

Czyszczenie, dezynfekcja i stosowanie osłon ochronnych – najważniejsze czynności przy klinicznych powierzchniach kontaktowych w stomatologii

We współpracy z Integrated Orthodontic Services srl, Lecco, Włochy
Grudzień 2015

Dr Livia Barenghi

Czyszczenie, dezynfekcja i stosowanie osłon ochronnych – najważniejsze czynności przy klinicznych powierzchniach kontaktowych w stomatologii



Dr Livia Barengi

Livia Barengi - absolwentka biologii i specjalista w dziedzinie biochemii i chemii klinicznej - interesuje się biotechnologią, a jej najnowsza praca naukowa dotyczy komórek macierzystych oraz procedur sterylizacji skomplikowanych urządzeń stosowanych przy pracy z tymi komórkami. Obecnie pracuje głównie w dziedzinie stomatologii, szczególnie skupiając się na procedurach dekontaminacji sprzętu medycznego wielokrotnego użytku oraz procedurach i produktach do dezynfekcji wysoko kontaktowych powierzchni klinicznych oraz przewodów wodnych unitów stomatologicznych. Jej aktywność akademicka koncentruje się głównie na dziedzinie stomatologii. www.ios-srl.com

Poniższy artykuł poddaje ocenie szereg produktów i procedur związanych z klinicznymi powierzchniami kontaktowymi (Clinical Contact Surfaces – CCS) (patrz: definicja w polu **tekstowym 1**), analizując poziom zanieczyszczenia w sposób zgodny z oceną ryzyka klinicznego i zawodowego w stomatologii (patrz: tabela 1-2 oraz pole **tekstowe 2** dotyczące chustek). W obecnych czasach wiadomo, że zanieczyszczenie mikrobiologiczne powierzchni kontaktowych odgrywa kluczową rolę w transmisji zakażeń szpitalnych.¹ Suche, kliniczne powierzchnie kontaktowe uważa się za powierzchnie wysokiego ryzyka ze względu na zanieczyszczenie patogenami, często opornymi na działanie leków. Sprzyja to przenoszeniu mikroorganizmów za pośrednictwem rąk personelu medycznego.²⁴ Około 20 procent patogenów przenoszonych jest poprzez zanieczyszczone mikrobiologicznie powierzchnie, a 20 do 40 procent za pośrednictwem zanieczyszczonych dłoni.¹

Wprowadzenie

Nieruchome powierzchnie kliniczne (zarówno wyposażenie, jak i narzędzia) narażone na częste kontakty odgrywają ważną rolę w zwiększaniu ryzyka zakażeń krzyżowych, również w stomatologii. Wiele różnych patogenów bytuje i jest w stanie przetrwać na powierzchniach w gabinecie stomatologicznym. Często popełniane błędy (na przykład niedokładne mycie rąk, dotykanie maseczki, wyjmowanie przedmiotów z szuflad zanieczyszczonymi mikrobiologicznie rękami w trakcie przeprowadzania zabiegów, nierozważne zdejmowanie rękawiczek, częste dotykanie opakowań wielokrotnego użytku, w których

przechowywane są systemy wiążące, cementy, pasty itp.) niosą ze sobą ryzyko znacznego zanieczyszczenia powierzchni. Prowadzą również do wytworzenia swoistej niszy sprzyjającej przetrwaniu mikroorganizmów lub powstawaniu biofilmu na powierzchniach różnych przedmiotów wykorzystywanych w stomatologii, szczególnie przedmiotów o chropowatej powierzchni, wąskich pęknięciach czy odpryskach powstałych na skutek użytkowania. Wykazano, iż ręka dominująca operatora oraz tacka na narzędzia w 5% przypadków zostają zanieczyszczona bakteriami *Staphylococcus aureus*. Zanieczyszczenie bakteriami opornymi na leki następuje w 1,5% przypadków.⁵

Dekontaminacja powierzchni (Surface Decontamination – SD) musi być zatem włączona w szerszy program zapobiegania zakażeniom krzyżowym. Program taki powinien obejmować poszerzenie wiedzy operatorów na temat profilaktyki zakażeń krzyżowych, w szczególności zaś kwestii utrzymania higieny (mycia rąk i stosowania osobistego wyposażenia ochronnego) oraz ograniczenia zanieczyszczenia gabinetu (stosowanie ssaka chirurgicznego, koferdamu, dezynfekcja przewodów wodnych unitu, wymiana/oczyszczanie powietrza; zapobieganie parowaniu z myjek ultradźwiękowych, itp.) i stosowania się do procedur antyseptycznych.^{3,4,6}

Procedury dekontaminacji powierzchni (SD) obejmują również świadome stosowanie produktów przeznaczonych do oczyszczania i/lub dezynfekcji powierzchni oraz stosowanie osłon ochronnych i bezdotykowych czynności dezynfekcyjnych.² Współczesne procedury poprawiające ergonomię i redukujące ryzyko wystąpienia alergii związanych z zawodem obejmują stosowanie produktów

POLE TEKSTOWE 1 - Kliniczne powierzchnie kontaktowe

Kliniczne powierzchnie kontaktowe (CCS) według definicji CDC (Centers for Disease Control and Prevention)²⁹ to "powierzchnie, które mogą być często dotykane dłońmi w rękawiczce podczas wykonywania procedur stomatologicznych, które mogą zostać zanieczyszczone krwią lub innymi potencjalnie infekcyjnymi materiałami, a następnie wejść w kontakt z narzędziami, dłońmi, rękawiczkami lub urządzeniami (światło unitu, przełączniki, sprzęt do wykonywania zdjęć rtg, komputery w gabinecie itp.)."

