość sprzątania

Częstotliwość mycia i dezynfekcji poszczególnych powierzchni lub przedmiotów w konkretnych obszarach lub na oddziałach szpitalnych zależy od:

1. lokalizacji powierzchni - powierzchnie znajdujące się w najbliższym otoczeniu pacjenta i często dotykane przez personel medyczny lub pacjenta;
2. rodzaju zabiegów/czynności wykonywanych w danym obszarze i związanego z tym ryzyka zakażenia;
3. podatności na zakażenie pacjentów przebywających w danych obszarach medycznych;
4. prawdopodobieństwa zanieczyszczenia środowiska ocenianego na podstawie liczby powierzchni skażonych płynami ustrojowymi [5, 60-63].

Powierzchnie często dotykane - to takie, które mają częsty kontakt z dłońmi np. klamki, przyciski windy, telefony, dzwonki, poręcze, przełączniki światła, spłuczki toaletowe, sprzęt monitorujący, pompy infuzyjne, stolik przyłóżkowy, rama łóżka.

Powierzchnie rzadko dotykane – to te, które mają minimalny kontakt z dłońmi np.: ściany, sufity, lustra i parapety [64,65].

Tab. 3. Klasyfikacja obszarów ryzyka w szpitalu w odniesieniu do częstotliwości wymaganego mycia/dezynfekcji powierzchni wg Health Service Executive: National Cleaning Manual Appendices, 2006 [66]

Kategoria	Status	Obszary szpitala
1	Bardzo wysokie ryzyko	Oddział chorób zakaźnych, izolacyjny i obszary kohortowania pacjentów Oddział intensywnej terapii dorosłych, dzieci i noworodków Blok operacyjny Pracownia endoskopii Oddział transplantologii, hematologii i onkologii Oddział leczenia oparzeń Apteka – pomieszczenia czyste Stacja dializ Sale chorych z obniżoną odpornością Obszary gdzie wykonywane są inwazyjne procedury medyczne
2	Wysokie ryzyko	Centralna sterylizatornia Izba przyjęć Sale izolacyjne Pomieszczenia do przygotowania/dystrybucji żywności (włączając w to wszystkie kuchnie i stołówki) Oddziały dzienne szpitala (włączając w to dzienny oddział chemioterapii) Pokoje i pomieszczenia po konsultacjach klinicznych / radiologicznych – sale, w których wykonywane są procedury inwazyjne (np. naczyniowe i neurochirurgiczne) Sale zabiegowe Oddziały - położnicze, kardiologiczne i chirurgiczne Obszary publiczne o wysokim natężeniu ruchu
3	Średnie ryzyko	Oddziały - wszystkie inne niż wyżej wymienione Oddziały dzienne szpitala (nieinwazyjne) Rehabilitacja Apteka ogólna Kostnica Radiologia (nieinwazyjna) Przychodnia przyszpitalna, w tym gabinety zabiegowe Pokoje konsultacyjne (nieinwazyjne) Korytarze Pokoje lekarskie Fizjoterapia Terapia zajęciowa Główne klatki schodowe
4	Niskie ryzyko	Pomieszczenia administracyjne Magazyn zaopatrzenia materiałów niesterylnych Archiwum Warsztaty techniczne Otoczenie zewnętrzne Sklepy Kaplica Biblioteka Sale konferencyjne Powierzchnie handlowe Szatnia personelu

Różne populacje pacjentów mają różną podatność na infekcje. W niektórych populacjach, takich jak pacjenci po przeszczepie szpiku kostnego lub z oparzeniami, podatność na zakażenie jest bardzo wysoka. U tych pacjentów poziom zanieczyszczenia środowiska ma istotne znaczenie w transmisji zakażeń szpitalnych w odróżnieniu od innych pacjentów o niższym ryzyku.

Prawdopodobieństwo zanieczyszczenia powierzchni, sprzętu lub obszaru opieki jest również związane z rodzajem wykonywanych czynności w danym obszarze opieki. Obszary można podzielić na:

- **Obszary silnie zanieczyszczone** - powierzchnie lub sprzęt są regularnie narażone na kontaminację znaczną ilością krwi lub płynami ustrojowymi (np. sala porodowa, sala w której wykonuje się zabiegi cewnikowania serca, oddział hemodializy, oddział ratunkowy, łazienki, z których korzystają pacjenci z biegunką).
- **Obszary umiarkowanie zanieczyszczone** - powierzchnie lub sprzęt są zanieczyszczane krwią lub płynami ustrojowymi (np. sale pacjentów, łazienki pacjentów).
- **Obszary lekko zanieczyszczone lub niezanieczyszczone** - powierzchnie lub przedmioty nie są narażone na zanieczyszczenie krwią lub innymi płynami ustrojowymi (np. biblioteka, biura).

Powierzchnie często dotykane, obszary, w których przebywają pacjenci szczególnie podatni na wystąpienie zakażenia i pacjenci często poddawani zabiegom inwazyjnym oraz mocno zanieczyszczone powierzchnie, przedmioty i sprzęt wymagają częstszego mycia/dezynfekcji [43,64, 67-69].

Mycie/dezynfekcja powierzchni często dotykanych powinna być wykonywana co najmniej raz dziennie i częściej, jeśli ryzyko zanieczyszczenia środowiska jest wyższe (np. na oddziałach intensywnej terapii) [43,64,67].

Pomieszczenia izby przyjęć i publiczne toalety w szpitalu powinny być sprzątane co cztery godziny. Toalety powinny być myte i dezynfekowane z zastosowaniem środków sporobójczych. Pomieszczenia te powinny być regularnie kontrolowane i sprzątane częściej w zależności od potrzeb i stopnia zanieczyszczenia [4].

Powierzchnie rzadko dotykane wymagają regularnego czyszczenia, gdy są zabrudzone lub w przypadku wypisu pacjenta ze szpitala. Wiele powierzchni rzadko dotykanych może podlegać czyszczeniu rzadziej niż raz dziennie (np. co drugi dzień, co tydzień), pod warunkiem, że powierzchnie te są czyszczone za każdym razem w przypadku wyraźnego zabrudzenia [70].

Dezynfekcja podłóg w placówkach medycznych jest nieuzasadniona poza obszarami takimi jak: blok operacyjny oraz węzły sanitarne. Badania wykazały, że dezynfekcja podłóg nie ma przewagi nad regularnym myciem z użyciem wody z detergentem i ma minimalny wpływ lub nie ma żadnego wpływu na występowanie zakażeń związanych z opieką zdrowotną [70-74]. Ponadto podłogi szybko zostają ponownie skażone drobnoustrojami występującymi w powietrzu oraz tymi przeniesionymi z obuwia lub wjeżdżającego sprzętu (na kółkach) czy poprzez zachłapanie płynami ustrojowymi [75-77]. Niemniej jednak placówki medyczne lub zakontraktowane firmy sprzątające mogą zdecydować się na użycie środka dezynfekcyjnego do czyszczenia powierzchni nie mających kontaktu z pacjentem i personelem medycznym (np. podłogi) w obszarach opieki w przypadku trudności z oceną ewentualnego zanieczyszczenia takich powierzchni materiałem biologicznym (krew, płyny ustrojowe) lub wielolekoopornymi drobnoustrojami [70].

Niekrytyczny sprzęt medyczny znajdujący się w środowisku pacjenta i używany między pacjentami (np. aparaty do mierzenia ciśnienia, elektroniczny sprzęt monitorujący, przenośne toalety) wymaga mycia/dezynfekcji po każdym użyciu [46,78-82].

Producenci sprzętu medycznego powinni dostarczyć instrukcje dotyczące mycia/dezynfekcji i konserwacji każdego sprzętu. Instrukcje te powinny zawierać informacje o tym:

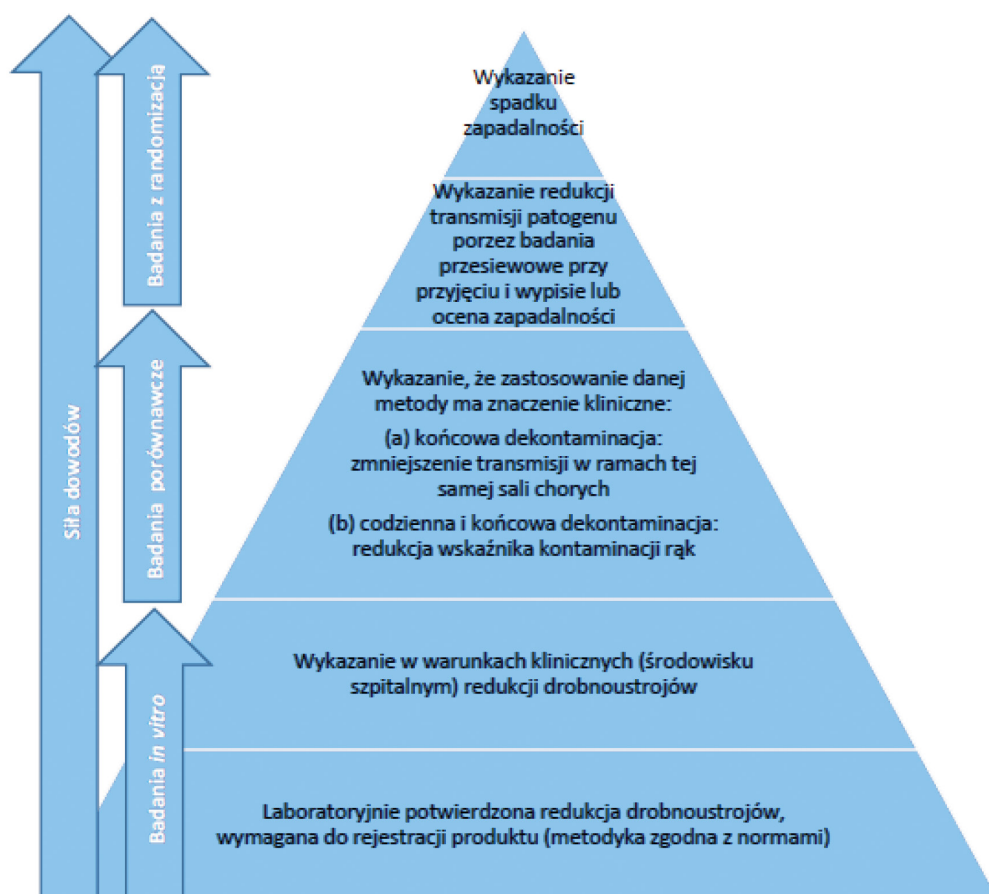
- jakie preparaty mogą być stosowane do dekontaminacji sprzętu,
- czy sprzęt jest wodoodporny lub czy można go bezpiecznie zanurzyć w celu mycia/dezynfekcji,
- w jaki sposób należy umyć/zdezynfekować sprzęt, jeśli wymagany jest serwis.

W przypadku braku instrukcji producenta niekrytyczny sprzęt medyczny (np. stetoskopy, mankiety do pomiaru ciśnienia krwi, urządzenia do dializ) zazwyczaj wymagają jedynie mycia/dezynfekcji od niskiego do średniego poziomu, w zależności od charakteru i stopnia zanieczyszczenia [83,84].

5.3. Dezynfekcja powierzchni – uwagi ogólne

Dobór strategii dekontaminacji środowiska szpitalnego powinien opierać się na hierarchii dowodów potwierdzających jej skuteczność (patrz ryc. 1). Podstawą doboru preparatów dezynfekcyjnych jest ich spektrum bójcze potwierdzone laboratoryjnie, zbadane zgodnie z aktualnie obowiązującymi normami, w warunkach najbardziej zbliżonych do praktycznych. Jednakże samo spektrum bójcze nie wystarcza do powzięcia decyzji jakie preparaty czy metody dezynfekcji należy wdrożyć. Kolejnym krokiem powinna być ocena skuteczności w warunkach klinicznych, poprzez analizę zmniejszenia zapadalności, skrócenia czasu hospitalizacji i efektywności kosztowej [85,86].

Pomimo postępów w dziedzinie dekontaminacji środowiska szpitalnego, wykazanie klinicznego wpływu zarówno starych, jak i nowych technologii pozostaje wyzwaniem. Na wyniki oceny ma wpływ wiele czynników związanych zarówno z pacjentami, jak i stosowanymi praktykami, które będą zakłócać związek między redukcją drobnoustrojów w środowisku a przerwaniem transmisji MDRO. Wśród tych czynników należy uwzględnić przede wszystkim: liczbę przyjmowanych pacjentów z czynnikami ryzyka nabycia MDRO lub bardziej zakaźnych (np. z biegunką), stosowanie procedur inwazyjnych w danym obszarze, wskaźniki przestrzegania higieny rąk i izolacji, interwencje mające na celu kontrolę źródła zakażenia np. kąpiele z chlorheksydyną. Ponieważ tylko niewielka część nabytych MDRO prowadzi do rozwoju objawowego zakażenia, powiązanie redukcji zakażeń z redukcją patogenów w środowisku jest jeszcze trudniejsze. Jednakowoż objawowe zakażenia bardziej niż kolonizacje korelują ze śmiertelnością, przedłużonym czasem hospitalizacji i kosztami, w związku z czym ostatecznie taka ocena powiązań jest konieczna do oszacowania opłacalności wdrażanych interwencji [85].



Ryc. 1. Hierarchia dowodów potwierdzających skuteczność metody dekontaminacji [85,86]

Tab. 4. Charakterystyka powszechnie stosowanych preparatów do dezynfekcji niskiego poziomu powierzchni niekrytycznych [87, 88]

Rodzaj preparatu do dezynfekcji niskiego stopnia	Zalety	Wady
Alkohol	• Spektrum: bakteriobójcze, prątkobójcze, grzybobójcze, wirusobójcze • Szybkie działanie • Łatwy w użyciu • Służy do dezynfekcji małych powierzchni, takich jak gumowe korki na fiolkach z lekami • Brak toksycznych pozostałości	• Brak aktywności sporobójczej • Obciążenie białkowe zmniejsza aktywność bójczą • Słabe działanie przeciw wirusom bezotczkowym (np. Noro) • Brak właściwości myjących • Niezarejestrowany przez EPA • Może uszkadzać sprzęt (np. utwardzić gumę, rozpuszczać klej) • Łatwopalny (duże ilości wymagają specjalnego przechowywania) • Szybko odparowuje, co utrudnia przestrzeganie czasu kontaktu • Niezalecany do dezynfekcji dużych powierzchni • Opisano ogniska epidemiczne związane z zanieczyszczonym alkoholem
Podchloryn sodu (chlor)	• Szerokie spektrum działania: bakteriobójcze, prątkobójcze, grzybobójcze, wirusobójcze, sporobójcze • Brak toksycznych pozostałości • Szybkie działanie • Niedrogi • Twardość wody nie ogranicza skuteczności • Niska częstość występowania poważnej toksyczności • Redukuje biofilm na powierzchniach • Względnie stabilny (np. 50% zmniejszenie stężenia chloru w ciągu 30 dni) • Używany jako środek dezynfekujący w uzdatnianiu wody • Zarejestrowany przez EPA	• Przy 5% stężeniu może powodować podrażnienie oczu, oparzenia jamy ustnej, gardła, przełyku i żołądka • W wysokich stężeniach (>500 ppm) uszkadza metale • Inaktywowany przez materię organiczną • Odbarwianie tkanin • Uwolnienie toksycznego chloru gazowego po zmieszaniu z kwasem lub amoniakiem • Potencjalnym zagrożeniem jest możliwość uwalniania toksycznych związków takich jak trihalogenometan
Nadtlenek wodoru AHP (Accelerated Hydrogen Peroxide: przyspieszony/ szybko działający nadtlenek wodoru)	• 30-sekundowe do 1 min. działanie bakteriobójcze i wirusobójcze • W czasie 5 min. prątkobójczy • Bezpieczny dla pracowników (najniższa kategoria toksyczności EPA, IV) • Bezpieczny dla środowiska • Działania nie ogranicza materia organiczna • Kompatybilny z powierzchniami • Nie korodujący powierzchni • Zarejestrowany przez EPA • Niebrudzący, niepalny • Łatwy do utrzymania właściwego czasu kontaktu	• Droższy niż inne środki dezynfekujące • W niskich stężeniach nie działa sporobójczo
Jodofory	• Bakteriobójcze, prątkobójcze, wirusobójcze • Używane do dezynfekcji korków butelek przed posiewem krwi	• Wymagają dłuższego kontaktu w przypadku aktywności grzybobójczej • Brak aktywności sporobójczej • Uszkadzają cewniki silikonowe • Częściej stosowane są jako środek antyseptyczny niż dezynfekujący

Rodzaj preparatu do dezynfekcji niskiego stopnia	Zalety	Wady
Fenole	• Bakteriobójcze, prątkobójcze, grzybobójcze, wirusobójcze • Niedrogie • Zarejestrowane przez EPA • Nie pozostawiają plam i są niepalne	• Brak aktywności sporobójczej • Wchłaniane przez porowate materiały i drażnią tkanki • Depigmentacja skóry spowodowana niektórymi fenolami • Hiperbilirubinemia u niemowląt, gdy fenol nie jest przygotowany zgodnie z zaleceniami
Czwartorzędowe związki amoniowe (np. bromek didecyldimetyloamoniowy, bromek dioktyldimetyloamoniowy)	• Bakteriobójcze, grzybobójcze, wirusobójcze wobec wirusów otoczkowych (np. HIV) • Dobre środki czyszczące • Zarejestrowane przez EPA • Kompatybilne z powierzchniami • Utrzymujące się działanie przeciwdrobnoustrojowe, gdy powierzchnie nie są używane • Niedrogie	• Brak aktywności sporobójczej, ogólnie nie są prątkobójcze i nie mają aktywności wirusobójczej wobec wirusów bezotoczkowych • Wysoka twardość wody i bawełna / gaza mogą ograniczać działanie bakteriobójcze • Przypadki astmy u personelu w wyniku narażenia na chlorek benzalkoniowy • Obciążenie białkowe zmniejsza aktywność bójczą • Wielokrotnie opisywano ogniska epidemiczne związane z zanieczyszczonym chlorkiem benzalkoniowym
Alkohol i czwartorzędowe związki amoniowe	• Spektrum: bakteriobójcze, prątkobójcze, grzybobójcze, wirusobójcze (wirusy otoczkowe i wiele wirusów bezotoczkowych, np. adenowirusy, rotawirusy, enterowirusy, rinowirusy) • Szybko działający • Kompatybilny z powierzchniami • Niebrudzący • Utrzymujące się działanie przeciwdrobnoustrojowe, gdy powierzchnie nie są używane • Zarejestrowano EPA	• Brak działania sporobójczego • Odparowuje szybciej niż środki dezynfekcyjne na bazie wody
Kwas nadctowy z nadtlenkiem wodoru	• Spektrum: bakteriobójcze, grzybobójcze, wirusobójcze, sporobójcze (np. <i>C. difficile</i>) • Aktywny w obecności obciążenia białkowego • Przyjazne dla środowiska (rozkłada się do kwasu octowego, O₂, H₂O) • Zarejestrowany przez EPA • Kompatybilny z powierzchniami	• Brak stabilności • Potencjalna niezgodność materiałowa z mosiądzem i miedzią • Droższy niż większość innych środków dezynfekcyjnych • Zapach może być drażniący • Może powodować uszkodzenie błony śluzowej i układu oddechowego

Większość zarejestrowanych przez Agencję Ochrony Środowiska (EPA) środków dezynfekcyjnych ma określony 10-minutowy czas działania. Jednak wielu badaczy wykazało skuteczność środków dezynfekcyjnych przeciwko formom wegetatywnym bakterii (np. *Listeria*, *Escherichia coli*, *Salmonella*, VRE, MRSA), komórkom drożdży (np. *Candida*), prątkom (np. *Mycobacterium tuberculosis*) oraz wirusom (np. wirus polio) w czasie ekspozycji 30-60 sekund. W związku z tym, z punktu widzenia inaktywacji drobnoustrojów, dopuszczalne jest dezynfekowanie niekrytycznego sprzętu medycznego (np. mankietu ciśnieniomierza) i niekrytycznych powierzchni (np. stoliki przyłóżkowe) środkiem dezynfekcyjnym lub myjąco-dezynfekcyjnym w odpowiednim stężeniu użytkowym i czasie kontaktu ≥ 1 minuty. Typowy czasu schnięcia naniesionego preparatu na powierzchni wynosi 1-4 minuty, a inaktywacja drobnoustrojów następuje w ciągu 30-60 sekund, dlatego zalecana jest jednorazowa aplikacja środka dezynfekcyjnego o czasie kontaktu co najmniej 1 minuty do wszystkich niekrytycznych powierzchni [88].

Interwencje w zakresie dezynfekcji środowiska obejmują zarówno proste interwencje polegające na zamianie jednego produktu dezynfekującego na inny, jak i intensywne wysiłki na rzecz poprawy wydajności dekontaminacji poprzez edukację oraz monitorowanie i informacje zwrotne dla personelu sprząającego.

Interwencje w zakresie dezynfekcji zostały podzielone na 3 kategorie:

1. substytucje środków dezynfekcyjnych (tj. zmiana na środek dezynfekcyjny o zwiększonej skuteczności przeciwko konkretnemu patogenowi),
2. interwencje w celu poprawy skuteczności praktyk czyszczenia i dezynfekcji,
3. stosowanie dezynfekcji bezdotykowej (generatory nadtlenu wodoru, promieniowanie UV) [1].

W praktyce substytucje środków dezynfekcyjnych najczęściej polegają na zamianie środków bez aktywności sporobójczej na sporobójcze w celu zapobiegania rozprzestrzenianiu *C. difficile*. W przypadku patogenów podatnych na szeroki zakres środków dezynfekcyjnych (np. MRSA, VRE i pałeczki Gram-ujemne) wdrażane są interwencje mające na celu poprawę skuteczności czyszczenia i dezynfekcji bez zmiany rodzaju stosowanego preparatu [1].

W oparciu o drogi przenoszenia z udziałem środowiska, ustalono cztery strategie dezynfekcji środowiska w celu ograniczenia ryzyka transmisji:

1. poprawa czyszczenia i dezynfekcji pomieszczeń pacjentów, o których wiadomo, że są zakażeni lub skolonizowani MDRO (tj. końcowa dekontaminacja izolatek) co zmniejsza ryzyko zakażenia lub skolonizowania pacjentów przyjętych do tej samej sali w wyniku kontaktu ze skażonymi powierzchniami [89]
2. codzienna dezynfekcja powierzchni dotykowych w izolatkach w celu zmniejszenia ryzyka zanieczyszczenia rąk personelu medycznego sprawującego opiekę nad pacjentem [43,90]
3. dezynfekcja przenośnego sprzętu między pacjentami lub użycie sprzętu jednorazowego w izolatkach w celu zmniejszenia ryzyka transmisji drobnoustrojów [91]
4. poprawa czyszczenia i dezynfekcji wszystkich pomieszczeń może być korzystna w sytuacji, kiedy istnieje obawa, że wielu nosicieli nie zostanie zidentyfikowanych lub zostaną zidentyfikowani z opóźnieniem [91]

5.4. Bezdotykowe systemy dekontaminacji pomieszczeń

Bezdotykowe urządzenia do dekontaminacji są coraz częściej stosowane jako uzupełnienie standardowego czyszczenia i dezynfekcji w zakładach opieki zdrowotnej. Istnieją przekonujące dowody na zmniejszenie skażenia mikrobiologicznego środowiska, a także coraz więcej doniesień na temat zmniejszania częstości kolonizacji i zakażeń związanych z opieką zdrowotną. Najczęściej stosowane urządzenia bezdotykowe oparte są na dezynfekcji z użyciem:

- promieniowania ultrafioletowego (UV-C),
- pary lub aerozolu nadtlenu wodoru,
- aerozolu kwasu nadoctowego.

Technologie te są stosowane przede wszystkim do dekontaminacji końcowej pomieszczeń pacjenta (po wypisie). Jednak coraz częściej obserwowane jest rozszerzenie zastosowań do nowych obszarów, takich jak sale operacyjne i mniejsze, zamknięte przestrzenie do odkażania przenośnego sprzętu medycznego czy telefonów komórkowych [93].

Promieniowanie UV

Promieniowanie UV rozrywa wiązania cząsteczkowe w kwasach nukleinowych, niszcząc w ten sposób drobnoustroje. Większość urządzeń do dezynfekcji pomieszczeń wykorzystuje promieniowanie UV-C, które ma charakterystyczną długość fali w zakresie 200-270 nm (np. 254 nm). Stosowane są również urządzenia wykorzystujące pulsacyjne promieniowanie ksenonowe, które wytwarza światło UV w zakresie od 200 do 320 nm. Skuteczność promieniowania UV w dezynfekcji sal chorych jest funkcją wielu parametrów, w tym: obciążenia biologicznego, patogenu, wielkości skażenia mikrobiologicznego, dawki promieniowania, odległości od urządzenia, czasu ekspozycji, obszaru, na które pada bezpośrednio promieniowanie, rozmiaru, kształtu i powierzchni pomieszczenia. Z analizy wyników badań przeprowadzonej przez Webera i wsp. można wyciągnąć następujące wnioski:

- można uzyskać redukcję drobnoustrojów $3 \log_{10}$ w ciągu 5-25 minut za pomocą UV-C;
- potrzeba więcej czasu i energii, aby inaktywować patogeny zarodnikujące, takie jak *C. difficile*;
- poziom inaktywacji z użyciem pulsacyjnego ksenonu może być mniejszy niż w przypadku UV-C (opiera się to jednak na ograniczonej liczbie opublikowanych wyników);
- poziom inaktywacji na powierzchniach w bezpośredniej linii padania promieniowania UV może być do $2 \log_{10}$ większy dla *C. difficile*, niż poza nią;
- wykazano, że czas potrzebny do inaktywacji patogenów może zostać skrócony dzięki zastosowaniu odbłaskowej farby ściennej dla UV [94].

W metaanalizie przeprowadzonej przez Marra i wsp. stwierdzono statystycznie istotne zmniejszenie zapadalności na *C. difficile* (pRR, 0,64; 95% przedział ufności [CI], 0,49-0,84) i VRE (pRR, 0,42; 95% CI, 0,28-0,65). Nie stwierdzono różnic we wskaźnikach zapadalności spowodowanych przez MRSA lub Gram-ujemne pałeczki lekooporne [95].

Nadtlenek wodoru

Nadtlenek wodoru jest silnym utleniaczem, który wytwarza wysoce reaktywne rodniki hydroksylowe, które uszkadzają DNA, lipidy błonowe i inne niezbędne składniki komórkowe. Dostępne są dwa główne typy systemów dezynfekcji pomieszczeń nadtlenkiem wodoru:

- systemy generujące aerozol nadtlenku wodoru (**aHP**) (np. GLOSAIR; Advanced Sterilization Products, Irvine, CA, wcześniej Sterinis; BioGienie; Steris, Mentor, OH; Nocospray; Oxy'pharm, Champigny-sur-Marne, Francja)
- systemy generujące pary H_2O_2 (**VHP**) (np. Bioquell, Andover, Hampshire, Wielka Brytania; VHP Biodecontamine Systems; Steris, Mentor, OH).

Systemy generujące parę H_2O_2 wytwarzają 30-35% H_2O_2 . System Steris VHP wymaga około 8 godzin na dezynfekcję pomieszczenia, podczas gdy system pary nadtlenku wodoru (HPV) Bioquell wymaga 1,5-2,5 godziny. Systemy aHP łączą 5% -7% H_2O_2 z kationami srebra <50 ppm (czas dezynfekcji wynosi 2-3 godziny).

Dane dotyczące skuteczności działania systemów aHP są ograniczone. Na podstawie badań systemu aHP (Sterinis) laboratoryjnych lub oceny eksperymentalnie skażonych nośników w salach szpitalnych ustalono:

- uzyskano redukcję $>4 \log_{10}$ MRSA i *Acinetobacter* spp z użyciem testu nośnikowego w sali szpitalnej
- zmniejszenie o 1,0-1,7 $\log_{10}$ eksperymentalnie zanieczyszczonych powierzchni VRE w sali szpitalnej
- brak skutecznej dekontaminacji *Mycobacterium tuberculosis*
- podczas stosowania na bloku operacyjnym konieczne były 3 cykle aerozolu H_2O_2 , aby inaktywować zarodniki *Bacillus atrophaeus* na paskach testowych (4-5 godzin); 2 cykle były nieskuteczne [94].

Skuteczność systemów parowych H_2O_2 została dobrze zbadana. Na przykład urządzenie z nadtlenkiem wodoru (Bioquell) przetestowano pod kątem jego skuteczności mikrobiologicznej w specjalnie zbudowanym pomieszczeniu, w którym na dyski naniesiono patogeny szpitalne i pozostawiono do wyschnięcia w różnym czasie. Wszystkie patogeny zostały inaktywowane w ciągu 90 minut od ekspozycji na HPV. Podobnie, ten sam system oceniono w sali operacyjnej przy użyciu eksperymentalnie zanieczyszczonych nośników; urządzenie inaktywowało wszystkie wskaźniki biologiczne z zarodnikami *Geobacillus stearothermophilus* (redukcja $>6 \log_{10}$) i również uzyskano redukcję $>4-5 \log_{10}$ *A. baumannii*, MRSA i VRE na nośnikach ze stali nierdzewnej i bawełny. Wiele badań wykazało doskonałą aktywność sporobójczą oraz bójczą wobec wielu istotnych klinicznie wirusów.

Liczne badania wykazały zdolność generatorów nadtlenu wodoru do redukcji skażenia MDRO na powierzchniach szpitalnych. Urządzenie używane w większości z tych badań to było urządzenie VHP (Bioquell). W większości badań liczbę zanieczyszczonych powierzchni zmniejszono do 0%, a we wszystkich przypadkach do $<5\%$ [94].

Badania porównawcze systemów do dezynfekcji bezdotykowej

Większość badań w literaturze oceniała tylko jeden typ urządzenia do odkażania pomieszczeń. Jednak w kilku badaniach oceniono różne urządzenia przy użyciu tej samej metodologii, porównano urządzenia przy użyciu różnych metod lub porównano urządzenia do odkażania pomieszczeń z dezynfekcją chemiczną.

- VHP vs aHP: Holmdahl i wsp. porównali system VHP (Bioquell) z systemem aHP (Sterinis) uzyskując redukcję wszystkich spor i bakterii w 3 testach z VHP, w porównaniu z zaledwie 10% redukcją w pierwszym teście aHP i 79% w pozostałych dwóch testach aHP. Podobne badanie przeprowadzili Fu i wsp. stwierdzając, że system VHP inaktywował $>90\%$ wskaźników biologicznych z $6 \log_{10}$ *G. stearothermophilus* i $>95\%$ z obciążeniem $4 \log_{10}$. Natomiast system aHP inaktywował $<10\%$ nośników z obciążeniem $6 \log_{10}$, i około 1/3 z obciążeniem $4 \log_{10}$;
- French i wsp. porównali sprzątanie pokoju bez użycia środka dezynfekcyjnego z odkażeniem VHP i stwierdzili, że VHP był skuteczniejszy w eliminowaniu MRSA
- Ghantoi i wsp. porównali system pulsacyjno-ksenonowy z 10% rozcieńczeniem wybielacza do odkażania pomieszczeń z *C. difficile* i nie uzyskali istotnych różnic w końcowych poziomach zanieczyszczenia;
- Barbut i in. porównali skuteczność 0,5% podchlorynu z urządzeniem generującym suchą mgłą nadtlenu wodoru (aHP; Sterinis) do dezynfekcji pomieszczeń pacjentów z *C. difficile* i uzyskali 50% zmniejszenie zanieczyszczenia *C. difficile* po podchlorynie w porównaniu z 91% redukcją po odkażeniu nadtlenkiem wodoru ($P < 0,005$);
- Nerandzic i wsp. porównali 2 urządzenia UV-C (Tru-D i PATHOGON) w warunkach laboratoryjnych. Oba urządzenia były równie skuteczne w inaktywacji zarodników *C. difficile*, MRSA i VRE.
- Rutala i wsp., porównali 2 urządzenia UV-C (Tru-D i Optimum). W przypadku MRSA jedno urządzenie (Tru-D) wymagało około 25 minut na inaktywację w porównaniu z 5 minutami w przypadku drugiego urządzenia (Optimum). Oba urządzenia osiągnęły redukcję na poziomie $>4 \log_{10}$ gdy nośniki były umieszczone na linii wiązki promieniowania. W przypadku *C. difficile* oba urządzenia osiągnęły statystycznie podobne poziomy redukcji; jednak czas ekspozycji był różny (około 43 minut dla Tru-D i 10 minut dla Optimum);
- Cadnum i wsp. badali skuteczność 2 urządzeń UV-C (Tru-D i Optimum) w redukcji MRSA i *C. difficile* i stwierdzili, że nie było różnicy między dwoma urządzeniami w redukcji $\log_{10}$ patogenu na eksperymentalnie zanieczyszczonych stalowych dyskach napromieniowanych z odległości 1,22 m. W przypadku MRSA uzyskano redukcję $>3 \log_{10}$ przy 5-minutowej ekspozycji, podczas gdy w przypadku *C. difficile* dopiero zwiększenie ekspozycji doprowadziło do redukcji o około $2 \log_{10}$ w ciągu 20-minutowej ekspozycji;

- Havill i wsp. porównali UV-C (Tru-D) z VHP (Bioquell) oceniając bakterie tlenowe obecne na powierzchniach dotykowych (tj. poręcz, stolik, pilot do telewizora, drążek do uchwytu w łazience, deska sedesowa) i przy użyciu dysków zanieczyszczonych *C. difficile*. Odsetek miejsc, w których uzyskano dodatnie posiewy przed i po odkażeniu, był następujący: odpowiednio 91-49% w przypadku UV-C i 93-7% w przypadku VHP. W przypadku *C. difficile* promieniowanie UV-C osiągnęło średnią redukcję o $2,2 \log_{10}$ (zakres, 1,7-3,0), podczas gdy VHP osiągnęło zmniejszenie o 6 log. Co ważne, UV-C wykazało znacznie lepsze wyniki dla miejsc w pokoju pacjenta (np. stolik przyłóżkowy) niż w łazience pacjenta (np. sedes) [94].

Badania w warunkach klinicznych oceniające wykorzystanie systemów bezdotykowych

- W badaniu prospektywnym kohortowym przeprowadzonym przez Passaretti i wsp. na 6 oddziałach wysokiego ryzyka pacjenci przyjęci do pomieszczeń odkażonych za pomocą VHP byli o 64% mniej podatni na nabycie jakiegokolwiek MDRO (IRR, 0,36; $P < 0,001$), mieli o 80% mniejsze ryzyko nabycia VRE (IRR, 0,20; $P < 0,001$). Ryzyko nabycia *C. difficile*, MRSA i wielolekoopornych Gram-ujemnych pałeczek zostało nieznacznie zmniejszone. Odsetek pomieszczeń skażonych MDRO został znacznie zmniejszony w obszarach dezynfekowanych z użyciem VHP (RR, 0,65; $P = 0,03$).
- Badanie przeprowadzone przez Andersona i wsp. było pierwszym randomizowanym badaniem klinicznym, w którym oceniono metodę bezdotykową (UV-C; Tru-D) do końcowej dezynfekcji pomieszczeń w 9 szpitalach, które oceniały 3 strategie końcowej dezynfekcji sal chorych: czwartorzędowy związek amoniowy plus UV-C, sam preparat chlorowy i preparat chlorowy plus UV-C. Badanie wykazało, że udoskonalone strategie odkażania pomieszczeń (tj. odkażanie preparatem chlorowym lub odkażanie UV-C) zmniejszyły zapadalność na zakażenia o etiologii MDRO (tj. MRSA, VRE, *C. difficile*) o około 10-30% ($P = .036$) [94].

Pomimo wielu badań, pozostaje jednak kilka kontrowersyjnych obszarów dotyczących technologii bezdotykowych:

- Czy uzupełniające stosowanie urządzeń bezdotykowych do dezynfekcji zapewnia dodatkową korzyść w porównaniu ze standardowym czyszczeniem, szczególnie jeśli podejmowane są działania w celu optymalizacji standardowego czyszczenia i dezynfekcji?
- Czy technologie, które zapewniają prawie całkowitą eliminację dodatnich posiewów ze środowiska po dezynfekcji, są bardziej korzystne niż technologie, które zmniejszają, ale nie eliminują patogenów?
- W rzeczywistych warunkach prawdopodobne jest, że mniej skuteczne technologie mogą przynieść większe korzyści ogólne, jeśli będą mogły być używane częściej.
- Czy dodanie codziennych cykli dezynfekcji bezdotykowej może przynieść korzyści w porównaniu ze standardowymi metodami koncentrującymi się na odkażaniu po wypisie?
- Czy istnieją praktyczne metody monitorowania użycia urządzeń dezynfekujących?

Wreszcie jakim regulacjom podlegają te technologie, aby zakłady opieki zdrowotnej mogły mieć pewność, że deklaracje producenta są prawdziwe [93]?

Przed inwestycją w zakup urządzeń należy rozważyć opisane w tabeli nr 5 argumenty za i przeciw wdrożeniu systemów bezdotykowych.