POLE TEKSTOWE 2 - Nieprawidłowe użytkowanie

Dezynfekcja krytycznych i półkrytycznych instrumentów (które muszą przejść proces sterylizacji) ze stopów metali (np. instrumenty ortodontyczne) przy pomocy roztworów płynnych lub chusteczek impregnowanych jest niewskazane. Skład i pH roztworu (<7) (tabela 2) niektórych środków do dezynfekcji powierzchni może uszkodzić warstwę obojętną narzędzi i doprowadzić do rozwoju korozji. Co więcej, ręczna procedura oczyszczania nie jest zalecana ze względu na niebezpieczeństwo zranienia związane z narzędziami ostrymi.

bezwonnych, przyjaznych środowisku o certyfikowanym poziomie aktywności zgodnym ze standardem prEN 14885 (dla chemicznych środków dezynfekujących i antyseptycznych – zgodnie z europejskimi normami dotyczącymi chemicznych środków dezynfekujących i antyseptycznych). Obejmują one również stosowanie nasączonych chustek jednorazowych oraz jednorazowych osłonek ochronnych.^{3,7}

Zanieczyszczenie klinicznych powierzchni kontaktowych

Kontakt z zanieczyszczonymi mikrobiologicznie dłońmi, aerozolem lub rozpryskami powoduje zanieczyszczenie powierzchni unitu stomatologicznego oraz większych obszarów, takich jak całe pomieszczenia zabiegowe, w których pracuje się instrumentami dynamicznymi.^{8,9} Najnowsze badania udowodniły, iż podczas zabiegów chirurgicznych nie mniej niż 57% obszaru rozpościerającego się na 1 metr wokół unitu stomatologicznego może zostać skażone krwią.¹⁰ Test luminolowy potwierdza, iż 58% klinicznych powierzchni kontaktowych (CCS) zawiera niewidoczne gołym okiem ślady krwi.¹¹

Co więcej, 8% powierzchni w gabinetach stomatologicznych może zostać zanieczyszczona metycylinoopornym szczepem bakterii *S. aureus* (MRSA).^{12,13} Wyraźne zanieczyszczenia obecne są na różnych powierzchniach występujących w gabinecie stomatologicznym (38%, z czego 10% ma zróżnicowaną mikrobiologicznie naturę), na lampach polimeryzacyjnych (40-64%), sprzęcie do wykonywania wewnątrzustnych zdjęć rtg (70%), telefonach (61% w przypadku pracowników gabinetu stomatologicznego w porównaniu z 26% w przypadku pracowników szpitali) oraz klawiaturach komputerowych.¹⁴⁻¹⁸ Sugeruje się, iż kliniczne powierzchnie kontaktowe (CCS) muszą odznaczać się kontaminacją mikrobiologiczną poniżej 2,5 CFU/cm² (jednostek tworzących kolonię - Colony Forming Units).⁴

We Włoszech, standard Uni-Te 11408 określa zanieczyszczenie mikrobiologiczne powierzchni dla 'strefy czystej' na poziomie równym lub niższym niż 50CFU/24cm² (~2CFU/cm²) oraz równym lub niższym niż 25CFU/24cm² (~1CFU/cm²) w przypadku 'strefy sterylnej', przeznaczonej do przeprowadzania sterylizacji narzędzi.¹⁹

Najnowsze badania udowodniły, iż średnie zanieczyszczenie bakteryjne powierzchni waha się pomiędzy stopniem niskim (2,8CFU/cm²) w przypadku unitów chirurgicznych⁸ a średnim (12-40 CFU/cm²) po przeprowadzeniu zabiegów stomatologicznych²⁰. Co więcej, odnotowano również przypadki (3,3%), w których wystąpił wysoki stopień zanieczyszczenia (40-100 CFU/cm²). Dekontaminacja prowadzi do zredukowania liczby bakterii o 97%. Po dekontaminacji, oczyszczeniu i dezynfekcji lub tylko po oczyszczeniu 'łatwych do czyszczenia powierzchni', np. gładkich powierzchni unitu, ostateczne średnie wartości osiągały odpowiednio 0,7 (93% próbek) oraz 0,8 CFU/cm² (97% próbek). Jednakże wszelkie następujące później zdarzenia mikrobiologiczne powodowały zanieczyszczenie lekkiego stopnia (w przedziale: 2,6-3,9 CFU/cm²) w obu przypadkach.

Oporność mikroorganizmów

Organizmy znajdujące na powierzchniach w gabinetach stomatologicznych mają różne zdolności przetrwania w zależności od warunków środowiska:

- wirusy układu oddechowego mają zdolność przetrwania od 2 do 8 godzin,

- SARS od trzech do dziewięciu dni,
- HBV od jednego do sześciu miesięcy,
- HCV od kilku dni do miesiąca,
- HIV trzy dni w suchym środowisku,
- *S. aureus* i MRSA od siedmiu dni do siedmiu miesięcy,
- *Candida* 1 - 120 dni,
- spory *Clostridium difficile* do pięciu miesięcy,
- *Pseudomonas* od sześciu godzin do 16 miesięcy.^{24,21}