Tab.5. Argumenty za i przeciw wykorzystaniu systemów bezdotykowych do dezynfekcji pomieszczeń [93]

Argumenty za wdrożeniem systemu bezdotykowego do dezynfekcji	Argumenty przeciw wdrożeniu systemu bezdotykowego do dezynfekcji
Skutecznie redukuje patogeny związane z opieką zdrowotną na powierzchniach	Podobne redukcje można osiągnąć poprzez interwencje w celu poprawy standardowego czyszczenia i dezynfekcji
Resztkowe zanieczyszczenie powierzchni jest powszechne pomimo interwencji mających na celu poprawę standardowego czyszczenia i dezynfekcji	Resztkowe zanieczyszczenie powierzchni nie jest również rzadkie po zastosowaniu urządzeń „bездotykowych”, szczególnie technologii z użyciem UV
Skuteczność odkażania nie zależy od przestrzegania procedur przez personel sprzątający	Skuteczne wdrożenie systemu wymaga ciągłego monitorowania i informacji zwrotnych
Urządzenia do odkażania można stosować w pomieszczeniach dla pacjentów, które są uważane za wysokiego ryzyka (np. sale izolacyjne)	Niewykryta transmisja patogenów jest zjawiskiem powszechnym, a skuteczne działania mające na celu poprawę standardowego czyszczenia i dezynfekcji mogą zmniejszyć zanieczyszczenie we wszystkich pokojach pacjentów
Mniej problemów z kompatybilnością materiałów w porównaniu do środków dezynfekcyjnych na bazie chloru	Dostępne są środki dezynfekujące o lepszej kompatybilności materiałowej niż tradycyjne produkty chlorowe
Zwykle potrzeba tylko kilku minut, aby zainicjować cykl odkażania i usunąć sprzęt po zakończeniu cyklu	Znacznego czasu wymaga szkolenie, monitorowanie użytkowania oraz lokalizowanie urządzeń i przenoszenie ich z oddziału na oddział
Wiele obserwacyjnych badań sugeruje, że wspomagające stosowanie urządzeń odkażających może zmniejszyć kolonizację lub zakażenie patogenami	Badania obserwacyjne dostarczają dowodów niskiej jakości i są obciążone ryzykiem stronniczości, ponieważ bardziej prawdopodobne jest opublikowanie badań pozytywnych
W randomizowanym badaniu dodanie UV do standardowego czyszczenia zmniejszyło występowanie patogenów związanych z zakażeniami szpitalnymi oraz zmniejszyło CDI i VRE w całym szpitalu	Podobny spadek nie wystąpił, gdy dodano UV do rutynowego stosowania preparatu chlorowego w tych samych pomieszczeniach wysokiego ryzyka
Zalecane przez niektórych ekspertów	Niezalecane w wytycznych CDC w celu zapobiegania CDI

Podsumowując, rozważając wykorzystanie technologii bezdotykowych należy brać pod uwagę zarówno skuteczność, jak i kwestie praktyczne, w tym łatwość użytkowania, czas wymagany do ukończenia cyklu odkażania, bezpieczeństwo i koszty. Technologie generujące nadtlenek wodoru lub kwas nadoctowy są znacznie bardziej skuteczne niż technologie emitujące światło UV, ale mają dłuższy czas cyklu (ok. 1-3 godzin w porównaniu z 10-50 minutami dla urządzeń UV), wydłużony czas konfiguracji, ponieważ otwory wentylacyjne muszą być zamknięte i są większe obawy związane z bezpieczeństwem. Resztkowe zanieczyszczenie powierzchni patogenem na niskim poziomie występuje częściej po ekspozycji na promieniowanie UV w porównaniu z parą nadtlenu wodoru. Jednak nie ma pewności co do stopnia zmniejszenia zanieczyszczenia, które jest konieczne, aby zmniejszyć ryzyko nabycia patogenów z powierzchni [93].

5.5. Rodzaje i metody sprzątania

Procedury czyszczenia muszą być stosowane regularnie, konsekwentnie i poprawnie, aby zapobiec gromadzeniu się brudu i kurzu, które mogą wspierać rozwój mikroorganizmów oraz przenoszenie drobnoustrojów z jednego przedmiotu lub powierzchni na inne. Skuteczne sprzątanie musi mieć określoną metodologię i częstotliwość [96-98].

Rodzaje sprzątania:

1. Standardowe sprzątanie: to minimalne, zaplanowane sprzątanie, które musi być przeprowadzane na bieżąco, niezależnie od postrzeganej czystości danych powierzchni i sprzętów
2. Sprzątanie sal izolacyjnych – stosowane jest w przypadku podejrzenia lub potwierdzenia u pacjenta kolonizacji, zakażenia lub choroby zakaźnej, zależne od liczby przypadków:
 - pojedynczy przypadek kolonizacji/zakażenia lub kilka przypadków niepowiązanych ze sobą epidemiologicznie – częstotliwość sprzątania pozostaje taka sama jak sprzątania standardowego, jednak zalecane jest zastosowanie dezynfekcji do większości elementów w sali pacjenta (po uprzednim umyciu lub z wykorzystaniem preparatów myjąco-dezynfekcyjnych)
 - wystąpienie ogniska epidemicznego – częstotliwość i metoda sprzątania są zintensyfikowane z włączeniem dekontaminacji wszystkich powierzchni w sali chorego do czasu wygaszenia ogniska
3. Sprzątanie po wypisie pacjenta do domu – wymaga mycia i/lub dezynfekcji poszczególnych elementów w strefie pacjenta lub całej sali i łazienki, jeśli pacjent przebywał w sali jednoosobowej. Sprzątanie jest standardowe (pacjent nie był poddany izolacji) lub zintensyfikowane, jeżeli pacjent był izolowany [99].

5.6. Opracowanie przewodnika sprzątania w czterech krokach: **OCEŃ, PRZYGOTUJ, POSPRZĄTAJ I WYSUSZ** [100]

Przedstawiona poniżej propozycja czteroetapowego przewodnika jest skierowana przede wszystkim do personelu sprząającego, a nie personelu pielęgniarzkiego, i nadaje priorytet przestrzeni okołołóżkowej pacjenta, a nie sprzętowi klinicznemu. Potrzeba opracowania przewodnika dla osób sprząających podyktowana jest koniecznością stworzenia sekwencyjnego systemu czyszczenia, który wielokrotnie stosowany zapewniłby wydajną czasowo i skuteczną metodę dekontaminacji środowiska opieki zdrowotnej. Z prowadzonych obserwacji wynika, że podczas czyszczenia regularnie pomijane są niektóre powierzchnie, a czas poświęcony na czyszczenie nie koreluje z jego dokładnością. Praktyczne wytyczne mogą poprawić dekontaminację obszaru pacjentów i zmniejszyć ryzyko HAI. Poza tym przewodnik pomoże personelowi sprząającemu zrozumieć co powinien zrobić, kiedy i dlaczego. Zasady koncentrują się na strefie pacjenta przebywającego w łóżku. Obszary łóżkowe bez pacjentów poddawane są dekontaminacji końcowej, która wymaga odrębnych, kompleksowych wytycznych. Cztery etapy sprzątania strefy pacjenta to: OCEŃ, PRZYGOTUJ, POSPRZĄTAJ I WYSUSZ.

Krok 1: OCEŃ

Ocena wizualna jest pierwszym etapem sprzątania. Osoba sprząająca powinna sprawdzić obszar, który ma być posprzątany i wziąć pod uwagę ogólne warunki i stopień zanieczyszczenia wizualnego. Wstępna ocena wymaga odpowiedniego oświetlenia, zarówno naturalnego, jak i sztucznego. Należy oceniać pomieszczenie z uwzględnieniem temperatury otoczenia, zapachu, statusu pacjenta (pacjenci mogą spać, być nieobecni, unieruchomieni, mobilni, poddawani interwencji klinicznej, nieprzytomni lub umierający), obecności pracowników i/lub gości. Ważne jest, aby wziąć pod uwagę kontrolę hałasu - czynności związane z czyszczeniem i stosowany do tego sprzęt mogą potencjalnie zdenerwować chorego lub zakłócić wizytę lub opiekę medyczną.

Osoby sprząające powinny zawsze prosić o wskazówki personelu oddziału w przypadku izolatek, ponieważ nie zawsze jest oczywiste, dlaczego pacjent został odizolowany. Pomieszczenia dla pacjentów izolowanych mogą wymagać innego trybu sprzątania i odkażania niż sale z wieloma łóżkami. Jeśli na podstawie oceny zostanie stwierdzona możliwość przystąpienia do sprzątania należy przejść do drugiego kroku.

Krok 2: PRZYGOTUJ

Drugi krok wyjaśnia jak i dlaczego przygotować obszar sprzątania. Pierwszą czynnością jest umycie rąk. Dłonie najlepiej myć mydłem w płynie i wodą zamiast dezynfekować z użyciem preparatów alkoholowych do dezynfekcji rąk, ponieważ są one nieaktywne wobec norowirusów i *C. difficile*. Następnie należy założyć rękawice, fartuch i / lub inną ochronę barierową, zgodnie z lokalnymi zaleceniami.

Przygotowanie do czyszczenia rozpoczyna się od oświetlenia - żaluzje lub zasłony powinny być odsłonięte, a światła włączane lub wyłączane (jeśli nie ma potrzeby sztucznego oświetlenia pomieszczenia). Silne zapachy i / lub temperatura mogą być w miarę możliwości niwelowane poprzez otworenie okna. Należy uwzględnić komfort pacjenta, biorąc pod uwagę jego opinię i zalecenia personelu medycznego.

Meble i łóżka mogą wymagać przestawienia, jeśli blokują dostęp do miejsc przeznaczonych do sprzątania. Przed przesunięciem łóżka konieczne może być podniesienie poręczy łóżka w celu ochrony pacjenta lub ułatwienia dostępu do powierzchni wymagających dekontaminacji. Może być również konieczne przestawienie sprzętu medycznego (np. stojaki do kroplówek, worek na mocz cewnikowany). Personel sprzątający niekoniecznie musi zajmować się sprzętem medycznym, a jeżeli będzie to konieczne, powinien mieć możliwość otrzymania pomocy ze strony personelu medycznego. Powierzchnie przy pacjencie są najbardziej zanieczyszczone, dlatego sprzątając nie należy pomijać miejsc takich jak stolik przyłóżkowy pacjenta tylko dlatego, że są na nim rzeczy należące do pacjenta. Na czas sprzątania przedmioty osobiste pacjenta można umieścić na innej powierzchni, takiej jak krzesło, parapet, półka, ale nigdy na łóżku pacjenta czy na podłodze.

Po przygotowaniu do sprzątania przestrzeni w pokoju lub w obrębie łóżka, należy sprawdzić kosze i opróżnić je, a także należy usunąć widoczne śmieci na podłodze i innych powierzchniach. Świadomego pacjenta i odwiedzających można zapytać, czy są jakieś niechciane przedmioty wymagające wyrzucenia. Obejmuje to żywność i odpady płynne. Obecność na powierzchniach krwi i płynów ustrojowych wymaga natychmiastowego zgłoszenia tego faktu do personelu pielęgniarstwa i przerwania czyszczenia do czasu odkażenia i usunięcia materiału biologicznego. Personel medyczny powinien poinformować personel sprzątający o obszarach, które mogą wymagać dokładniejszego czyszczenia. Ponadto osoby sprzątające powinny być informowane o obszarach, w których występują awarie systemu wodno-kanalizacyjnego, są prowadzone prace budowlane lub doszło do zanieczyszczenia powietrza lub zalania powierzchni.

Końcowe przygotowania obejmują wymianę worków na śmieci, a w razie konieczności (po dezynfekcji podajników) uzupełnienie/wymiana mydła, ręczników papierowych i papieru toaletowego. Należy wynieść użyte naczynia, szklanki, sztućce i dzbanki na wodę, chyba że obowiązki te są przypisane innym pracownikom. Podobnie brudną pościel i ręczniki należy usunąć i umieścić w odpowiednich pojemnikach, chyba że zbieraniem bielizny do prania zajmują się inni pracownicy.

Po zakończeniu powyższych czynności można wnieść do sali sprzęt i materiały do sprzątania. Płyny myjące lub dezynfekcyjne powinny być świeżo przygotowane i posiadać ważną datę przydatności do użycia. Sprzęt powinien być czysty i w dobrym stanie technicznym. Personel sprzątający powinien mieć łatwy dostęp do wody, świeżych ściereczek i nakładek na mopa wraz z jasnymi instrukcjami postępowania z artykułami jednorazowego i wielorazowego użytku.

Krok 3: POSPRZĄTAJ

Sprzątanie odnosi się do usuwania zanieczyszczeń z powierzchni za pomocą fizycznego wycierania lub szorowania z użyciem chemicznego działania środka powierzchniowo czynnego lub detergentu oraz wody do zwilżenia, emulgowania lub zmniejszenia napięcia powierzchniowego. Proces usuwa brud i mikroorganizmy z powierzchni, zmniejszając w ten sposób

ilość biologicznego obciążenia. Mycie powinno zawsze poprzedzać dezynfekcję, ponieważ obecność zanieczyszczeń utrudnia działanie środków dezynfekcyjnych. Niektóre szpitale używają detergentów do rutynowego sprzątania, podczas gdy inne wybierają produkty dezynfekcyjne, co jest nazywane „dezynfekcją” lub „higienicznym” sprzątaniem. Równoczesne czyszczenie i dezynfekcja odnosi się do chusteczek, które są impregnowane środkiem dezynfekcyjnym, ponieważ ogólny efekt działania wynika z aktywności dezynfekcyjnej i fizycznego usuwania zanieczyszczeń.

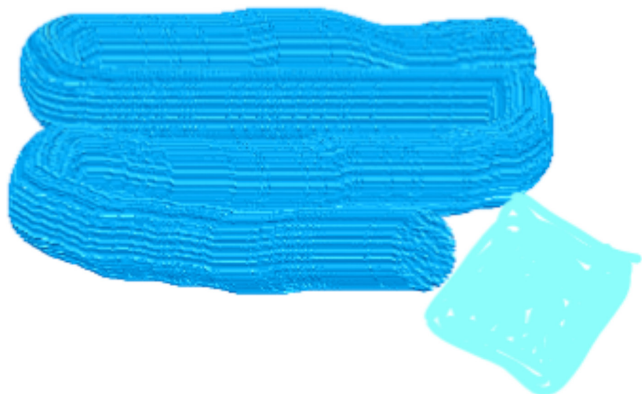
Poniżej opisano ogólne zasady przyjęte jako dobra praktyka, niezależnie od tego, czy wybrano sprzątanie na bazie detergentów, czy higieniczne sprzątanie z użyciem preparatów dezynfekcyjnych.

Kierunek sprzątania

- rozpocznij sprzątanie od najdalszego końca sali w kierunku wyjścia, od powierzchni wyżej położonych do niższych (tj. nie zaczynaj od podłogi);
- zacznij od sprzątania najbliższego otoczenia pacjenta (np. wezglowie łóżka, dzwonek, szafka), a następnie zakończ w miejscach najbardziej oddalonych od pacjenta (np. klamki, umywalka, łazienka);
- powierzchnie dotykowe traktuj priorytetowo - pracuj zgodnie z listą kontrolną:
 - rama łóżka od głowy do stóp (w tym panel kontrolny łóżka i uchwyty z kartami obserwacyjnymi pacjenta, jeśli są dostępne)
 - urządzenia pacjenta (dzwonek, włącznik światła itp.)
 - szafka pacjenta od góry do dołu
 - stolik przyłóżkowy, w tym regulacja pod spodem i uchwyt
 - meble (krzesła dla odwiedzających)
 - uchwyty okien, żaluzji, rolet i parapet
 - klamki drzwi, włącznik automatycznego otwierania drzwi
 - zlew i jego wyposażenie
 - łazienka (jeśli jest przy sali)
 - dolna część łóżka (niepowleczone), w tym hamulce nożne
 - podłoga
- sprzątaj od strefy wizualnie mniej zanieczyszczonej do brudniejszej

Technika wycierania

- chusteczek/ściereczek używaj zgodnie z instrukcjami producenta
- użyj jednej chusteczki/ściereczki do jednej powierzchni; niektóre powierzchnie mogą wymagać kilku ściereczek (np. rama łóżka)
- rozłóż ściereczkę płasko na powierzchni co maksymalizuje czyszczony obszar i minimalizuje kontakt dłoni z powierzchnią
- wycieraj w jednym kierunku bez powracania do wcześniej przecieranego obszaru; przecieraj powierzchnię za pomocą wzoru w kształcie litery S (patrz rysunek poniżej)



- stosuj zasadę: „jedna ściereczka, jedno miejsce, jeden kierunek”
- wyrzucaj jednorazowe ściereczki po każdym miejscu lub w przypadku widocznego zabrudzenia; jeśli używana jest ściereczka wielorazowa po użyciu wrzuć ją do worka na pranie i weź świeżą ściereczkę
- pamiętaj, że drobnoustroje mogą być przenoszone między powierzchniami za pomocą rąk (na rękawiczkach, na ściereczkach itp.)

Detergent czy środek dezynfekcyjny?

- detergent służy do fizycznego usuwania zanieczyszczeń, środek dezynfekcyjny działa bójczo na drobnoustroje
- nasączone chusteczki należy stosować zgodnie z instrukcjami producenta, ze szczególnym uwzględnieniem czasu schnięcia
- preparaty myjące lub dezynfekcyjne należy przygotować, nanieść i wylewać zgodnie z zaleceniami producentów i zgodnie z lokalnie obowiązującymi zasadami
- woda i detergent są odpowiednie do rutynowego sprzątania sal chorych, pod warunkiem zachowania zasady: „jedna ściereczka, jedno miejsce, jeden kierunek”
- zawsze usuwaj widoczne zabrudzenia detergentem i wodą przed użyciem środka dezynfekcyjnego
- fizyczne usunięcie zanieczyszczeń i działanie bakteriobójcze można osiągnąć poprzez użycie ściereczki nasączonej środkiem dezynfekcyjnym
- przecieranie powierzchni $>30 \text{ cm}^2$ zmniejsza działanie mikrobiobójcze ściereczki dezynfekcyjnej
- preparatów dezynfekujących używaj w przypadku sprzątania sal pacjentów z zakażeniem lub podczas ogniska epidemicznego, chyba że lokalnie obowiązują zalecenia rutynowego stosowania środków dezynfekcyjnych w przypadku pacjentów lub miejsc wysokiego ryzyka (np. umywalki, prysznice i toalety).

Podłogi i łazienki

- łazienki przy salach chorych sprzątaj zaczynając od umywalki, potem prysznic / wanny i na końcu toalety; dobieraj preparaty zgodnie z lokalnymi zaleceniami
- podobnie jak w przypadku sal chorych należy priorytetowo traktować miejsca dotykowe (tj. krany, uchwyty, przywoływacz itp.)
- mycie podłogi jest ostatnim zadaniem do wykonania
- umieść oznakowanie ostrzegawcze o śliskiej podłodze, zanim rozpoczniesz mycie; ustnie ostrzegaj personel, pacjentów i odwiedzających o śliskiej podłodze
- zlewy muszą być czyszczone w sposób minimalizujący ryzyko zanieczyszczenia kranu drobnoustrojami znajdującymi się w odpływie – patrz zdjęcie poniżej:



Ryc. 2. Kolejność mycia i dezynfekcji zlewu

Krok 4: WYSUSZ

Proces sprzątania nie jest zakończony, dopóki wszystkie powierzchnie nie będą całkowicie suche. Czas kontaktu jest zwykle uważany za kluczowy dla dezynfekcji, ale może być trudny do spełnienia w środowisku opieki zdrowotnej, w którym istnieje presja czasu. Czas na suszenie można racjonalnie wykorzystać na usuwanie sprzętu czyszczącego i płynów na zewnątrz obszaru łóżka lub pokoju oraz na wyrzucanie zużytych ściereczek, mopów, ręczników i płynów. Sprzęt wielokrotnego użytku powinien być sprawdzony, wyczyszczony i wysuszony przed dalszym użyciem. Po usunięciu sprzętu do sprzątania, jeśli powierzchnie są suche, można zmienić położenie mebli i łóżek, wyregulować drzwi i okna oraz usunąć oznakowanie. Rzeczy pacjenta należy odłożyć na górę szafki lub stolika, a miejsce gdzie były odstawione należy przetrzeć i pozostawić do wyschnięcia.

Opuszczając obszar pacjenta, zdejmij rękawice, a ręce umyj i wysusz przed dalszymi obowiązkami.

Higiena rąk [99] jest wymagana za każdym razem, kiedy pracownik wchodzi i wychodzi do lub z sali/strefy pacjenta, przed i po zdjęciu rękawiczek. W przypadku noszenia rękawiczek lub innych środków ochrony osobistej, należy je zdejmować za każdym razem, gdy wychodzi się z sali lub strefy pacjenta, a nowe środki ochrony osobistej należy zakładać przy ponownym wejściu do sali/strefy pacjenta.

Kiedy pacjent zostaje wypisany, przeniesiony lub umiera, pomieszczenie lub strefę pacjenta należy dokładnie umyć/zdezynfekować. Mycie/dezynfekcja po wypisie może obejmować dodatkowe elementy, które nie są wymagane podczas rutynowego, codziennego sprzątania, np. dekontaminacja poprzez zamgławianie. Wymaga to ścisłej współpracy personelu klinicznego i osób sprzątających.

Odpowiedzialność personelu medycznego przed rozpoczęciem sprzątania sali:

- Usunięcie lub wyrzucenie materiałów medycznych, sprzętu medycznego, w tym sprzętu do terapii tlenowej
- Opróżnianie pojemników zawierających krew lub płyny ustrojowe i wyrzucenie przedmiotów zanieczyszczonych krwią lub płynami ustrojowymi (np. worek do zbiórki moczu, dreny)
- Usunięcie rzeczy osobistych pozostawionych przez pacjenta, w tym kosmetyków (np. mydła, kremów, czasopism, zabawek) [4].

5.7. Sprzątanie w obszarach gdzie prowadzone są prace remontowo-budowlane

Sprzątanie pomieszczeń musi odbywać się zarówno w trakcie jak i po zakończeniu prac remontowo/budowlanych. W trakcie prac remontowo - budowlanych należy zabezpieczyć teren budowy, tak aby kurz i brud nie przedostawał się do pozostałych części szpitala. Przed wejściem na zabezpieczony teren prac powinny być umieszczone maty samoprzylepne, usuwające kurz z butów pracowników budowlanych. Na zakończenie każdego dnia, w trakcie trwania prac remontowo/budowlanych miejsce budowy powinno być sprzątane tak, aby zminimalizować ilość kurzu. Należy stosować sprzątanie na mokro lub używać odkurzaczy z filtrami HEPA. Odpady z placu budowy powinny być usuwane przez okno, a jeśli nie ma takiej możliwości, należy je usuwać w zamkniętych kontenerach.

Po zakończeniu prac remontowo/budowlanych należy wszystkie przedmioty i powierzchnie dokładnie umyć i zdezynfekować. Jeżeli w trakcie prac remontowo/budowlanych na oddziale pozostały materiały tj. otwarte pudełka rękawiczek, dokumentacja, materiały opatrunkowe, muszą być one usunięte przed rozpoczęciem sprzątania. Sprzątanie należy rozpocząć od usunięcia mat samoprzylepnych i odkurzenia lub umycia podłóg oraz ścian, a następnie wszystkich powierzchni poziomych [101].

5.8. Czyszczenie środowiska szpitalnego po zalaniu

W przypadku zalania (np. z przepełnionej pralki, zmywarki do naczyń, toalety, kanalizacji) obszar musi być niezwłocznie oceniony przez pielęgniarkę epidemiologiczną w celu określenia ryzyka skażenia. Do czasu potwierdzenia, że źródło wody było czyste wszyscy pracownicy powinni zakładać, że woda jest zanieczyszczona.

W przypadku zanieczyszczenia, kiedy źródło wody powodziowej zawiera bakterie chorobotwórcze (np. woda pochodzi z kanalizacji lub toalety), obszar musi być zamknięty, aż do ukończenia czyszczenia i dezynfekcji. Jeśli zalanie dotyczy obszaru przygotowania żywności, wszystkie produkty spożywcze, które miały kontakt z wodą powodziową, muszą zostać wyrzucone. Należy wziąć pod uwagę ryzyko powstania pleśni w materiałach i meblach, które zostały zalane np. jeśli powierzchnia tapicerowana czy wykładzina w obszarze pozamedycznym są nadal mokre po upływie 48 godz. od zalania, to ryzyko powstania pleśni znacznie wzrasta. Powinny być one usunięte, jeżeli nadal pozostają mokre po 72 godzinach od zalania [102].

Tab. 6. Typ wody powodziowej i działania jakie powinny zostać podjęte [103]

Kategoria	Przykłady	Działanie
I. Woda czysta	Uszkodzone rury, przelewy z wanny i zlewów, awaria urządzeń, deszczówka, zepsute zbiorniki wodne.	Wszystkie materiały powinny być całkowicie wysuszone przed użyciem. Należy usunąć dywany jeżeli są nadal mokre 72 godziny od zalania.
II. Woda szara (możliwy pewien poziom kontaminacji)	Wylanie się wody ze zmywarki, pralki lub muszli klozetowej (nie zawierającej kału).	Wszystkie materiały powinny być umyte/ zdezynfekowane i całkowicie wysuszone przed użyciem. Należy usunąć dywany jeżeli są nadal mokre 72 godziny od zalania.
III. Woda czarna (silnie zanieczyszczona)	Woda zawierająca ścieki. Obejmuje przelew z muszli klozetowej zawierającej odchody, przerwana linię kanalizacyjną, ścieki podziemne, wszelkie formy wód powierzchniowych z rzek lub strumieni.	Należy usunąć i wyrzucić wszystkie dywany, meble i inne materiały zanieczyszczone w trakcie powodzi.

5.9. Procedura dezynfekcji powierzchni skażonej krwią i innym materiałem potencjalnie zakaźnym

Do płynów ustrojowych zaliczamy: krew, mocz, odchody i wymiociny, płyn mózgowo-rdzeniowy, płyn z jamy otrzewnowej, opłucnowej i osierdziowej, nasienie, wydzielina z pochwy. Płyny ustrojowe muszą być natychmiast usunięte, a powierzchnia zdezynfekowana. W placówkach medycznych powinny być opracowane procedury dotyczące postępowania z plamami płynów ustrojowych [104].

Zasady dezynfekcji powierzchni skażonej krwią i innym materiałem potencjalnie zakaźnym

1. Jeśli jest to możliwe pacjent powinien opuścić salę na czas dezynfekcji, szczególnie jeżeli wymagana jest dezynfekcja dużej powierzchni.
2. Przed rozpoczęciem dezynfekcji należy założyć rękawiczki i fartuch ochronny. Jeśli istnieje ryzyko rozprysnięcia płynów ustrojowych należy założyć maskę i okulary ochronne. Niektórzy producenci preparatów zalecają także założenie okularów ochronnych w trakcie przygotowywania roztworu preparatu dezynfekcyjnego.
3. Jeżeli dezynfekowana powierzchnia jest mokra zalecane jest usunięcie płynu organicznego za pomocą materiału absorbującego płyn, a następnie zdezynfekowanie powierzchni zgodnie z zaleceniami producenta danego preparatu.
4. Jeżeli dezynfekowana powierzchnia jest sucha, zaleca się usuwanie materiału przy użyciu chusteczek przeznaczonych do dezynfekcji powierzchni skażonej materiałem biologicznym lub zalanie roztworem preparatu dezynfekcyjnego. Preparat dezynfekcyjny należy pozostawić przez czas kontaktu określony przez producenta.
5. Mocz nie powinien mieć bezpośredniego kontaktu z preparatem na bazie chloru, dlatego najpierw należy usunąć mocz za pomocą materiału absorbującego, a następnie zdezynfekować powierzchnię według instrukcji podanej powyżej.
6. Po dezynfekcji powierzchnię należy umyć używając detergentu i wody [4].

5.10. Kontrola jakości utrzymywania czystości

Liczne badania wykazały, że monitorowanie dekontaminacji z informacją zwrotną dla pracowników sprzątających może zwiększyć dokładność czyszczenia i skuteczność dezynfekcji powierzchni. Jednak, wizualna ocena czystości powierzchni jest niewystarczająca. Carling i Bartley [105] zasugerowali obiektywne i systematyczne podejście do monitorowania dekontaminacji obejmujące:

- wykorzystanie obiektywnego, ilościowego narzędzia monitorowania;
- nacisk na wydajność zamiast na niedobór;
- bieżące monitorowanie przez przeszkolone, bezstronne osoby;
- obiektywną informację zwrotną o wydajności;
- strukturę doskonalenia procesów.

Dostępnych jest kilka obiektywnych metod monitorowania mycia i dezynfekcji. Każda z tych metod ma zalety i wady, które należy wziąć pod uwagę (Tab.7). Można wybrać jedną podstawową metodę monitorowania, jednak korzystne może być stosowanie wielu uzupełniających się metod monitorowania. Metody oparte na mikrobiologicznej ocenie czystości (posiewy ze środowiska) mogą nie być praktyczne do rutynowego stosowania, ale mogą być bardzo przydatne w szczególnych okolicznościach, takich jak ogniska epidemiczne. Edukacja personelu sprzątającego powinna być kluczowym elementem każdej interwencji, która obejmuje monitorowanie i informacje zwrotne. Taka edukacja powinna obejmować informacje na temat znaczenia dekontaminacji, konkretnej metody monitorowania, która zostanie zastosowana, oraz sposobu przekazywania informacji zwrotnych. Powinno być jasne, że monitorowanie nie służy karaniu, a wyniki zostaną wykorzystane do poprawy wydajności utrzymania czystości [106].

Tab. 7. Metody monitorowania jakości dekontaminacji środowiska wg Centrum Prewencji i Kontroli Chorób (CDC) [107]

Metoda	Łatwość użycia	Identyfikacja patogenu	Użyteczna edukacyjnie	Bezpośrednio ocenia czyszczenie
Bezpośrednia obserwacja	niska	nie	tak	tak
Badania mikrobiologiczne - wymazy	wysoka	tak	nie badano	potencjalnie
Badania mikrobiologiczne – płytki odciskowe	dobra	ograniczona	nie badano	potencjalnie
Znacznik fluorescencyjny	wysoka	nie	tak	tak
Pomiar ATP	wysoka	nie	tak	potencjalnie

5.10.1. Ocena czystości za pomocą metod obserwacyjnych

Wizualna kontrola powierzchni po czyszczeniu jest gorsza od obiektywnych metod monitorowania, jednakże nieregularna, bezpośrednia obserwacja praktyk dekontaminacji jest nieocenionym uzupełnieniem rutynowego monitorowania. Różnic w ilości czasu spędzonego na czyszczeniu powierzchni, liczbie stosowanych chusteczek dezynfekujących i poziomie czystości nie można wykazać przy pomiarze ATP czy fluorescencji. Wywiady z personelem pozwalają na zidentyfikowanie braków wiedzy i ocenę kwestii, które wpływają na wydajność pracy [106].

Do metod obserwacyjnych stosowanych do monitorowania czystości w placówkach medycznych zaliczamy:

1. wizualną ocenę czystości,
2. bezpośrednią obserwację,
3. ankietę dla pacjentów.

W przeszłości ocena wizualna była podstawą pomiaru jakości sprzątania i pozostaje ważnym wskaźnikiem [108-111].

Zapewnienie, że środowisko jest czyste i wydaje się czyste, jest cenione przez pacjentów i pracowników, i jest ważnym celem do osiągnięcia. Wyraźnie czyste powierzchnie są wolne od zabrudzeń, jednakże mogą pozostawać zanieczyszczone mikroorganizmami lub materiałem organicznym [109, 112-115].

Podczas przeprowadzania wizualnej oceny czystości ważne jest standardowe podejście i stosowanie listy kontrolnej, aby zapewnić spójność otrzymywanych wyników. Wyniki są odsetkiem skontrolowanych przedmiotów lub powierzchni, które były „czyste”, z ogólnej liczby ocenianych przedmiotów / powierzchni. Jeżeli ta sama grupa elementów lub powierzchni jest wielokrotnie testowana, wyniki oceny wizualnej mogą być wykorzystane jako wskaźnik jakości.

Zaletą tej metody jest łatwość wdrożenia oraz możliwość przekazywania informacji zwrotnych pracownikom odpowiedzialnym za utrzymanie czystości [116].

Wadą tej metody są wyniki, które nie korelują z poziomem zanieczyszczenia mikrobiologicznego. Wyniki mogą różnić się, kiedy obserwacje będą prowadzone przez różnych obserwatorów [116,117].

Bezpośrednia obserwacja powinna być przeprowadzana przez wyszkolonych pracowników nadzorujących pracę osoby sprzątającej, w trakcie wykonywania rutynowych czynności. Obserwacja wydajności jest ważna w ocenie, czy pracownicy sprzątający są odpowiednio wyszkoleni i czy są w stanie przestrzegać właściwych procedur sprzątania. Promuje to zaangażowanie personelu i jest okazją do bezpośredniej wymiany informacji pomiędzy przełożonym a pracownikiem, co daje możliwość zadawania pytań lub wyjaśnienia procedur i protokołów.

Wady bezpośredniej obserwacji polegają na tym, że jest to metoda pracochłonna, może być trudna do standaryzacji lub pomiaru, a obserwowany pracownik może pracować inaczej w trakcie prowadzonych obserwacji.

Obserwacja powinna być przeprowadzana regularnie, aby zapewnić spójność wyników w czasie. Informację zwrotną należy przekazać pracownikowi i jeśli istnieje taka potrzeba zorganizować dodatkowe szkolenia [107,118,119].

Podsumowując, zaletą tej metody jest łatwość wdrożenia, możliwość oceny, czy procedury sprzątania są wykonywane poprawnie oraz możliwość przekazywania informacji zwrotnych personelowi [116].

Wyniki badań satysfakcji dostarczają informacji o tym, jak pacjenci postrzegają czystość środowiska w placówce opieki zdrowotnej. Podobnie jak w przypadku oceny wizualnej, te spostrzeżenia mogą nie korelować z poziomem zanieczyszczenia mikrobiologicznego i nie zapewniają odpowiedniej miary skuteczności sprzątania [120].

W przypadku korzystania z ankiet ważne jest zadawanie pytań, które są jasne, zrozumiałe i istotne dla pacjentów. Odpowiedzi na pytania powinny być mierzone w znormalizowany sposób (np. w większości przypadków preferowane jest użycie pytań z możliwością odpowiedzi „tak” lub „nie”). Powinien istnieć punkt odniesienia dla aktualnie uzyskanych wyników (porównanie z wynikami poprzednich ankiet).

Zaletą tej metody jest uzyskanie informacji o potrzebach pacjenta. Wadą są wyniki, które mogą nie korelować z poziomem zanieczyszczenia mikrobiologicznego [120].

5.10.2. Monitorowanie mikrobiologiczne środowiska

Posiewy ze środowiska nie są zalecane do rutynowego monitorowania. Nie ma ustaleń jaka jest progowa liczba kolonii (CFU), która stanowiłaby kryterium odcięcia, aby zakwalifikować powierzchnię jako „czystą”. W piśmiennictwie zakres dopuszczalnej liczby CFU w typowych miejscach dotykowych określany jest na poziomie $<2,5-5$ CFU/cm² i jest najczęściej akceptowanym wskaźnikiem dobrej higieny. Mikrobiologiczną czystość powierzchni dyskwalifikuje obecność patogennych drobnoustrojów, takich jak: *S. aureus*, *Enterococcus* spp., Gram-ujemne pałeczki i *C. difficile*. [121,122]

Ograniczeniem mikrobiologicznych badań środowiska jest dostępność wyników po 1 - 3 dniach, co utrudnia ich wykorzystywanie do przekazywania informacji zwrotnych w czasie rzeczywistym [106,123].

Tab. 8. Mikrobiologiczne monitorowanie środowiska szpitalnego wg Galvin S. i wsp. [123]

Oddział szpitalny	
Ocena stanu higienicznego/ poziomu zanieczyszczenia mikrobiologicznego powierzchni	Wykrycie specyficznego patogenu/ dochodzenie epidemiologiczne
- Ilościowa ocena obciążenia mikrobiologicznego powierzchni - Wysoce specyficzne dla wybranej powierzchni	- Potwierdzenie lub wykluczenie obecności bakterii - Ocena ilościowa nie jest wymagana - Umiarkowanie specyficzne dla wybranej powierzchni
Kryteria i metody: - Wymazy, płytki kontaktowe, płytki dwustronne (typu <i>dip slides</i>) - Ocena ilościowa bezpośredniego posiewu na podłożu nieselektywnym - Bez namnożenia w bulionie	Kryteria i metody: - Wymazy pobrane wymazówką lub gąbką z większej powierzchni - Namnożenie w bulionie - Podłoża wybiórcze (np. z antybiotykiem)
Stosowane do oceny standardów higienicznych; monitorowanie trendów efektywności dekontaminacji	Stosowane w połączeniu ze wzmożonym nadzorem w czasie ogniska epidemicznego

5.10.3. Metoda znaczników fluorescencyjnych

Metoda po raz pierwszy została opisana w 2006 r. przez dr Philipa Carlinga. Prawie niewidoczny, przezroczysty żel z dodatkiem substancji fluorescencyjnej nakłada się w sposób ukryty na wiele powierzchni dotykowych przed czyszczeniem i pozostawia do wyschnięcia na powietrzu. Po dekontaminacji do oceny powierzchni używa się lampy UV, która wskazuje czy powierzchnia została wytarta.