Bakterie i grzyby z rodzaju *Candida* mogą przetrwać nawet do 10 dni na klawiaturach komputerowych w klinikach stomatologicznych.¹⁸ Wpływ wilgotności na przetrwanie mikrobów jest zagadnieniem odkrytym stosunkowo niedawno.²² Poziom wilgotności środowiska gabinetu stomatologicznego wynosi od 20 do 50 procent; wirus HBV może przetrwać do siedmiu dni w 42 procentowej względnej wilgotności.^{21,23}

Biorąc pod uwagę te dane, nie jest zaskakujące, iż zakażenie krzyżowe wywodząca się z powierzchni otoczenia w gabinecie stomatologicznym może być jedną z przyczyn wystąpienia pierwszego w historii udokumentowanego przeniesienia wirusa HBV z pacjenta na pacjenta w środowisku gabinetu stomatologicznego.²⁴ Bez skutecznego środka dezynfekującego powierzchnie w gabinecie stomatologicznym mogą stać się potencjalnym źródłem infekcji, szczególnie, iż wirusy z 'wyschniętą' podwójną otoczką lipidową lub w obecności organicznej macierzy są bardziej odporne na środki dezynfekujące.²⁵

Ryzyko infekcji i zanieczyszczenia powierzchni

Brak solidnych dowodów naukowych określających, jaki wpływ na zdrowie ludzkie ma ryzyko wywołane zanieczyszczeniem mikrobiologicznym CCS, nie wystarcza, aby założyć, iż takie ryzyko nie istnieje. Ilościowa ocena ryzyka mikrobiologicznego umożliwi podjęcie decyzji mających zastosowanie w środowisku gabinetu stomatologicznego.²⁶

Specyficzna forma otoczenia zabiegowego i środowiskowego w gabinecie stomatologicznym może stanowić zagrożenie dla zdrowia pacjentów i lekarzy. Jesteśmy zatem zmuszeni do przyjęcia odpowiednich procedur ochronnych.⁷ Niepokojąca wydaje się być informacja, iż zanieczyszczenie powierzchni szczepem MRSA i dawka infekcyjna oceniane są na poziomie odpowiednio <10 CFU/cm² oraz 4 CFU, szczególnie, iż dysponujemy wiedzą, że szczep MRSA jest odpowiedzialny za wywoływanie zakażeń w strefach chirurgicznych.^{2,27}

Wytyczne i strategie postępowania

Wytyczne 2003 CDC dla stomatologii określają, iż po każdym pacjencie powierzchnie w gabinecie powinny zostać oczyszczone i zdezynfekowane przy pomocy certyfikowanych środków dezynfekujących o niskiej mocy (przeciw HIV i HBV) lub średniej mocy (przeciw TBC) w przypadku wyraźnych zanieczyszczeń krwią lub materiałem potencjalnie infekcyjnym.²⁸ Procedura jest zatem przeprowadzana w dwóch etapach. Produkty wymienione w tabeli 2 nie umożliwiają przeprowadzania jednoetapowej procedury (jednoczesnego oczyszczania i dezynfekcji powierzchni). Ze względu na czas wymagany do aplikacji i wyschnięcie środka wynoszący 1 minutę, dokument 2008 CDC poleca stosowanie rekomendowanych produktów (na przykład tych kompatybilnych ze standardami EN) charakteryzujących się wymaganym czasem kontaktu wynoszącym

mniej, niż 10 minut (sugerowane w poprzednich wytycznych).^{28,29} Uważane stosowanie środków do dezynfekcji jest również konieczne celem zapobiegania występowaniu oporności i tolerancji bakterii, pogorszeniu funkcji immunologicznych, występowaniu alergii oraz toksyczności i zanieczyszczeń środowiska.^{3,7,28,30,31}

Osłonki ochronne

Wytyczne HTM01-05 zachęcają do stosowania jednorazowych osłonek ochronnych (stanowiących barierę ochronną) (Disposable Barrier Protective Coverings DBPC) na klinicznych powierzchniach kontaktowych (CCS).^{29,32} W każdym przypadku powierzchnia unitu stomatologicznego oraz sprzętu dodatkowego, powierzchnie blatów, lampy halogenowe oraz sprzęt do wykonywania zdjęć radiologicznych należy oczyszczać po każdym pacjencie i na koniec każdego dnia pracy.^{32,33}

Ze względu na podwyższony poziom zanieczyszczenia jednostek ssących, urządzeń radiologicznych i lamp polimeryzacyjnych stosowanie specjalnie wykonanych osłonek DBPC jest korzystne.^{11,15,16} Osłonki na urządzeniach (elektrycznych, radiologicznych itp.) muszą być regularnie wymieniane, bezpiecznie usuwane i wyrzucane zgodnie z przepisami ogólnokrajowymi dotyczącymi odpadów specjalnych.