Metoda jest stosowana w celu oceny dokładności czyszczenia przez osoby sprzątające, pozwala przekazać natychmiastowo informacje zwrotne czy dekontaminacja została przeprowadzona prawidłowo i ewentualnie jakie powierzchnie należy ponownie umyć.

Wykazano, że nie jest niczym niezwykłym izolowanie patogenów z miejsc z całkowitym usunięciem znacznika, co może być związane z czynnikami takimi jak: nieprawidłowe stosowanie środka dezynfekcyjnego (np. niewystarczający czas kontaktu) lub nierówne oczyszczanie tej samej powierzchni. Znaczniki mogą nie być całkowicie niewidoczne, stąd niektórzy pracownicy mogą skupić wysiłki na ich usunięciu, a nie na poprawnej praktyce dezynfekcji [106].

5.10.4. Testy bioluminescencji ATP

Testy bioluminescencji trójfosforanu adenozy (ATP) zapewniają szybką ocenę skuteczności czyszczenia, ponieważ wykrywanie ATP na powierzchniach wskazuje na obecność resztkowego materiału organicznego (np. bakterii, ludzkich wydzielin, wydaliny lub pożywienia). Kontrola powierzchni polega na pobraniu wymazu, który analizowany jest przy użyciu przenośnego, ręcznego luminometru. Ilość ATP jest wyrażona jako względne jednostki światła (RLU). Metoda jest łatwa w użyciu i może zapewnić szybkie i obiektywne informacje zwrotne dla personelu.

Testy bioluminescencji mają następujące ograniczenia: nie ma ustalonego punktu odniesienia dla odczytów ATP, które wskazują, że powierzchnia jest czysta, uzyskano sprzeczne wyniki badań oceniających korelację odczytów ATP z liczbą CFU bakterii tlenowych na powierzchniach, czasochłonność metody może być stosunkowo wysoka, jeśli ocenia się wiele powierzchni, a koszt rutynowego monitorowania za pomocą ATP może być znaczny [106].

6. POWIETRZE JAKO ŹRÓDŁO TRANSMISJI MDRO

Drogą powietrzną dochodzi do transmisji mikroorganizmów, co zostało udowodnione w przypadku następujących patogenów: *Mycobacterium tuberculosis*, *Aspergillus* spp. i wirusów oddechowych [124].

Tab. 9. Mikroorganizmy związane z transmisją drogą powietrzną (opracowane na podstawie CDC: Guidelines for Environmental Infection Control in Health-Care Facilities) [70].

Dowody na transmisję powietrzną	Grzyby	Bakterie	Wirusy
Często raportowane w zakładach opieki zdrowotnej	<i>Aspergillus</i> spp., <i>Mucorales</i>	<i>Mycobacterium tuberculosis</i>	Odra Ospa wietrzna
Sporadycznie raportowane w zakładach opieki zdrowotnej	<i>Acremonium</i> spp. <i>Fusarium</i> spp. <i>Pseudoallescheria boydii</i> <i>Scedosporium</i> spp., <i>Sporothrix cyanescens</i> ¶	<i>Acinetobacter</i> spp. <i>Bacillus</i> spp.¶ <i>Brucella</i> spp. ** <i>Staphylococcus aureus</i> <i>Streptococcus pyogenes</i>	Grypa RSV Adenowirus Norowirus
Nieraportowane w zakładach opieki zdrowotnej; uznana droga transmisji poza środowiskiem szpitalnym	<i>Coccidioides immitis</i> , <i>Cryptococcus</i> spp., <i>Histoplasma capsulatum</i>	<i>Coxiella burnetii</i>	Hantawirus Wirus Lassa Wirus Marburg Ebola Gorączka krwotoczna krymsko-kongijska
W trakcie badań	<i>Pneumocystis jiroveci</i>	n/a	n/a

* Lista nie obejmuje mikroorganizmów przenoszonych w aerozolach pochodzących z wody

¶ Dokumentacja pseudoepidemii podczas remontów

** Transmisja drogą powietrzną udokumentowana w laboratorium, ale nie w obszarach opieki nad pacjentem

W dobie narastania lekooporności i wyraźnego związku między zanieczyszczeniem środowiska a zakażeniami szpitalnymi nie ma jednoznacznej odpowiedzi na pytanie, czy powietrze odgrywa rolę w transmisji zakażeń o etiologii MDRO, przyczyniając się do rozwoju ognisk epidemicznych [125].

Jak dotąd nie ma standaryzacji w zakresie wskazań do pobierania próbek powietrza w warunkach szpitalnych, jakiej metody należy użyć i jak interpretować wyniki, aby zastosować je w praktyce kontroli zakażeń [126].

Jakość powietrza w zakładach opieki zdrowotnej wg standardów EU-WHO została zdefiniowana z wyodrębnieniem trzech klas pomieszczeń (tabela 10).

Tab. 10. Klasy czystości mikrobiologicznej powietrza wg standardów EU-WHO dotyczących zanieczyszczenia powietrza w pomieszczeniach szpitalnych [127]

KLASA I <10 CFU/m ³	KLASA II <50 CFU/m ³	KLASA III <200 CFU/m ³
Sale operacyjne ortopedyczne i kardiochirurgiczne, oddziały przeszczepiania szpiku, oparzeniowe	Inne sale operacyjne, oddziały ratunkowe, sale przedoperacyjne, korytarze na bloku operacyjnym, pediatryczny OIT, chirurgiczny OIT, mieszany OIT	Kardiologiczny OIT, oddział położniczy z traktem porodowym, pozostałe oddziały, radiologia, pomieszczenia pomocnicze, sale badań, kuchnia, pralnia

Aerozol biologiczny jest definiowany jako zbiór, utworzony naturalnie lub sztucznie, cząstek biologicznych, które są rozproszone w powietrzu. W oparciu o tę definicję mikroorganizmy można znaleźć w powietrzu w dwóch rodzajach cząstek. Pierwsze to małe cząsteczki pyłu lub kropelki wody lub płynów ustrojowych, tworzące tak zwane jądra kropelkowe. Druga postać to agregat mikroorganizmów pochodzących z ciała pacjenta (np. skóra, wydaliny lub wydzieliny) lub z powierzchni [124,128,129]. Rozmiar unoszących się w powietrzu cząstek z drobnoustrojami zawartymi w aerozolah biologicznych waha się od 2 μm do 100 μm . Większe cząsteczki opadają bardzo szybko, osadzając się na poziomych powierzchniach i nie przemieszczają się dalej niż kilka metrów od źródła. Natomiast małe cząsteczki opadają bardzo powoli. Opisano, że jądro kropelkowe o wielkości 2 μm może utrzymywać się w powietrzu do 4 godzin zanim opadnie na powierzchnię. Biorąc pod uwagę tak długi czas zawieszenia, cząstki te mogą być przenoszone na duże odległości przez prądy powietrzne, a zatem mogą być odpowiedzialne za przenoszenie drobnoustrojów w dużym obszarze szpitala [124,130]. Na zanieczyszczenie środowiska aerozolem biologicznym wpływają: stan wentylacji pomieszczeń szpitalnych, a także cechy samych mikroorganizmów. Bakterie różnią się zdolnością przetrwania w warunkach wysuszenia, braku składników odżywczych i uszkadzającego działania promieniowania, tlenu i wolnych rodników. Przeżywalność w tak niekorzystnych warunkach warunkuje zdolność wytwarzania form przetrwalnikowych, tak jak dzieje się to w przypadku gatunków z rodzaju *Clostridioides* i *Bacillus* [131,132]. Niektóre bakterie, np. prątki, w tym *M. tuberculosis* są wyjątkowo odporne na wysuszenie, przeżywają długo w środowisku, zwłaszcza bez ekspozycji na promieniowanie UV i mogą być przenoszone w małych cząsteczkach na duże odległości. W niekorzystnych warunkach środowiska mogą przetrwać gronkowce, np. *S. aureus* [6]. Bakterie Gram-ujemne przeżywają przez krótszy okres w powietrzu, ale jest kilka wyjątków jak *Acinetobacter* spp. i niektóre szczepy rodzaju *Pseudomonas* [133-135].

6.1. Systemy ogrzewania, wentylacji i klimatyzacji w placówkach ochrony zdrowia

Systemy ogrzewania, wentylacji i klimatyzacji (HVAC) w zakładach opieki zdrowotnej są zaprojektowane tak, aby utrzymywać temperaturę i wilgotność powietrza w pomieszczeniu na poziomie komfortowym dla personelu, pacjentów i gości, kontrolować zapachy, usuwać zanieczyszczone powietrze, ułatwiać spełnienie wymagań dotyczących wentylacji w celu ochrony personelu i pacjentów przed przenoszonymi w powietrzu patogenami powodującymi zakażenia szpitalne i zminimalizować ryzyko przenoszenia patogenów drogą powietrzną od zakażonych pacjentów [70].

System HVAC obejmuje wlot powietrza zewnętrznego, filtry, mechanizmy modyfikacji wilgotności (tj. kontrola wilgotności w lecie, nawilżanie w zimie), sprzęt grzewczy i chłodniczy, wentylatory, przewody, wywiew lub wylot powietrza, nawiewniki lub kratki do prawidłowego rozprowadzania powietrza. Zmniejszona wydajność systemów HVAC w placówkach opieki zdrowotnej, nieefektywność filtrów, niewłaściwa instalacja i niewłaściwa konserwacja mogą przyczynić się do rozprzestrzeniania się zakażeń związanych z opieką zdrowotną drogą powietrzną [70].

Grupa polskich ekspertów pod przewodnictwem A. Charkowskiej opublikowała wytyczne projektowania, wykonania, odbioru i eksploatacji systemów wentylacji i klimatyzacji dla podmiotów wykonujących działalność leczniczą (2018) [136]. Te wytyczne są rekomendowane przez Ministerstwo Zdrowia, a ich omówienie wykracza poza zakres niniejszego dokumentu.

Warto jednak w tym miejscu podkreślić rolę różnicy ciśnień powietrza w salach chorych, dzięki którym można zapewnić pacjentom izolację oddechową lub ochronną. Dodatkowo i ujemne ciśnienia odnoszą się do różnicy ciśnień między dwiema sąsiadującymi przestrzeniami powietrznymi (np. salami chorych i korytarzami). Powietrze wypływa z obszarów lub pomieszczeń o nadciśnieniu (z obszarów o podwyższonym ciśnieniu) do obszarów o niższym (ujemnym) ciśnieniu. Ujemne ciśnienie w pokojach chorych zapobiega przedostawaniu się mikroorganizmów obecnych w powietrzu do korytarzy i zapewnia **izolację**

powietrzną. Pomieszczenia, w których przebywają pacjenci z ciężką neutropenią, mają wyższe ciśnienie niż otaczające pomieszczenia, aby uniemożliwić przenikanie unoszących się w powietrzu patogenów w sąsiednich pomieszczeniach i zanieczyszczeniu przestrzeni powietrznej zajmowanej przez pacjentów wysokiego ryzyka, co pozwala na **izolację ochronną**. Drzwi samozamykające są obowiązkowe dla obu tych obszarów, aby pomóc utrzymać prawidłową różnicę ciśnień. Pomieszczenia o dodatnim i ujemnym ciśnieniu należy utrzymywać zgodnie ze specyficznymi wymaganiami technicznymi (tabela 11) [70].

Tab. 11. Wymagania techniczne dla pomieszczeń przeznaczonych na izolację ochronną i oddechową wg CDC [70]

Charakterystyka techniczna	Obszar dodatniego ciśnienia (izolacja ochronna)	Obszar ujemnego ciśnienia (izolacja oddechowa)
Minimalna różnica ciśnień	>+2,5 Pa	> -2,5 Pa
Wymiana powietrza/godzinę	>12	≥12 (w przypadku remontu lub nowego budynku)
Wydajność filtracji	Wlot: 99,97% dla 0,3 µm DOP (cząstki o średnicy 0,3 µm dioktylu ftalanu); Wylot: niewymagane	Wlot: 90% (test drobinek kurzu) Wylot: 99,97% dla 0,3 µm DOP (cząstki o średnicy 0,3 µm dioktylu ftalanu); Filtracja powietrza przez filtry HEPA wywiewanego z sal izolacyjnych nie powinna być wymagana, pod warunkiem, że wylot powietrza jest umieszczony w sposób zapobiegający ponownemu wejściu powietrza do budynku.
Kierunek przepływu powietrza	Na zewnątrz, do sąsiedniego obszaru	Do pomieszczenia
Przepływ z przestrzeni czystej do brudnej w pomieszczeniu	Z dala od pacjenta (pacjent wysokiego ryzyka, z obniżoną odpornością)	W stronę pacjenta (choroba przenoszona drogą powietrzną)
Idealna różnica ciśnień	>+8 Pa	>-2,5 Pa

Systemy wentylacyjne mogą być idealnymi środowiskami dla rozwoju drobnoustrojów. Prawidłowo zaprojektowane systemy HVAC wymagają rutynowej konserwacji i monitorowania w celu skutecznego zapewnienia akceptowalnej jakości powietrza w pomieszczeniu i zminimalizowania warunków sprzyjających rozprzestrzeniania się patogenów szpitalnych. Monitorowanie wydajności systemu obejmuje określanie różnicy ciśnień między filtrami, regularne kontrole filtrów, testy filtrów HEPA o niskiej lub średniej wydajności oraz testy manometryczne, kontrolujące dodatnie i ujemne ciśnienia, zgodnie z uznanymi w kraju normami, wytycznymi i zaleceniami producentów [70].

6.2. Wskazania do pobierania próbek powietrza w warunkach szpitalnych

Istnieje kilka potencjalnych wskazań do pobierania próbek powietrza w warunkach szpitalnych [124,126,137]. Pobieranie próbek powietrza bez ustalenia celu jest niezalecane [129].

1. Dochodzenie epidemiologiczne w przypadku zakażeń szpitalnych i ognisk epidemicznych. Uważa się, że transmisja drogą powietrzną jest odpowiedzialna za aż 10% zakażeń szpitalnych, w tym o etiologii MRSA, *Acinetobacter* spp. i *Aspergillus* spp. [130]. Liczba zakażeń miejsca operowanego po implantacji protez stawowych koreluje z liczbą bakterii w powietrzu w odległości 30 cm od ran chirurgicznych [138]. Podobnie, wykazano, że filtracja powietrza przez filtry HEPA zmniejsza częstość inwazyjnej aspergilozy płucnej u pacjentów z upośledzoną odpornością [139]. Oceniając zanieczyszczenie powietrza w warunkach klinicznych zakażeń, konieczne jest, aby izolat z powietrza był identyczny genetycznie z izolatem od pacjenta, aby uznać stopień zanieczyszczenia powietrza za istotny [126].

2. Identyfikacja niebezpiecznych procedur i potwierdzenie usunięcia zagrożenia. Niektóre urządzenia medyczne, takie jak myjki ultradźwiękowe stosowane do dezynfekcji sprzętu chirurgicznego, uwalniają bioaerozole do środowiska [140]. Próbk

powietrza można wykorzystać do oceny ilości uwolnionych drobnoustrojów i oceny skuteczności działań naprawczych [128]. Podobnie w przypadku bioterroryzmu pobieranie próbek powietrza może być wykorzystane do wykrycia obecności niebezpiecznych czynników i potwierdzenia skutecznego ich usunięcia po odpowiednim oczyszczeniu [141].

3. Miernik jakości w kontroli zakażeń. Przykładem takiego zastosowania jest monitorowanie mikrobiologiczne czystości sal operacyjnych w rekomendowanych przez Ministerstwo Zdrowia „Wytycznych projektowania, wykonania, odbioru i eksploatacji systemów wentylacji i klimatyzacji dla podmiotów wykonujących działalność leczniczą” (2018) [136]. Powietrze można kontrolować mikrobiologicznie zarówno w regularnych odstępach czasu, w miarę eksploatacji filtrów powietrza, a także w przypadku napraw oraz w trakcie remontów w szpitalu. Nie ma jednak zaleceń dotyczących rutynowych badań mikrobiologicznych powietrza sal operacyjnych [70].

Badanie mikrobiologiczne powietrza pozostaje w wielu aspektach problemem dotychczas nierozwiązanym:

- Brak standardów bezpiecznego poziomu narażenia na zarodniki grzybów (nie ma korelacji pomiędzy skażeniem powietrza a zapadalnością)
- Brak standardowych protokołów testowania (np. odstępy czasu między próbkami, liczba próbek, miejsca pobierania próbek)
- Potrzeba znacznego wsparcia laboratoryjnego
- Problemy mikrobiologiczne (np. fałszywie ujemne wyniki, czas oczekiwania na wynik)
- Nowe, skomplikowane metody analityczne (PCR)
- Nieznany okres inkubacji zakażeń z udziałem *Aspergillus* spp.
- Zmienność odczytów próbnika; czułość zastosowanego próbnika (tj. objętość pobranego powietrza)
- Brak szczegółowych informacji w literaturze na temat warunków pobierania próbek (np. puste pomieszczenia vs. sale w trakcie pracy)
- Brak korelacji między szczepami grzybów izolowanych ze środowiska i z materiału klinicznego
- Zmienne czynniki ryzyka zakażenia u pacjentów szczególnie podatnych na zakażenia (np. liczba odwiedzających, czas spędzony poza środowiskiem ochronnym bez ochrony dróg oddechowych)
- Brak określenia optymalnej temperatury inkubacji posiewów w kierunku grzybów (35 ° C jest najczęściej stosowaną temperaturą)[70].

6.3. Metody pobierania próbek powietrza

Wybrana metoda mikrobiologicznego badania powietrza będzie zależeć od różnych czynników, a przede wszystkim od celu, w którym wykonuje się badanie, rodzaju poszukiwanego mikroorganizmu, wiedzy specjalistycznej lub preferencji badacza oraz dostępnych zasobów sprzętowych i finansowych. Metody stosowane do pobierania próbek powietrza można podzielić na dwie kategorie: metody pasywne i aktywne [142]. Metody pasywne opierają się na sedymentacji, podczas gdy aktywne wykorzystują bardziej złożone urządzenia, takie jak impaktory powietrza, impaktory wirowe lub systemy filtracji [128].

6.3.1. Pobieranie próbek powietrza metodą sedymentacyjną

W metodzie grawitacyjnej cząstki opadają na płytki z podłożem. Średnia wielkość cząstek spotykana w warunkach szpitalnych wynosi około 13 µm. Płytkę agarową o średnicy 100 mm może potencjalnie zbierać cząsteczki z 0,03m³ (28,3L) powietrza w około 15 minut, przy prędkości sedymentacji 0,46 cm/ s [128,142,143].