Do powierzchni w gabinetach można również łatwo zaadoptować przezroczyste osłonki na żywność (ryc. 1D,E), jednak należy pamiętać, że mogą one być wstępnie zanieczyszczone oraz że w wyniku sił rozciągających na ich powierzchni mogą powstawać niewielkie otwory.³⁴ Stosowanie prefabrykowanych osłonek jednorazowych DBPC odpowiednich dla każdej z powierzchni jest zatem niezwykle korzystne. Skuteczność działania osłony przeciwbakteryjnej zależy od właściwości hydrofobowych materiału (polietylen). Zostało to potwierdzone przez licznych autorów.^{12,27,34} W jednej z klinik szczękowo-twarzowych stosowanie osłonek oraz wprowadzenie odpowiedniej dezynfekcji powierzchni przyczyniło się o całkowitego wyeliminowania tam infekcji szczepem MRSA.¹²

Niektóre przezroczyste, ściśle przylegające osłony (przezroczyste folie

spożywcze lub komercyjne osłony ochronne), nie wpływają na emisję światła z lamp halogenowych lub nie powodują istotnych zmian z punktu widzenia klinicznego w badanych modelach.³⁵⁻³⁷

Jednorazowe osłonki na dmuchawki wodno-powietrzne lub unity stomatologiczne mogą jedynie ograniczyć kontaminację szczepem MRSA.^{12,27} To częściowe zabezpieczenie przed MRSA wynika prawdopodobnie ze zdolności hydrofobowych bakterii (takich, jak *S. aureus*) do adhezji do polietylenu.

Oosthuysen podkreślił kwestię tego, jak często należy wymieniać osłonki w odniesieniu do kosztów, wpływu na środowisko i wysokich obrotów w przypadku pacjentów ortodontycznych.⁶

W moim przekonaniu decyzja zależy od stopnia ryzyka stwarzanego przez zanieczyszczenie środowiska pracy podczas różnych zabiegów stomatologicznych (na przykład usunięcie stałych aparatów ortodontycznych w porównaniu z wymianą elastomerowych ligatur ortodontycznych), w szczególności z uwzględnieniem faktu, że układ immunologiczny pacjentów w wieku dojrzewania jest jeszcze niecałkowicie rozwinięty, a także tego, że w przypadku nastolatków mamy często do czynienia z niedostateczną higieną jamy ustnej.

Środki dezynfekujące w porównaniu ze środkami czyszczącymi

Obecnie trwa debata na temat stosowania produktów do dekontaminacji powierzchni z zawartością wyłącznie detergentów czy też ze środkami zawierającymi zarówno detergent, jak i środek dezynfekujący.^{2-4,20,27}

Pod względem skuteczności nie ulega wątpliwości, że:

1. dezynfekcja powierzchni jest niemożliwa bez oczyszczania oraz
2. oczyszczanie (zredukowanie zanieczyszczeń pochodzenia organicznego i nieorganicznego) oraz dezynfekcja (inaktywacja form wegetatywnych drobnoustrojów) są terminami identyfikującymi różne procedury i wymagają jednoznacznego zdefiniowania.⁷

Istnieje konieczność oceny, czy pomimo niższego kosztu i zmniejszonej

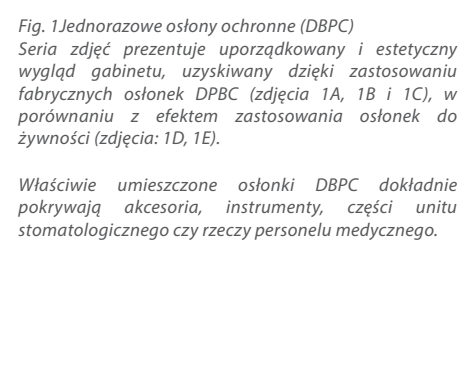
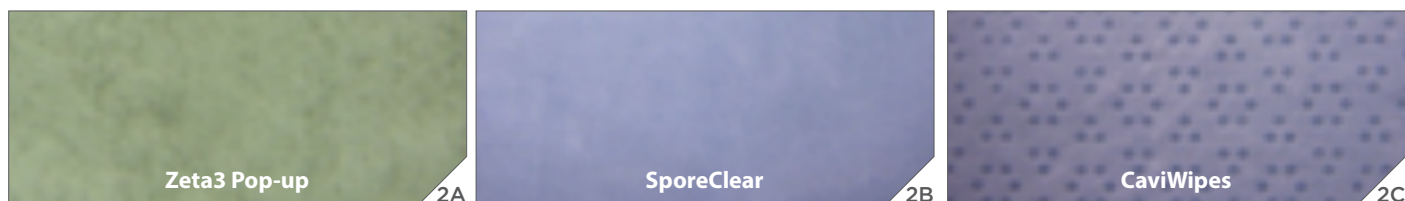


Fig. 1 Jednorazowe osłonki ochronne (DBPC). Seria zdjęć prezentuje uporządkowany i estetyczny wygląd gabinetu, uzyskiwany dzięki zastosowaniu fabrycznych osłonek DBPC (zdjęcia 1A, 1B i 1C), w porównaniu z efektem zastosowania osłonek do żywności (zdjęcia: 1D, 1E).

Właściwie umieszczone osłonki DBPC dokładnie pokrywają akcesoria, instrumenty, części unitu stomatologicznego czy rzeczy personelu medycznego.

Ryc. 2. Powierzchnie: A) chustek Zeta 3; B) chustek SporeClear oraz C) chustek CaviWipes (zdjęcie zrobione przy pomocy Nikon Coolpix S51, powiększenie makro)



toksyczności detergentów w porównaniu ze środkami o zawartości środków dezynfekcyjnych, mają one zdolność do ograniczenia zanieczyszczenia do poziomu odpowiadającego ryzyku klinicznemu i państwowym normom prawnym. Największym problemem są niestandardyzowane lub nieefektywne procedury oczyszczania wdrażane przy pomocy detergentów, jak również mikrobiologiczne zanieczyszczenie detergentów.^{2,3,38} Wielu naukowców podkreśla konieczność przeprowadzenia dezynfekcji powierzchni jako jedyny sposób na kontrolę zakażeń krzyżowych.^{28,39} Brak odpowiednich właściwości biobójczych środka do dezynfekcji powierzchni wydaje się być spowodowany głównie przez nieprawidłowe użytkowanie (wybór nieprawidłowego środka do dezynfekcji, nieprawidłowe czyszczenie, nieprawidłowe rozcieńczenie lub rozcieńczenie zanieczyszczonej mikrobiologicznie wodą, czy też zanieczyszczenie środka podczas przelewania płynu), a nie przez umiejętność adaptacji/nabycie tolerancji na produkt przez mikroorganizmy.⁴⁰⁻⁴¹

Najbardziej palącym problemem dzisiejszych czasów jest zapewnienie zgodności pomiędzy produktami pomocniczymi (chusteczki, ręczniki papierowe itp.), a płynami do dezynfekcji. Produkty pomocnicze z celulozy lub bawełny mogą przyczynić się do zatrzymywania i utraty od 30 do 50% QUATS, lub mogą wpływać na efektywność niektórych innych środków dezynfekujących.^{18,42,43}

Chusteczki impregnowane

Sattar przebadał niedawno technologię, zalety i problemy związane z użytkowaniem impregnowanych chusteczek do dezynfekcji powierzchni, w oczekiwaniu na stworzenie standardów i odpowiednich protokołów postępowania dla tych produktów.^{7,44} Zalety stosowania chusteczek podsumowano w tabeli 1. W porównaniu z płynami dezynfekcyjnymi chusteczki zawsze są produkowane z materiałów biernych, co oznacza, że nie prowadzą do zatrzymywania QUATS w tkaninie, a działanie biobójcze jest gwarantowane przez dobranie odpowiedniego stężenia produktu i czasu kontaktu potrzebnego do zlikwidowania drobnoustrojów. Dla prawidłowego działania kluczowe jest utrzymanie wilgotności chusteczek, zatem producent musi zapewnić szczelne zamknięcie opakowań przez co najmniej 28 dni.⁷

Impregnowane chusteczki są korzystne podczas czyszczenia 'trudnych' powierzchni i zapobiegają zanieczyszczeniu w przypadku 42% płynów dezynfekcyjnych (na skutek nieostrożnego uzupełniania płynu lub kontaminacji na zewnątrz opakowania).^{32,45} Niestety nie ma informacji na temat wpływu produktów, płynów czy impregnowanych chusteczek o właściwościach dezynfekcyjnych, wysokiej sile oczyszczania oraz zróżnicowanym pH na pracę instrumentów dynamicznych.

Wybór środka do dezynfekcji powierzchni i chustek

Wybór odpowiedniego środka do dezynfekcji musi wynikać z sumiennej oceny jego skuteczności (spektrum działania

i czasu kontaktu potrzebnego do zlikwidowania drobnoustrojów), bezpieczeństwa użytkowania oraz konieczności stosowania osobistego wyposażenia ochronnego, łatwości stosowania, informacji dotyczących kompatybilności, szkolenia w zakresie użytkowania oraz przewidywanych kosztów.⁴⁶

Tabela 2 podkreśla niektóre ważne informacje przydatne w wyborze 'najbardziej odpowiedniego' produktu dezynfekującego dla gabinetów stomatologicznych. Badania wykluczyły środki dezynfekujące na bazie podchlorynu i nadtlenu wodoru, ze względu na brak kompatybilności z materiałami na bazie metali oraz z uwagi na wysokie koszty. Wyklucza również tanie środki dezynfekujące ze względu na ich ograniczoną skuteczność, wymagany długi czas działania lub wysoką zawartość rozpuszczalników (np. acetonu), co wyklucza ich kompatybilność z materiałami syntetycznymi.

Produkty różnią się między sobą jedną lub większą liczbą cech podanych przez producenta, np.: czasem kontaktu wymaganym do zniszczenia czynników infekcyjnych, zgodnością z różnymi materiałami, biogodnością i obojętnością dla środowiska naturalnego; różnicami w składzie; przydatnością do stosowania podczas zabiegów operacyjnych o wysokiej skuteczności i wysokiej sprawności (tabela 1-2). Wskazane jest stosowanie środków dezynfekujących aktywnych wobec szczepów MRSA i Candida, które są odpowiedzialne za zakażenia w trakcie zabiegów chirurgicznych oraz powstawanie infekcji wokół implantów. W stomatologii stabilność roztworów dezynfekujących nie jest warunkiem dyskryminującym, za wyjątkiem Rely+On firmy Virkon (stabilny przez 5 dni).

Spektrum działania oraz czas działania produktów (CaviCide, FD333, SporeClear, Unisepta Plus oraz Zeta 3) są zgodne z zaleceniami CDC2008 29 oraz certyfikowane zgodnie z odpowiednimi standardami EN. Jednak jedynie CaviCide oraz SporeClear są kompatybilne z materiałami syntetycznymi i aktywne wobec biofilmu.⁴⁷ i Tabela 2 Ostateczny wybór bazuje na porównaniu różnych rozmiarów, obecności lub braku zapachu, kwestii estetycznych oraz przede wszystkim na uważnej analizie danych w ulotce dotyczącej bezpieczeństwa i ryzyka stosowania porównywanych produktów. Dokumenty CDC odradzają stosowania środków do dezynfekcji likwidujących spory lub zalecają ograniczenie ich stosowania do przypadków zagrożenia bioterroryzmem – wysoce mało prawdopodobnych w stomatologii. Niemniej jednak,