Zaletami metody sedymentacyjnej są: łatwość w użyciu, niskie koszty i dostępność [142]. Również wyniki uzyskane tą metodą wg Friberg i wsp. są powtarzalne i wiarygodne, w przeciwieństwie do aktywnych metod pobierania próbek. Wynika to z tego, że metoda mierzy bezpośrednio sedymentację drobnoustrojów na powierzchniach poziomych, a nie zawieszone cząsteczki biologiczne w powietrzu w przypadku, których trudno przewidzieć, gdzie i kiedy opadną [144,145].

Ograniczeniem metody sedymentacyjnej jest to, że zapewnia ona jakościowy wynik zanieczyszczenia powietrza, który może słabo korelować z rzeczywistym stopniem zanieczyszczenia badanego środowiska [142,146]. Na uzyskane wyniki wpływa ruch powietrza w pobliżu płytki, co powoduje, że wyniki różnią się w zależności od jej położenia [128]. Czułość badania może być niska w przypadkach, w których obciążenie bakteryjne jest małe (pomieszczenia z wysokim stopniem filtracji powietrza, np. izolatki ochronne) [24,25,142]. Na płytce z podłożem opadają większe cząstki, a mniejsze mogą być niewykrywane (np. pojedyncze zarodniki grzybów), stąd metoda sedymentacji nie jest zalecana w przypadku oceny skażenia zarodnikami grzybów [70]. Metody sedymentacyjne wymagają również dłuższych okresów pobierania próbek w porównaniu do metod aktywnych [142].

Badanie metodą sedymentacji polega zwykle na ekspozycji 3-5 otwartych płytek Petrie'go z podłożem agarowym przez określony czas (zwykle 30 minut). Po tym czasie podłoża są inkubowane w temp. $30 \pm 1^\circ\text{C}$ przez 3 dni (bakterie) lub $22,5 \pm 2,5^\circ\text{C}$ przez 5 dni (grzyby). Liczba CFU/m³ powietrza obliczana jest według wzoru:

$$X = \frac{a \cdot 100 \cdot 100}{p \cdot t \cdot \frac{1}{5}}$$

a – liczba kolonii wyrosłych na płytce

t – czas ekspozycji [min]

p – powierzchnia płytki [cm²]

6.3.2. Aktywne metody pobierania próbek powietrza

W metodach aktywnych (zderzeniowych) próbki pobierane są z wykorzystaniem urządzeń, które wymuszają przepływ powietrza kierując jego strumień bezpośrednio na powierzchnię pożywek hodowlanych [132]. Standardowy pomiar zanieczyszczenia powietrza tymi metodami opiera się na liczbie CFU na metr sześcienny zasysanego powietrza (CFU / m³) [142]. Ocena ilościowa oparta jest na zasadzie, że każda komórka drobnoustroju obecnego w opadających na powierzchnię cząsteczkach tworzy kolonię [132,137]. Istnieje kilka typów urządzeń należących do tej kategorii. Badania porównujące różne urządzenia do aktywnego pobierania próbek powietrza wykazały dużą zmienność wyników przy ich stosowaniu, nawet w sytuacji pobierania próbek w tym samym miejscu i czasie, co utrudnia wskazanie optymalnego urządzenia [137,142,147-151].

Główną zaletą aktywnego pobierania próbek powietrza jest wyższa czułość. Niektóre specyficzne impaktory powietrza pozwalają określić dokładny czas, w którym nastąpiło zanieczyszczenie powietrza, umożliwiając badaczowi korelowanie wyników z czynnościami w badanych pomieszczeniach. Korzystanie z takich urządzeń ma jednak wiele wad: są drogie, a ich użycie jest czasochłonne [137,142,150,152,153]. Ograniczeniem wszystkich metod aktywnego pobierania jest określona objętość badanej próbki powietrza i konieczność pobierania kilku próbek w celu uzyskania reprezentatywnego wyniku badania [142]. Uważa się również, że aktywne metody mogą wpływać niekorzystnie na wzrost niektórych organizmów [132,151,154,155].

Porównanie aktywnych i pasywnych metod pobierania próbek powietrza wykazało rozbieżne wyniki. W dwóch badaniach uzyskano korelację między obiema metodami w wykrywaniu zanieczyszczenia powietrza [137,143]. W jednym badaniu stwierdzono, że w przypadkach, w których poziom zanieczyszczenia powietrza był niski, istniała rozbieżność między obiema metodami, prawdopodobnie z powodu względnie niskiej czułości metody sedymentacyjnej w porównaniu z metodą zderzeniową [137]. Idealna metoda pobierania próbek powietrza powinna być łatwa w użyciu, tania, szeroko dostępna, powinna umożliwić wykrycie wszystkich obecnych cząsteczek biologicznych w aerozolu, umożliwiać uzyskanie wyniku ilościowego i silnie korelować z rzeczywistym stopniem zanieczyszczenia środowiska, umożliwiać maksymalne przeżycie organizmów i zapewnić określenie czasu wystąpienia zanieczyszczenia powietrza [128]. Podsumowując, w przypadku spodziewanych niewielkich zanieczyszczeń mikrobiologicznych powietrza i w badaniach, których celem jest wykazanie obecności grzybów w powietrzu preferowane są aktywne metody pobierania próbek powietrza [70].

7. ROLA ŚRODOWISKA WODNEGO W TRANSMISJI MDRO W ZAKŁADACH OPIEKI ZDROWOTNEJ

Wilgotne środowiska i woda w warunkach opieki zdrowotnej mogą stanowić potencjalne rezerwuary drobnoustrojów chorobotwórczych. W sprzyjających warunkach środowiskowych (np. w odpowiedniej temperaturze i obecności źródła pożywienia) wiele mikroorganizmów, w tym bakterie i niektóre pierwotniaki mogą rozmnażać się lub pozostawać przez długi czas w wysoce stabilnych, odpornych na warunki środowiska (ale zakaźnych) postaciach.

Drogi transmisji drobnoustrojów związane ze środowiskiem wodnym obejmują:

- bezpośredni kontakt z wodą (np. podczas hydroterapii);
- spożycie wody (np. spożywanie zanieczyszczonego lodu);
- pośrednia transmisja kontaktowa (np. z niewłaściwie przygotowanego wyrobu medycznego);
- wdychanie aerozoli rozproszonych ze źródeł wody;
- aspiracja zanieczyszczonej wody.

Pierwsze trzy drogi przenoszenia są zwykle związane z infekcjami wywołanymi przez bakterie Gram-ujemne i prątki niegruźlicze (NTM). Aerozole wytwarzane z zanieczyszczonych źródeł wody stanowią ryzyko zakażenia *Legionella* spp. [70].

Tab. 12. Środowisko wodne jako rezerwuar drobnoustrojów chorobotwórczych w zakładach opieki zdrowotnej [156]

Drobnoustrój	Rezerwuar
<i>Legionella</i> spp.	Stojąca woda, system dostarczania ciepłej wody o niewłaściwej (zbyt niskiej) temperaturze
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	Woda bieżąca- ujęcia wody, krany, zlewy, sprzęt do hydroterapii
<i>Stenotrophomonas maltophilia</i>	Woda destylowana, dializatory, nebulizatory, krany, zanieczyszczone roztwory
<i>Serratia marcescens</i>	Ujęcia wody-krany, zanieczyszczone środki dezynfekcyjne
<i>Acinetobacter</i> spp.	Sprzęt medyczny zbierający wilgoć: układ rur respiratora, nawilzacze
<i>Enterobacter</i> spp.	Nawilzacze
<i>Mycobacterium</i> spp.- niegruźlicze	Woda do płukania bronchoskopów

Ustalono, że zlewy w zakładach opieki zdrowotnej stanowią poważny rezerwuár patogenów w ogniskach epidemicznych. W przeglądzie piśmiennictwa od 2012 roku wykazano następujące czynniki etiologiczne ognisk epidemicznych, których rezerwuarem było środowisko wodne:

- *P. aeruginosa*
- *Escherichia coli*
- *Klebsiella pneumoniae*
- *Klebsiella oxytoca*
- *Serratia marcescens*
- *Enterobacter* spp.
- *Citrobacter* spp.
- *Pantoea agglomerans*
- Pałeczki niefermentujące: *Stenotrophomonas maltophilia*, *Acinetobacter baumannii*, *Elizabethkingia meningoseptica*, *Burkholderia* spp.
- *Fusarium* spp.
- *Mycobacterium mucogenicum*

Wśród pałeczek Gram-ujemnych obserwowano wielolekooporność, w tym wytwarzanie ESBL i karbapenemaz.

Wilgotne środowisko sprzyja tworzeniu biofilmu, w którym tworzące go drobnoustroje mogą przetrwać niekorzystne warunki (ekspozycja na preparaty dezynfekcyjne, niedobór składników odżywczych itp.). Ponadto w obrębie biofilmu obserwowano horyzontalne przeniesienie genów czynników wirulencji i oporności (GIM-1, KPC, NDM, MRSA) [157].

Tworzenie biofilmu jest szczególnie prawdopodobne w takich elementach konstrukcyjnych zlewów jak:

- plastikowe pułapki-syfony
- baterie z aeratorami lub innymi modulatorami przepływu
- krany nad wylewkami
- uszczelki zlewów
- otwory przelewowe

Utworzony biofilm uwalnia fragmenty zawierające żywe drobnoustroje, głównie w wyniku rozpryskiwania wody, co zanieczyszcza sąsiadujące powierzchnie. Dwie kluczowe cechy, które ułatwiają rozpryskiwanie i / lub zanieczyszczenie powierzchni, to:

- głębokość umywalki – płytkie umywalki powodują zanieczyszczenie rąk podczas mycia i promują rozpryskiwanie z późniejszym zanieczyszczeniem kranu, kołnierza zlewu i sąsiednich powierzchni w wyniku powstawania bioaerozolu,
- umiejscowienie baterii w stosunku do odpływu zlewu - woda płynąca bezpośrednio do odpływu może zakłócić utrwalony biofilm w syfonach, powodując rozproszenie patogenów.

W celu ograniczenia kontaminacji umywalek przeznaczonych do higieny rąk należy bezwzględnie unikać ich niewłaściwego wykorzystywania – np. wylewania wydaliny pacjenta do umywalek. Ponadto należy pamiętać, że umieszczanie materiałów do opieki nad pacjentem w pobliżu umywalek/zlewów stwarza ryzyko ich kontaminacji [157].

Wygaszanie ognisk epidemicznych związanych ze skażonymi umywalkami/ zlewami wymaga wielokierunkowych działań, z naciskiem na takie elementy jak:

- czyszczenie i dezynfekcja – z użyciem preparatów chlorowych i innych, najczęściej w pojedynczej interwencji są nieskuteczne

- eradykacja biofilmu – gorąca para wodna pod ciśnieniem z dezynfekcją (ponowne powstanie biofilmu po kilku dniach – 9 miesiącach), samodezynfekujące się syfony – wibracje z promieniowaniem UV lub wysoką temperaturą (najczęściej połączone z instalacją filtrów lub wymianą kanalizacji lub osprzętu i dezynfekcją)
- instalacja filtrów punktowych – przy nieskuteczności dezynfekcji; filtry wymagają wymiany i konserwacji
- usunięcie zlewu i / lub armatury, rur – najbardziej skuteczna metoda w ognisku zakażeń [157]

7.1. Sale chorych z obniżoną odpornością

W przypadku sal chorych z obniżoną odpornością należy przestrzegać następujących zasad:

- regularna dezynfekcja słuchawek prysznicowych i aeratorów kranów preparatami na bazie chloru.
- unikanie stosowania nawilzaczy wytwarzających aerozol, chyba że są one poddawane dezynfekcji wysokiego stopnia i napełniane sterylną wodą.

W przypadku dodatnich wyników badań wody w kierunku *Legionella* wdrożyć poniższe zasady, aż do uzyskania posiewów ujemnych:

- odkazić dopływ wody według zaleceń
- nie używać wody z kranów w pomieszczeniach pobytu pacjenta (unikanie tworzenia zakaźnych aerozoli)
- zrezygnować z kąpiei pod prysznicem; myć pacjenta używając wody wolnej od *Legionella*
- zapewnić pacjentom wodę butelkowaną lub sterylną do mycia zębów [70,158]

7.2. Ognisko epidemiczne spowodowane *Pseudomonas aeruginosa*

W celu ograniczenia ryzyka zakażeń *P. aeruginosa* zalecany jest nadzór nad szpitalnym systemem dostarczania wody, obejmujący przede wszystkim takie działania jak:

- właściwa instalacja i konserwacja systemu (eliminacja punktów zastoju wody),
- regularne spłukiwanie rzadko używanych kranów umywalk, zlewów, kabin prysznicowych itp. – zalecane rano przez 1 minutę,
- sprawdzenie, czy woda wypływająca z kranów nie powoduje rozprysków poza obszarem użytkowania,
- rozważenie usunięcia dodatkowych elementów z kranów (rozet, aeratorów), z kontrolą, czy ich usunięcie nie spowoduje przepływu wody pod zwiększonym ciśnieniem.

Unikanie ryzyka skażenia / zakażenia wymaga także dostosowania się do poniższych zaleceń:

- nie należy używać stanowisk do mycia rąk do innych celów, np. płukania użytego sprzętu, usuwania pozostałości płynów itp.,
 - nie należy przygotowywać/ wykonywać procedur aseptycznych w obszarach, w których istnieje ryzyko skażenia powierzchni w wyniku rozprysku wody,
 - nie należy przechowywać sprzętu w obszarach, w których istnieje ryzyko skażenia powierzchni w wyniku rozprysku wody,
 - do nawilzaczy używać jedynie sterylnej wody,
 - na oddziałach neonatologicznych: nie używać ciepłej wody z kranu do rozmrażania lub podgrzewania mleka [159,160].
-

W sytuacji wystąpienia zakażeń związanych z opieką zdrowotną, w której prawdopodobnym źródłem może być woda dostarczana przez instalację wodną do miejsca pobytu pacjenta lub miejsca przygotowania sprzętu stosowanego u pacjentów zalecane jest:

- badanie wody w miejscach, w których woda ma bezpośredni kontakt z pacjentami, personelem lub jest używana do czyszczenia sprzętu (zalecane jest pobranie próbek wody bez wstępnego spłukiwania)
- badanie endoskopu: do badania należy pobrać próbkę o objętości 20 ml uzyskaną po przepłukaniu kanałów endoskopu jałowym roztworem soli fizjologicznej
- badanie wody przeznaczonej do końcowego płukania w myjni-dezynfektorze

7.3. Badanie czystości mikrobiologicznej wody w zakładach opieki zdrowotnej

Woda rutynowo jest badana zgodnie z Rozporządzeniem Ministra Zdrowia z dnia 7 grudnia 2017 r. w sprawie jakości wody przeznaczonej do spożycia przez ludzi (Dz.U. 2017 poz.2294).

Badanie wody w kierunku *P. aeruginosa*:

- Zalecane w ognisku epidemicznym, w przypadku podejrzenia wody jako źródła zakażenia
- Pobieranie próbek wody po co najmniej 2 godzinach jej nieużywania w danym punkcie (rano)
- Przed pobraniem próbek kran nie powinien być dezynfekowany (termicznie, chemicznie) ani czyszczony
- Próbkę należy pobrać do sterylnej butelki o pojemności 500-1000 ml zawierającej odpowiedni neutralizator
- Zalecane pobranie dwóch próbek: pierwsza bez przepłukiwania kranu, druga po przepłukaniu przez co najmniej minutę (optymalnie 2 minuty)
- Próbkę należy dokładnie oznakować: czas pobrania (przed lub po spłukaniu), woda (gorąca, zimna, zmieszana), lokalizacja kranu, data i godzina pobrania próbek
- Nie dotykając gwintu nasadki i pojemnika należy pobrać 450-500 ml (minimum 200 ml) wody; zakręcić pojemnik i odwracając wymieszać neutralizator z pobraną wodą.
- Próbkę wody przekazać do laboratorium w ciągu 2 godzin lub schłodzić do 2-8 °C i przekazać w ciągu 24 godzin.
- Interpretacja wyników:
 - Wysoka liczba *P. aeruginosa* przed spłukaniem (> 10 CFU / 100 ml) i niska liczba (<10 CFU / 100 ml) po spłukaniu oznacza skażenie miejscowe
 - Wysoka liczba *P. aeruginosa* przed spłukaniem (> 10 CFU / 100 ml) i wysoka liczba (>10 CFU / 100 ml) po spłukaniu oznacza skażenie wody w całej instalacji wodnej [158]
- Zasady postępowania w zależności od wyniku posiewu ilościowego w kierunku *P. aeruginosa*:
 - > 10 CFU w 100 ml: zbadać przyczynę i wdrożyć działania naprawcze
 - 1-10 CFU w 100 ml: zbadać przyczynę i rozważyć działania naprawcze
 - 0 CFU w 100 ml: brak działań
 - badania kontrolne po 3 tygodniach [60].