TABELA 1 – Zalety stosowania jednorazowych chustek nasączonych środkiem do dezynfekcji

Badanie porównuje chustki w zależności od ich właściwości (topografii powierzchni, charakterystyki mechanicznej itp.) podanych przez producenta, podczas oczyszczania i/lub dezynfekcji niekrytycznych powierzchni w procedurze dwuetapowej. Chustki są nasączone TNT i mogą być obojętne lub sfunkcjonalizowane. Różne topografie powierzchni chusteczek CaviWipes (zawierających płyn CaviCide), Spore Clear i Zeta 3 przedstawiono poniżej na ryc. 2 A-C

Zalety kliniczne

- Optymalne uwalnianie środka dezynfekcyjnego, pod warunkiem, że chusteczki zostały nasączone dostatecznie, by zagwarantować czas kontaktu odpowiedni dla oczyszczanego obszaru
- Unikanie błędów związanych z niedostateczną ilością lub nieprawidłowym przygotowaniem środka dezynfekującego (na przykład rozcieńczenia/ twardości i zanieczyszczenia mikrobiologicznego wody)
- Możliwość wykorzystania na trudnych powierzchniach, czyli powierzchniach, które nie są gładkie i płaskie, lecz np. pionowe (włączniki światła), zaokrąglone, mają klawisze lub są radełkowane
- Brak problemów związanych z zanieczyszczeniem podczas uzupełniania pojemników³²

- Niewielkie zanieczyszczenia zewnętrznych opakowań mogą nastąpić w przypadku pojemników bezzwrotnych⁴⁵
- Polecane do sprzętów elektronicznych
- Polecane do kompatybilnych części optycznych (takich jak części lamp halogenowych, soczewki powiększające)
- Ergonomicznie dostosowane do dekontaminacji opakowań zawierających materiały stomatologiczne, które zostały dotknięte zanieczyszczoną mikrobiologicznie ręką
- Ergonomicznie dostosowane do dekontaminacji kabli, przewodów i giętkich złączy
- Przydatne do dekontaminacji dodatków i przewodów uchwytów do końcówek przed przetestowaniem obiegu wody w unie

Korzyści zawodowe

- Minimalna inhalacja i kontakt ze skórą środka do dezynfekcji³
- Minimalne ryzyko związane z łatwopalnością/ rozlaniem płynów do dezynfekcji na bazie alkoholu

Korzyści ekologiczne

- Konkurencyjne koszty, również ze względu na brak konieczności transportu płynnych środków dezynfekujących
- Mniej pojemników z tworzyw sztucznych



część sporotwórczych mikroorganizmów bytuje w gabinetach stomatologicznych.^{28,29,48-50}

Biorąc pod uwagę, że procedury dekontaminacji są często przeprowadzane na powierzchniach CSS, konieczne jest stosowanie kompatybilnych produktów do dezynfekcji oraz łączenie ich ze skutecznymi produktami do oczyszczania powierzchni. SporeClear i Chusteczki Zeta 3 Wipes wykorzystują zestawienie detergentów i chusteczek z mikrowłókien (Ryc.2A, 2B), podczas gdy CaviWipes łączą w sobie strukturę chusteczek z mikrowłókien ze zróżnicowaną topografią (Ryc.2C), co czyni je obojętnymi wobec detergentu. Gold i wsp. oceniali sześć różnych środków do dezynfekcji i chusteczek nasączonych detergentem pod względem skuteczności w usuwaniu protein, ograniczaniu ilości bakterii oraz siły potrzebnej do usunięcia wyschniętych plam. CaviWipes okazały się mieć optymalny zestaw cech we wszystkich przeprowadzonych testach.⁵¹ Ilość zawartego środka do dezynfekcji wydaje się być optymalna nawet dla klawiatur komputerowych. Warunki eksperymentalne (48 godzin) wykazały również długotrwałą skuteczność chusteczek.⁴²

Ostatnio przeprowadzone badania porównawcze obejmowały pięć różnych rodzajów impregnowanych chusteczek. Badania przeprowadzono zgodnie z międzynarodowymi standardami

ASTM i uzyskano w nich podobne zredukowanie zanieczyszczenia bakteriami, lecz wykazano różnice w ograniczeniu przenoszenia żywych mikroorganizmów na sąsiadujące powierzchnie.⁵² Według mojej najlepszej wiedzy nie istnieją podobne publikacje na temat chustek nawilżanych środkiem do dezynfekcji ujętych w tabeli 2.

Wnioski

W przyszłości procedury bezdotykowe będą wdrażane znacznie częściej (odparowanie przy pomocy nadtlenu wodoru, filtry HEPA itp.). Wprowadzone zostaną również biodegradowalne osłonki ochronne, chusteczki z ultramikrowłókien, nanotechnologiczne i biokompatybilne środki do dezynfekcji, powierzchnie antybakteryjne i systemy szybkiej kontroli czystości otoczenia.^{2,53}

Ustalenie konkretnych wytycznych ma decydujące znaczenie dla bezpieczeństwa (szczególnie ustalenie protokołów uzupełniania płynów, stosowania chusteczek, specyfikacje dla systemów związanych z powiększaniem obrazu, stosowaniu instrumentów dynamicznych oraz końcówek do profilaktyki itp.). Ważne jest również stworzenie przezroczystych osłon oraz chusteczek dostosowanych do telefonów oraz przede wszystkim iPadów i tabletów. Ze względu na ich rosnącą popularność w środowisku służby zdrowia oraz na ograniczenia nałożone przez producentów dotyczące stosowania na nich środków do dezynfekcji.^{54,55}

Podsumowując, niezwykle ważne jest, aby pamiętać, że prawidłowa dezynfekcja pod względem skuteczności i ergonomii gabinetu stomatologicznego jest nie tylko obowiązkiem osoby, która wybiera produkt, lub osoby, która ten produkt stosuje, lecz wszystkich osób pracujących w gabinecie stomatologicznym.

TABELA 2 – Charakterystyka niektórych preparatów do dezynfekcji klinicznych powierzchni kontaktowych^(a)

	CaviCide	Rely+On Virkon	Zeta 3	FD333	Unisepta	SporeClear
Producent	Kerr Dental	Antec DuPont	Zhermack	Dürr Dental	Unident	Hu-Friedy
Skład i charakterystyka						
Etanol	-	-	35.4%	62%	55%	-
QUAT lub super QUAT ^(#)	0.27% ^(#)	-	0.7%	0.05%	0.11%	-
Izopropanol	17.2%	-	35%	-	-	1-10%
Mieszanina QUAT i guanidyny	-	-	-	-	-	0,1-10%
Kompleks nadtlenujarczanu potasu	-	49.8%	-	-	-	-
Detergenty i/lub rozpuszczalniki	Tak	Tak	Tak	Nie	Nie	Tak
pH	11-12.5	2.6	9-11	6.5-7.5	5.8	4.9
Spektrum i czas działania^(b)						
Bakterie	3'	5' (1%)	2.5'	1'	30"	1'
Wirusy HBV, HCV, HIV	2'-1'-2'	10' (1%)	2.5'	30"	30"	1'
Bezotoczkowe wirusy	>3'	-	2.5'	1-5'	30"	1'
Mykobakterie	1'	20' (3%)	2.5'	30"	30"	1'
MRSA	3'	yes	-	-	30"	1'
Candida/Aspergillus	1'	10' (1%)	5'	1'	30"	1'
SARS-CoV	1'	Tak	-	30"	30"	1'
Spory	Nie	10' (1-3%)	Nie	Nie	Nie	1'
Kompatybilność z materiałami syntetycznymi	Tak	Tak	Nie/ograniczona	Nie/ograniczona	Nie/ograniczona	Tak
Działanie na biofilm	Tak ⁽⁴⁷⁾ / zaprojektowany dla konkretnego rodzaju chusteczek i składników	Nie	Nie	Nie	Nie	tak (test Wlk. Bryt.)
Zapach	Nie	Tak	Tak	Tak (płyn) Nie (chusteczki)	Tak	Tak
Charakterystyka płynnego środka dezynfekcyjnego	Gotowy do użycia	W przygotowaniu	Gotowy do użycia	Gotowy do użycia	Gotowy do użycia	Gotowy do użycia i rozcieńczenia
Charakterystyka chusteczek	Gotowe do użycia	Niedostępne	Gotowe do użycia ^(c)	Gotowe do użycia ^(d)	Gotowe do użycia	Gotowe do użycia
Aktywność wirusobójcza	30"-2'		1'		30"	1'
Aktywność baktriobójcza	1-3'		5'		30"	1'
Aktywność prątkobójcza	1-3'		5'		30"	1'
Aktywność grzybobójcza	3'		5'		30"	1'
Osobiste wyposażenie ochronne konieczne dla rąk i oczu (Uwaga: odporność rękawiczek lateksowych na działanie różnych środków do dezynfekcji może wynosić od 10 minut do kilku godzin)	Rękawiczki ochronne butylowe, rękawiczki gumowe nitylowe, czas penetracji >60'; grubość materiału 0,1 mm; okulary ochronne EN 166	Gumowe rękawiczki i ściśle przylegające okulary ochronne	Rękawiczki ochronne kategorii III (EN 374) oraz hermetyczne okulary ochronne (zgodnie ze standardem: EN 166)	Rękawiczki ochronne kategorii III (EN 374); na przykład nitylowe o grubości 0.1 mm dla kontaktu < 30'; Okulary ochronne z osłoną boczną EN 166	Rękawiczki ochronne odporne na działanie czynników chemicznych zgodnie ze standardem EN374; Unikać kontaktu z oczami	Nie ujęte w karcie informacyjnym dotyczącym bezpieczeństwa użytkowania
Problemy	Delikatne plamienie metalowych tacek w przypadku chusteczek	Działanie utleniające i korozyjne na metale i stopy metali na elektronicznych i dynamicznych narzędziach	Szybkie parowanie, pozostawianie protein/krwi	Szybkie parowanie, pozostawianie protein/krwi (w tym zakup Hygowiepe, ich magazynowanie i konserwacja) - należy ocenić z dużą ostrożnością	Szybkie parowanie, pozostawianie protein/krwi	Wybłaski plamy na tackach metalowych i przezroczystych ekranach osłonowych. Efekt zwiększonego działania detergentów na narzędzia dynamiczne (?)
Elementy ryzyka (R-, H- oraz EUH) (szczególnie ważne zostały zaznaczone drukiem pogrubionym)	Ostra toksyczność 3 (jama ustna); ostra toksyczność 4 (skóra i inhalacja, w jamie ustnej); przewlekłe działanie toksyczne na środowisko wodne; drażnienie oczu 2; płyn łatwopalny 3; podrażnienia skóry 2; STOT SE 3: H225 ; H226; H301; H302; H312; H314; H315; H319; H332; H335; H336; H411	R 8 ; R22; R34; R36; R36/37/38; R36/38; R37/38; R38; R41 ; R42/43; R52; R53	Płyn łatwopalny 2, płyn łatwopalny 3, Ostra toksyczność 3; działanie drażniące skórę 1B; podrażnienie oczu 2; STOT SE 3; ostre działanie toksyczne dla środowiska wodnego 1; przewlekłe działanie toksyczne dla środowiska wodnego 3; H225 ; H226; H301; H314; H319; H336; H400; H410; H412	H225 ; H226; H301; H314; H319; H336; H400; R10, R11, R22, R34, R36, R50, R67	H225 ; H302; H314; H319; H335; H336; H400; H410 ; R 11; R 22; R 34; R 36; R 50/53 ; R 67	H225 ; H302; H312; H314; H317 ; H318; H319; H336; H351 ; H372 ; H373 ; H400; H410