8. PIŚMIENNICTWO

1. Donskey C. J.: Does improving surface cleaning and disinfection reduce health care-associated infections? *Am J Infect Control*. 2013; 41(5 Suppl): S12-9.
2. Hayden M.K., Blom D.W., Lyle E.A., et al.: Risk of hand or glove contamination after contact with patients colonized with vancomycin-resistant enterococcus or the colonized patients' environment. *Infect Control Hosp Epidemiol* 2008;29:149-54.
3. Otter J.A., Yezli S., Salkeld J.A., French G.L.: Evidence that contaminated surfaces contribute to the transmission of hospital pathogens and an overview of strategies to address contaminated surfaces in hospital settings. *Am J Infect Control*. 2013; 41(5 Suppl): 6-11.
4. PIDAC: Best Practices for Environmental Cleaning for Prevention and Control of Infections in All Health Care Settings, 3rd Edition, April 2018. <https://www.publichealthontario.ca/-/media/documents/bp-environmental-cleaning.pdf?la=en>
5. Kramer A., Schwebke I., Kampf G.: How long do nosocomial pathogens persist on inanimate surfaces? A systematic review. *BMC Infectious Diseases* 2006, 6: 130. doi:10.1186/1471-2334-6-130.
6. Gehanno J.F., Louvel A., Nouvellon M., et al.: Aerial dispersal of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in hospital rooms by infected or colonized patients. *J Hosp Infect*. 2009;71(3):256-62..
7. Coia J.E., Duckworth G.J., Edwards D.I., et al.: Guidelines for the control and prevention of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) in healthcare facilities. *J Hosp Infect*. 2006; 63(SUPPL. 1):1-44.
8. Shiomori T., Miyamoto H., Makishima K., et al.: Evaluation of bedmaking-related airborne and surface methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* contamination. *J Hosp Infect*. 2002;50(1):30-5.
9. Rohr U., Kaminski A., Wilhelm M., et al.: Colonization of patients and contamination of the patients' environment by MRSA under conditions of single-room isolation. *Int J Hyg Environ Health*. 2009;212(2):209-15.
10. Hardy K.J., Oppenheim B.A., Gossain S., et al.: A study of the relationship between environmental contamination with methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) and patients' acquisition of MRSA. *Infect Control Hosp Epidemiol*. 2006;27(2):127-32.
11. French G.L., Otter J.A., Shannon K.P., et al.: Tackling contamination of the hospital environment by methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA): a comparison between conventional terminal cleaning and hydrogen peroxide vapour decontamination. *J Hosp Infect*. 2004;57(1):31-7.
12. Huang R., Mehta S., Weed D., et al.: Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* survival on hospital fomites. *Infect Control Hosp Epidemiol*. 2012;27(11):1267-9.
13. Wilson R.D., Huang S.J., McLean A.S.: The correlation between airborne methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* with the presence of MRSA colonized patients in a general intensive care unit. *Anaesth Intensive Care*. 2004;32(2):202-9.
14. Centers for Disease Control and Prevention. Antibiotic resistance threats in the United States, 2013. Atlanta: Centers for Disease Control and Prevention; 2013. <http://www.cdc.gov/drugresistance/pdf/ar-threats-2013-508.pdf>
15. Muzslay M., Moore G., Turton J.F., et al.: Dissemination of antibiotic-resistant enterococci within the ward environment: the role of airborne bacteria and the risk posed by unrecognized carriers. *Am J Infect Control*. 2013;41(1):57-60.
16. Mayer R.A., Geha R.C., Helfand M.S., et al.: Role of fecal incontinence in contamination of the environment with vancomycin-resistant enterococci. *Am J Infect Control*. 2003;31(4):221-5.
17. McDermott H., Skally M., O'Rourke J., et al.: Vancomycin-Resistant Enterococci (VRE) in The Intensive Care Unit in a Non-outbreak Setting: Identification of Potential Reservoirs and Epidemiological Associations Between Patient and Environmental VRE. *Infect Control Hosp Epidemiol* 2018 ;39(1):40-45. doi: 10.1017/ice.2017.248.
18. Drees M., Snyderman D.R., Schmid C.H., et al.: Prior environmental contamination increases the risk of acquisition of vancomycin-resistant enterococci. *Clin Infect Dis* 2008;46(5):678-685.

19. Munoz-Price L.S., Weinstein R.A.: *Acinetobacter* infection. *N Engl J Med*. 2008;358(12):1271-81.
20. Catalano M., Quelle L.S., Jeric P.E., et al.: Survival of *Acinetobacter baumannii* on bed rails during an outbreak and during sporadic cases. *J Hosp Infect*. 1999;42(1):27-35.
21. Gerner-Smidt P.: Endemic occurrence of *Acinetobacter calcoaceticus/biovar anitratus* in an intensive care unit. *J Hosp Infect*. 1987;10(3):265-72.
22. Allen K.D., Green H.T.: Hospital outbreak of multi-resistant *Acinetobacter anitratus*: an airborne mode of spread? *J Hosp Infect*. 1987;9(2):110-9.
23. Maragakis L.L., Perl T.M.: *Acinetobacter baumannii*: epidemiology, antimicrobial resistance, and treatment options. *Clin Infect Dis*. 2008;46(8):1254-63; 23-26.
24. Shimose L.A., Doi Y., Bonomo R.A., et al.: Contamination of ambient air with *Acinetobacter baumannii* on consecutive inpatient days. *J Clin Microbiol*. 2015;53(7):2346-8.
25. Shimose L.A., Masuda E., Sfeir M., et al.: Carbapenem-resistant *Acinetobacter baumannii*: concomitant contamination of air and environmental surfaces. *Infect Control Hosp Epidemiol*. 2016;37(07):777-81.
26. Akalin H., Ozakin C., Gedikoglu S.: Epidemiology of *Acinetobacter baumannii* in a university hospital in Turkey. *Infect Control Hosp Epidemiol*. 2006;27(4):404-8.
27. Crombach W.H., Dijkshoorn L., Noort-Klaassen M., et al.: Control of an epidemic spread of a multi-resistant strain of *Acinetobacter calcoaceticus* in a hospital. *Intensive Care Med*. 1989;15(3):166-70.
28. Barbolla R.E., Centron D., Maimone S., et al.: Molecular epidemiology of *Acinetobacter baumannii* spread in an adult intensive care unit under an endemic setting. *Am J Infect Control*. 2008;36(6):444-52.
29. Munoz-Price L.S., Fajardo-Aquino Y., Arheart K.L., et al.: Aerosolization of *Acinetobacter baumannii* in a trauma ICU*. *Crit Care Med*. 2013;41(8):1915-8.
30. Rock C., Harris A.D., Johnson J.K., et al.: Infrequent air contamination with *Acinetobacter baumannii* of air surrounding known colonized or infected patients. *Infect Control Hosp Epidemiol*. 2015;36(7):830-2.
31. Trautmann M., Lepper P.M., Haller M.: Ecology of *Pseudomonas aeruginosa* in the intensive care unit and the evolving role of water outlets as a reservoir of the organism. *Am J Infect Control* 2005; 33(5 Suppl 1):S41-9.
32. Zimakoff J., Hoiby N., Rosendal K., et al.: Epidemiology of *Pseudomonas aeruginosa* infection and the role of contamination of the environment in a cystic fibrosis clinic. *J Hosp Infect*. 1983;4(1):31-40.
33. Panagea S., Winstanley C., Walshaw M.J., et al.: Environmental contamination with an epidemic strain of *Pseudomonas aeruginosa* in a Liverpool cystic fibrosis centre, and study of its survival on dry surfaces. *J Hosp Infect*. 2005;59(2):102-7.
34. Griebble H.G., Colton F.R., Bird T.J., et al.: Fine-particle humidifier* source of *Pseudomonas aeruginosa* infections in a respiratory-disease unit. *N Engl J Med*. 1970;282(10):531-5.
35. Munoz-Price L.S., Poirel L., Bonomo R.A., et al.: Clinical epidemiology of the global expansion of *Klebsiella pneumoniae* carbapenemases. *Lancet Infect Dis*. 2015;13(9):785-96.
36. Weber D.J., Sickbert-Bennett E.E., Kanamori H., et al.: New and emerging infectious diseases (Ebola, Middle Eastern respiratory syndrome coronavirus, carbapenem-resistant Enterobacteriaceae, *Candida auris*): Focus on environmental survival and germicide susceptibility. *Am J Infect Control*. 2019; 47: A29-A38. doi: 10.1016/j.ajic.2019.03.004.
37. CSA Group. CSA Z8002-14: Operation and maintenance of health care facilities. Toronto, ON: CSA Group; 2014.
38. Public Health Agency of Canada. Essential resources for effective infection prevention and control programs: A matter of patient safety - a discussion paper [Internet]. Ottawa, ON: Her Majesty the Queen in Right of Canada; 2010 [cited 2016 Mar 15]. Available from: www.phac-aspc.gc.ca/nois-sinp/guide/ps-sp/index-eng.php
39. Provincial Infectious Disease Advisory Committee, Best Practices for Environmental Cleaning for Infection Prevention and Control, 2018. <https://www.publichealthontario.ca/-/media/documents/bp-environmental-cleaning.pdf>

40. Rampling A., Wiseman S., Davis L., et al. Evidence that hospital hygiene is important in the control of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*. *J Hosp Infect.* 2001;49(2):109-16.
41. Denton M., Wilcox M.H., Parnell P., et al.: Role of environmental cleaning in controlling an outbreak of *Acinetobacter baumannii* on a neurosurgical intensive care unit. *J Hosp Infect.* 2004;56(2):106-10.
42. Auditor General for Scotland. A clean bill of health? A review of domestic services in Scottish hospitals [Internet]. Edinburgh, Scotland: Audit Scotland; 2000 (przeładowany 2009). Dostępna: www.audit-scotland.gov.uk/docs/health/2000/nr_000407_domestic_services_hospitals.pdf
43. Wilson A.P., Smyth D., Moore G., et al.: The impact of enhanced cleaning within the intensive care unit on contamination of the near-patient environment with hospital pathogens: a randomized crossover study in critical care units in two hospitals. *Crit Care Med.* 2011;39(4):651-8.
44. Scott D., Kane H., Rankin A.: 'Time to clean': A systematic review and observational study on the time required to clean items of reusable communal patient care equipment. *Journal of Infection Prevention*, 2017 Nov; 18(6): 289-294.
45. Saito R., Henneberger P., Humann M.: Characterization of cleaning and disinfecting tasks and product use among hospital occupations. *Am J Ind Med.* 2015 Jan;58(1):101-11.
46. Cheng V., Chau P., Lee W.: Hand-touch contact assessment of high-touch and mutual-touch surfaces among healthcare workers, patients, and visitors. *J Hosp Infect.* 2015 Jul; 90(3):220-5.
47. Zoutman D.E., Ford B., Sopha K., et al.: The influence of patient room type, cleaning procedure, and isolation precautions on room cleaning times in Canadian acute care hospitals. *Canadian Journal of Infection Control* 2015, Vol. 30 Issue 4, 213-217.
48. Dancer S., White L., Lamb J.: Measuring the effect of enhanced cleaning in a UK hospital: a prospective cross-over study. 2009, Article no 28. *BMC Medicine* volume 7.
49. Walker J., International Sanitary Supply Association. The official ISSA 447 cleaning times. Walker J., editor. Northbrook, IL: International Sanitary Supply Association; 2003.
50. Dancer S.J.: Controlling hospital-acquired infection: focus on the role of the environment and new technologies for decontamination. *Clin Microbiol Rev.* 2014;27(4):665-90. Available from: <http://cmr.asm.org/content/27/4/665.long>
51. Khanafer N., Voirin N., Barbut F., et al.: Hospital management of *Clostridium difficile* infection: a review of the literature. *J Hosp Infect.* 2015;90(2):91-101.
52. Macleod-Glover N., Sadowski C.: Efficacy of cleaning products for *C. difficile*: environmental strategies to reduce the spread of *Clostridium difficile*-associated diarrhea in geriatric rehabilitation. *Can Fam Physician.* 2010;56(5):417-23. Available from: <http://www.cfp.ca/content/56/5/417.long>
53. Guerrero D.M., Carling P.C., Jury L.A., et al.: Beyond the Hawthorne effect: reduction of *Clostridium difficile* environmental contamination through active intervention to improve cleaning practices. *Infect Control HospEpidemiol.* 2013;34(5):524-6.
54. Sitzlar B., Deshpande A, Fertelli D, et al.: An environmental disinfection odyssey: evaluation of sequential interventions to improve disinfection of *Clostridium difficile* isolation rooms. *Infect Control HospEpidemiol.* 2013;34(5):459-65.
55. Ramphal L., Suzuki S., McCracken I.M., Addai A.: Improving hospital staff compliance with environmental cleaning behavior. *Proc (BaylUniv Med Cent).* 2014;27(2):88-91. Available from: <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC3954653/>
56. Smith P.W., Beam E., Sayles H., et al.: Impact of adenosine triphosphate detection and feedback on hospital room cleaning. *Infect Control HospEpidemiol.* 2014;35(5):564- 9.
57. Grabsch E.A., Mahony A.A., Cameron D.R., et al.: Significant reduction in vancomycin-resistant enterococcus colonization and bacteraemia after introduction of a bleach- based cleaning-disinfection programme. *J Hosp Infect.* 2012;82(4):234-42.

-
58. Occupational Health and Safety Awareness and Training, O Reg 297/13. Dostępne: www.ontario.ca/laws/regulation/130297
 59. CSA Group. CAN/CSA-Z1000-14: Occupational health and safety management. Toronto, ON: CSA Group; 2014.
 60. Dettenkofer M., Wenzler S., Amthor S., et al.: Does disinfection of environmental surfaces influence healthcare associated infection rates? A systematic review. *Am J Infect Control*. 2004; 32(2):84-9.
 61. Neely A.N., Maley M.P., Warden G.D.: Computer keyboards as reservoirs for *Acinetobacter baumannii* in a burn hospital. *Clin Infect Dis*. 1999; 29(5):1358-60.
 62. Rutala W.A., White M.S., Gergen M.F., et al.: Bacterial contamination of keyboards: efficacy and functional impact of disinfectants. *Infect Control HospEpidemiol*. 2006; 27(4):372-7.
 63. Oie S., Hosokawa I., Kamiya A.: Contamination of room door handles by methicillin-sensitive/methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*. *J Hosp Infect*. 2002; 51(2):140-3.
 64. Smith S.J., Young V., Robertson C., et al.: Where do hands go? An audit of sequential hand-touch events on a hospital ward. *J Hosp Infect*. 2012;80(3):206-11.
 65. Huslage K., Rutala W.A., Sickbert-Bennett E., et al.: A quantitative approach to defining "high-touch" surfaces in hospitals. *Infect Control HospEpidemiol*. 2010;31(8):850-3.
 66. Health Service Executive: National Cleaning Manual Appendices, 2006 (<https://www.hse.ie/eng/services/publications/hospitals/hse-national-cleaning-standards-manual-appendices.pdf>)
 67. Moore G., Muzslay M., Wilson A.P.: The type, level, and distribution of microorganisms within the ward environment: a zonal analysis of an intensive care unit and a gastrointestinal surgical ward. *Infect Control HospEpidemiol*. 2013;34(5):500-6.
 68. Morter S., Bennet G., Fish J., et al.: Norovirus in the hospital setting: virus introduction and spread within the hospital environment. *J Hosp Infect*. 2011;77(2):106-12.
 69. Russotto V., Cortegiani A., Raineri S.M., et al.: Bacterial contamination of inanimate surfaces and equipment in the intensive care unit. *J IntensiveCare*. 2015;3:54. Dostępne na: <http://jintensivecare.biomedcentral.com/articles/10.1186/s40560-015-0120-5>
 70. Sehulster L., Chinn R.Y.; CDC, HICPAC. Guidelines for environmental infection control in health-care facilities. Recommendations of CDC and the Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee (HICPAC). *MMWR Recomm Rep*. 2003;52(RR-10):1-42. Dostępne na: <http://www.cdc.gov/mmwr/preview/mmwrhtml/rr5210a1.htm>
 71. Maki D.G., Alvarado C.J., Hassemer C.A., et al.: Relation of the inanimate hospital environment to endemic nosocomial infection. *N Engl J Med* 1982; 307:1562-6.
 72. Danforth D., Nicolle L.E., Hume K., et al.: Nosocomial infections on nursing units with floors cleaned with a disinfectant compared with detergent. *J Hosp Infect* 1987; 10: 229-35.
 73. Ayliffe G.A.J., Collins B.J., Lowbury E.J.L.: Cleaning and disinfection of hospital floors. *Br Med J* 1966;2:442-5.
 74. Dharan S., Mourouga P., Copin P., et al.: Routine disinfection of patients' environmental surface: Myth or reality? *J Hosp Infection* 1999; 42:113-7.
 75. Ayliffe G.A.J., Collins B.J., Lowbury E.J.L., et al.: Ward floors and other surfaces as reservoirs of hospital infection. *J Hyg (Camb)* 1967;65:515-37.
 76. Petersen N.J., Marshall J.H., Collins D.E.: Why wash walls in hospital isolation rooms? *Health Lab Sci* 1973;10:23-7.
 77. Palmer P.H., Yeoman D.M.: A study to assess the value of disinfectants when washing ward floors. *Med J Australia* 1972;2:1237-9.
 78. Adams C.E., Smith J., Watson V., et al.: Examining the association between surface bioburden and frequently touched sites in intensive care. *J Hosp Infect*. 2017;95(1):76-80.
-