(a) Informacje i SDS pobrane ze strony producenta lub uzyskanie fizycznej kopii zaktualizowane 04/12/2015
(b) raport dotyczy tylko orientacyjnych czynników chorobotwórczych według Spauldinga

(c) Chusteczki Zeta 3 Total
(d) Karta charakterystyki bezpieczeństwa nie jest dostępna na stronie duerdental.com

1. Weber DJ. et al. The role of the surface environment in healthcare associated Infections. *Curr Opin Infect Dis* 2013, 26:338–344
2. Dancer SJ. Controlling Hospital-Acquired Infection: Focus on the Role of the Environment and New Technologies for decontamination. *Clin Microbiol Reviews* 2014, 27, 4, 665–690
3. Quinn MM et al. Cleaning and disinfecting environmental surfaces in health care: Toward an integrated framework for infection and occupational illness prevention. *Am J of Inf Contr* 2015, 43, 424–34
4. Siani H & Maillard J.-Y. Best practice in healthcare environment decontamination. *Eur J Clin Microbiol Infect Dis* 2015, 34:1–1
5. Messano et al. GA. Environmental and gloves' contamination by staphylococci in dental healthcare settings. *Acta Stom Naissi* 2013, vol. 29, 67, 1–6
6. Oosthuysen J et al. Compliance with infection prevention and control in oral health-care facilities: A global perspective. *Int Dental J* 2014
7. Gebel J et al. The role of surface disinfection in infection prevention. *GMS Hygiene and Inf Contr* 2013, 8(1), 1–12
8. Monarca S et al. Evaluation of environmental bacterial contamination and procedures to control cross infection in a sample of Italian dental surgeries. *Occup. Environ. Med.* 2000, 57, 721–726
9. Rautemaa R et al. Bacterial aerosol in dental practice – a potential hospital infection problem? *J Hosp Infect* 2006, 64: 76–81
10. Ishihama K et al. Evidence of aerosolised floating blood mist during oral surgery. *J Hosp Infect* 2009, 71, 359–364
11. Bortoluzzi MC et al. Forensic Luminol Blood Test for Preventing Cross contamination in Dentistry: An Evaluation of a Dental School Clinic. *Int J Prev Med* 2014, 5, 1342–45
12. Kurita H, Kurashina K, Honda T. Nosocomial transmission of methicillin resistant *Staphylococcus aureus* via the surfaces of the dental operatory. *Br Dent J* 2006, 201, 297–300
13. Roberts MC. Et al. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* from dental school clinic surfaces and students. *Am J Inf Cont* 2011, 39, 628–32
14. Umar D. et al. Evaluation of Bacterial Contamination in a Clinical Environment. *J Int Oral Health* 2015, 7(1), 53–55
15. Janoowalla Z. et al. Microbial contamination of light curing units: a pilot study. *J Inf Prev*, 2010, 11, 6, 217–222
16. de Freitas CVS et al. Assessment of microbiological contamination of radiographic devices in School of Dentistry. *Braz Dent Sci* 2012, 15 (1), 39–46
17. Walia SS. et al. Cellular Telephone as Reservoir of Bacterial Contamination: Myth or Fact. *J Clin Diag Res.* 2014, 8(1): 50–53
18. Patel S et al. Are computer keyboards a cross-infection risk in a dental clinic? *J Inf Prev* 2010, 11, 6, 206–21
19. Norma italiana UNI/TR 11408 "Guida alla progettazione, allo sviluppo e al controllo del processo di ricondizionamento dei dispositivi medici riutilizzabili (DM) sterilizzabili mediante vapore www.uni.com
20. Petti S et al. Effect of cleaning and disinfection on naturally contaminated clinical contact surfaces. *Acta Stom Naissi.* 2013, 29, 67, 1265–1272 P
21. Abreu AC. Et al. Current and emergent strategies for disinfection of hospital environments. *J Antimicrob Chemother* 2013, 68, 2718–2732
22. Tang JW. The effect of environmental parameters on the survival of airborne infectious agents. *J. R. Soc. Interface* 2009, 6, S737–S746
23. Singh TS. et al. Workplace Determinants of Endotoxin Exposure in Dental Healthcare Facilities in South Africa. *Ann. Occup. Hyg.*, 2010, 54, 3, 299–308
24. Redd JT et al. Patient-to-Patient Transmission of Hepatitis B Virus Associated with Oral Surgery. *J Inf Diseases* 2007, 195:1311–4
25. Zeitler B e Rapp I. Surface-Dried Viruses Can Resist