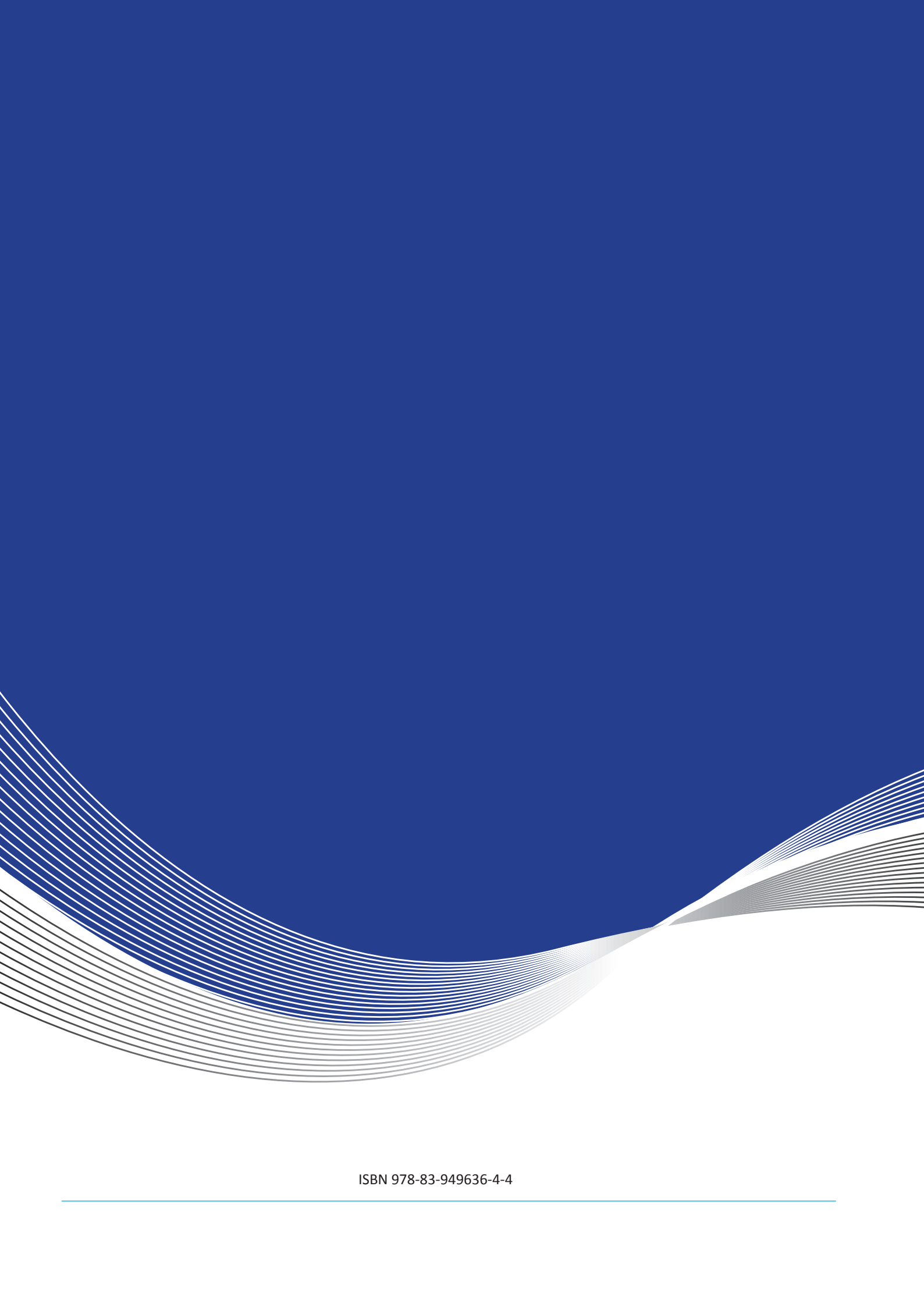
-
79. Seki M., Machida H., Yamagishi Y., et al.: Nosocomial outbreak of multidrug-resistant *Pseudomonas aeruginosa* caused by damaged transesophageal echocardiogram probe used in cardiovascular surgical operations. *J Infect Chemother.* 2013;19(4):677-81.
 80. Russotto V., Cortegiani A., Raineri S.M., et al.: What is the risk of acquiring bacteria from prior intensive care unit bed occupants? *Crit Care.* 2017;21(1):55-017-1652- y. Dostępne: <http://ccforum.biomedcentral.com/articles/10.1186/s13054-017-1652-y>
 81. Levin P.D., Shatz O., Sviri S., et al.: Contamination of portable radiograph equipment with resistant bacteria in the ICU. *Chest.* 2009;136(2):426-32.
 82. Matsuo M., Oie S., Furukawa H.: Contamination of blood pressure cuffs by methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* and preventive measures. *Ir J MedSci.* 2013;182(4):707-9. Dostępne: <http://link.springer.com/article/10.1007%2Fs11845-013-0961-7>
 83. Rutala W.A.: APIC guideline for selection and use of disinfectants. *Am J Infect Control* 1996; 24: 313- 42.
 84. Van den Berg R.W.A., Claahsen H.L., Niessen M., et al.: *Enterobacter cloacae* outbreak in the NICU related to disinfected thermometers. *J Hosp Infect* 2000;45:29-34.
 85. McDonald L.C., Arduino M.: Climbing the Evidentiary Hierarchy for Environmental Infection Control. *Clin Infect Dis.* 2013; 56(1): 36-39.
 86. Han J.H., Sullivan N., Leas B.F., et al.: Cleaning Hospital Room Surfaces to Prevent Health Care-Associated Infections: A Technical Brief. *Ann Intern Med.* 2015;163(8):598-607.
 87. Rutala W.A., Weber D.J.: Disinfectants used for environmental disinfection and new room decontamination technology. *American Journal of Infection Control*, 2013; 41 (5): 36-41.
 88. Rutala W.A., Weber D.J.: Disinfection, sterilization, and antisepsis: An overview. *Am J Infect Contr* 2019; 47 (Suppl); 3-9.
 89. Shaughnessy M.K., Micieli R.L., DePestel D.D., et al.: Evaluation of hospital room assignment and acquisition of *Clostridium difficile* infection. *Infect Control HospEpidemiol* 2011; 32: 201-206.
 90. Kundrapu S., Sunkesula V., Jury L.A., et al.: Daily disinfection of high-touch surfaces in isolation rooms to reduce contamination of healthcare personnel' hands. *Infect Control HospEpidemiol* 2012; 33: 1039-1042.
 91. Jernigan J.A., Siegman-Igra Y., Guerrant R.C., et al.: A randomized crossover study of disposable thermometers for prevention of *Clostridium difficile* and other nosocomial infections. *Infect Control Hosp Epidemiol* 1998; 19: 494-499.
 92. Riggs M.M., Sethi A.K., Zabarsky T.F., et al.: Asymptomatic carriers are a potential source for transmission of epidemic and nonepidemic *Clostridium difficile* strains among long-term care facility residents. *Clin Infect Dis* 2007; 45: 992-998.
 93. Donskey C.J.: Decontamination devices in health care facilities: Practical issues and emerging applications. *Am J Infect Control* 2019; 47S: 23-28.
 94. Weber D.J., Rutala W.A., Anderson D.J., et al.: Effectiveness of ultraviolet devices and hydrogen peroxide systems for terminal room decontamination: Focus on clinical trials. *Am J Infect Control* 2016; 44(5 Suppl): 77-84.
 95. Marra A.R., Schweizer M.L., Edmond M.B.: No-Touch Disinfection Methods to Decrease Multidrug-Resistant Organism Infections: A Systematic Review and Meta-analysis. *Infect Control Hosp Epidemiol* 2018; 39: 20-31.
 96. Leas B.F., Sullivan N., Han J.H., et al.: Environmental cleaning for the prevention of healthcare-associated infections. Technical brief No. 22. (Prepared by the ECRI Institute - Penn Medicine Evidence-based Practice Center under Contract No. 290-2012-00011-I.) AHRQ Publication No. 15-EHC020-EF [Internet]. Rockville, MD: Agency for Healthcare Research and Quality; 2015. Dostępne: www.effectivehealthcare.ahrq.gov/sites/default/files/pdf/healthcare-infections_technical-brief.pdf
 97. Goldstein E.J., Johnson S., Maziade P.J., et al.: Pathway to prevention of nosocomial *Clostridium difficile* infection. *Clin Infect Dis.* 2015;60 Suppl 2:S148-58. Available from: http://academic.oup.com/cid/article/60/suppl_2/S148/379746
-

-
98. Zoutman D.E., Ford B.D., Sopha K.: Working relationships of infection prevention and control programs and environmental services and associations with antibiotic-resistant organisms in Canadian acute care hospitals. *Am J Infect Control*. 2014;42(4):349-52.
 99. Government of South Australia. Cleaning Standards for South Australian Healthcare Facilities. 2014, zaktualizowane 2017.
 100. Dancer S.J., Kramer A.: Four steps to clean hospitals: LOOK, PLAN, CLEAN and DRY. *J Hosp Infect*. 2019; 103(1): e1-e8. doi: 10.1016/j.jhin.2018.12.015.
 101. HSE Quality, Risk & Customer Care, National Hospitals Office. Cleaning Manual – Acute Hospitals, 2006. National Patient Safety Agency The NHS Cleaning Manual.
 102. CSA Group. CSA Z317.13-17: Infection control during construction, renovation and maintenance of health care facilities. Toronto, ON: CSA Group; 2017.
 103. Bar V.: Categories for water, flood or sewage damage - 3 types of categories for your insurance claim. *EzineArticles* [Internet][cited 2012 Apr 20]. Dostępne: <http://ezinearticles.com/?Categories-For-Water,-Flood-Or-Sewage-Damage---3-Types-Of-Categories-For-Your-Insurance-Claim&id=1082761>
 104. Health Canada. Infection control guidelines: hand washing, cleaning, disinfection and sterilization in health care. *Can Commun Dis Rep*. 1998;24(Suppl 8):1-55. Dostępne: www.collectionscanada.gc.ca/webarchives/20071115105916/http://www.phac-aspc.gc.ca/publicat/ccdr-rmtc/98pdf/cdr24s8e.pdf
 105. Carling P.C., Bartley J.M.: Evaluating hygienic cleaning in health care settings: what you do not know can harm your patients. *Am J Infect Control*. 2010;38:S41-50.
 106. Deshpande A., Donskey C.J.: Practical Approaches for Assessment of Daily and Post-discharge Room Disinfection in Healthcare Facilities. *Curr Infect Dis Rep* 2017; 19: 32.
 107. Guh A., Carling P.: Environmental Evaluation Workgroup (CDC): Options for Evaluating Environmental Cleaning. December 2010. <https://www.cdc.gov/hai/pdfs/toolkits/Environ-Cleaning-Eval-Toolkit12-2-2010.pdf>
 108. Ministry of Health, New South Wales. Environmental cleaning policy [Internet]. North Sydney, NW: The Crown in right of the State of New South Wales; 2012. Dostępne: www1.health.nsw.gov.au/pds/ActivePDSDocuments/PD2012_061.pdf
 109. National Patient Safety Agency. The revised healthcare cleaning manual [Internet]. Redditch, UK: National Health Service England; 2009. Dostępne: www.nrls.npsa.nhs.uk/EasySiteWeb/getresource.axd?AssetID=61814
 110. National Facilities Scotland, Health Care Associated Infection Task Force. The NHS Scotland national cleaning services specification. Version 4.0 June 2016 [Internet]. Glasgow: Health Facilities Scotland; 2016; Dostępne: www.hfs.scot.nhs.uk/publications/1479818599-The%20NHSScotland%20National%20Cleaning%20Services%20Specification%20%20-%20June%202016.pdf
 111. Ontario Healthcare Housekeepers Association. Cleaning standards for health care facilities. Bath, ON: Ontario Healthcare Housekeepers' Association Inc; 2000.
 112. Malik R.E., Cooper R.A., Griffith C.J.: Use of audit tools to evaluate the efficacy of cleaning systems in hospitals. *Am J Infect Control*. 2003;31(3):181-7.
 113. Griffith C.J., Cooper R.A., Gilmore J., et al.: An evaluation of hospital cleaning regimes and standards. *J Hosp Infect*. 2000;45(1):19-28.
 114. Cooper R.A., Griffith C.J., Malik R.E., et al.: Monitoring the effectiveness of cleaning in four British hospitals. *Am J Infect Control*. 2007;35(5):338-41.
 115. Sherlock O., O'Connell N., Creamer E., et al.: Is it really clean? An evaluation of the efficacy of four methods for determining hospital cleanliness. *J Hosp Infect*. 2009;72(2):140-6.
 116. Han J.H., Sullivan N., Leas B.F., et al.: Cleaning hospital room surfaces to prevent health care-associated infections: a technical brief. *Ann Intern Med*. 2015;163(8):598-607. <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC4812669/>
-

-
117. Mitchell B.G., Dancer S.J., Anderson M., et al.: Risk of organism acquisition from prior room occupants: a systematic review and meta-analysis. *J Hosp Infect.* 2015;91(3):211-7
 118. Hayden M.K., Bonten M.J., Blom D.W., et al.: Reduction in acquisition of vancomycin-resistant *Enterococcus* after enforcement of routine environmental cleaning measures. *Clin Infect Dis.* 2006;42(11):1552-60. <http://academic.oup.com/cid/article/42/11/1552/282558>
 119. World Health Organization. Infection prevention and control of epidemic- and pandemic-prone respiratory infections in health care. Geneva: World Health Organization; 2014 http://apps.who.int/iris/bitstream/10665/112656/1/9789241507134_eng.pdf?ua=1
 120. Snyder G.M., Holyoak A.D., Leary K.E., et al.: Effectiveness of visual inspection compared with non-microbiologic methods to determine the thoroughness of post-discharge cleaning. *Antimicrob Resist Infect Control.* 2013;2(1):26. <http://aricjournal.biomedcentral.com/articles/10.1186/2047-2994-2-26>
 121. Dancer SJ.: How do we assess hospital cleaning? A proposal for microbiological standards for surface hygiene in hospitals. *J Hosp Infect.* 2004. 56 (1):10-5.
 122. White L.F., Dancer S.J., Robertson C., et al.: Are hygiene standards useful in assessing infection risk? *Am J Infect Control.* 2000;36(5):381-4.
 123. Galvin S., Dolan A., Cahill O., et al.: Microbial monitoring of the hospital environment: why and how? *J Hosp Infect.* 2012; 82(3): 143-151.
 124. Beggs C.B.: The airborne transmission of infection in hospital buildings: fact or fiction? *Indoor Built Environ.* 2003;12(1):9-18.
 125. Bernard M.C., Lanotte P., Lawrence C., et al.: Air contamination around patients colonized with multidrug-resistant organisms. *Infect Control Hosp Epidemiol* 2012;33(9):949-51.
 126. Li C.S., Hou P.A.: Bioaerosol characteristics in hospital clean rooms. *Sci Total Environ.* 2003;305(1-3): 169-76.
 127. Parvizi J., Barnes S., Shohat N., et al.: Environment of care: Is it time to reassess microbial contamination of the operating room air as a risk factor for surgical site infection in total joint arthroplasty? *Am J Infect Contr* 2017; 45: 1267-72.
 128. Gröschel D.H.: Air sampling in hospitals. *Ann N Y Acad Sci.* 1980;353:230-40.
 129. Eickhoff T.C.: Airborne nosocomial infection: a contemporary perspective. *Infect Control Hosp Epidemiol.* 2016;11(4):849-67.
 130. Beggs C.: The use of engineering measures to control airborne pathogens in hospital buildings. *J Chem Inf Model.* 2013;53(9):1689-99.
 131. Greene V.W., Vesley D., Bond R. G., et al.: Microbiological contamination of hospital air. I. Qualitative studies. *Appl Microbiol.* 1962;10(6):567-71.
 132. Lacey J., Dutkiewicz J.: Bioaerosols and occupational lung disease. *J Aerosol Sci.* 1994;25(8):1371-404.
 133. Heidelberg J.F., Shahamat M., Levin M., et al.: Effect of aerosolization on culturability and viability of gram-negative bacteria. *Appl Environ Microbiol.* 1997;63(9):3585-8.
 134. Speert D.P., Campbell M.E.: Hospital epidemiology of *Pseudomonas aeruginosa* from patients with cystic fibrosis. *J Hosp Infect* 1987; 9(1): 11-21.
 135. Jawad A., Heritage J., Snelling A. M., et al.: Influence of relative humidity and suspending menstrua on survival of *Acinetobacter* spp. on dry surfaces. Influence of relative humidity and suspending menstrua on survival of *Acinetobacter* spp. on dry surfaces. *J Clin Microbiol.* 1996;34(12):2881.
 136. Charkowska A., Różycki A., Lenarski R, et al.: Wytyczne projektowania, wykonania, odbioru i eksploatacji systemów wentylacji i klimatyzacji dla podmiotów wykonujących działalność leczniczą. Wyd. Pracodawcy Rzeczypospolitej Polskiej, Warszawa; 2018. <https://www.gov.pl/web/zdrowie/materialy-pomocnicze>
-

-
- 137.Griffiths W.D., DeCosemo G.A.L.: The assessment of bioaerosols: a critical review. *J Aerosol Sci.* 1994;25(8):1425-58.
 - 138.Gosden P.E., MacGowan A.P., Bannister G.C.: Importance of air quality and related factors in the prevention of infection in orthopaedic implant surgery. *J Hosp Infect.* 1998;39(3):173-80.
 - 139.Oren I., Haddad N., Finelstein R., et al.: Invasive pulmonary aspergillosis in neutropenic patients during hospital construction: before and after chemoprophylaxis and institution of HEPA filters. *Am J Hematol.* 2001;66(4):257-62.
 - 140.Singh S., Gupta S.K., Sunil K.: Hospital infection control guidelines: principles and practice. Jaypee Brothers Medical Publishers (P) Ltd.; 2012.
 - 141.McDermott HJ.: Air monitoring for toxic exposures. John Wiley & Sons; 2004.
 - 142.Pasquarella C., Pitzurra O., Savino A.: The index of microbial air contamination. *J Hosp Infect.* 2000;46(4):241-56.
 - 143.Whyte W.: Sterility assurance and models for assessing airborne bacterial contamination. *J Parenter Sci Technol.* 1986;40(5):188-97.
 - 144.Friberg B., Friberg S., Burman L.G.: Inconsistent correlation between aerobic bacterial surface and air counts in operating rooms with ultra clean laminar air flows: proposal of a new bacteriological standard for surface contamination. *J Hosp Infect.* 1999;42(4):287-93.
 - 145.Friberg B., Friberg S., Burman L.G.: Correlation between surface and air counts of particles carrying aerobic bacteria in operating rooms with turbulent ventilation: an experimental study. *J Hosp Infect.* 1999;42(1):61-8.
 - 146.Humphreys H.: Microbes in the air - when to count! The role of air sampling in hospitals. *J Med Microbiol.* 1992;37(2):81-2.
 - 147.Pasquarella C., Albertini R., Dall'aglio P.: Air microbial sampling: the state of the art. *Ig SanitàPubblica.* 2008;64(1):79-120.
 - 148.Jensen P.A., Todd W.F., Davis G.N., et al.: Evaluation of eight bioaerosol samplers challenged with aerosols of free bacteria. *Am Ind Hyg Assoc J.* 1992;53(10):660-7.
 - 149.Casewell M.W., Fermie P.G., Thomas C., et al.: Bacterial air counts obtained with a centrifugal (RCS) sampler and a slit sampler-the influence of aerosols. *J Hosp Infect.* 1984;5(1):76-82.
 - 150.Nakhla L.S., Cummings R.F.: A comparative evaluation of a new centrifugal air sampler (RCS) with a slit air sampler (SAS) in a hospital environment. *J Hosp Infect.* 1981;2(C):261-6.
 - 151.Mehta S.K., Bell-Robinson D.M., Groves T.O., et al.: Evaluation of portable air samplers for monitoring airborne culturable bacteria. *Aihaj.* 2000;61(6):850-4.
 - 152.Best E.L., Fawley W.N., Parnell P. et al.: The potential for airborne dispersal of *Clostridium difficile* from symptomatic patients. *Clin Infect Dis.* 2010;50(11):1450-7.
 - 153.Shimose L.A., Greissman S., Berbel-Caban A., et al.: A comparison of two methods for sampling air: settle plates versus impactor. ID Week 2015 Abstract # 1774. San Diego.
 - 154.Kingston D.: Selective media in air sampling: a review. *J Appl Microbiol.* 1971;34(1):221-32.
 - 155.Stewart S.L., Grinshpun S.A., Willeke K., et al. Effect of impact stress on microbial recovery on an agar surface. *Appl Environ Microbiol.* 1995;61(4):1232-9.
 - 156.Anaissie E.J., Penzak S.R., Dignani M.C.: The hospital water supply as a source of nosocomial infections: a plea for action. *Arch Intern Med.* 2002 Jul 8;162(13):1483-92.
 - 157.Parkes L.O., Hota S.S.: Sink-Related Outbreaks and Mitigation Strategies in Healthcare Facilities. *Curr Infect Dis Rep* (2018) 20: 42. <https://doi.org/10.1007/s11908-018-0648-3>
 - 158.World Health Organization: Legionella and the prevention of legionellosis. Geneva 2007: <https://apps.who.int/iris/handle/10665/43233>
-

159. Konoster M. Boer M.G.J., Maarleveld J.J., et al: An integrated approach to control a prolonged outbreak of multidrug-resistant *Pseudomonas aeruginosa* in an intensive care unit. Clin Microbiol Infect 2014;20(4):O207-15 www.documents.hps.scot.nhs.uk/hai/infection-control/guidelines/pseudomonas-2014-07.pdf
160. Examining food, water and environmental samples: healthcare settings. PHE 2013. https://assets.publishing.service.gov.uk/government/uploads/system/uploads/attachment_data/file/140105/Health_Technical_Memorandum_04-01_Addendum.pdf
-



ISBN 978-83-949636-4-4
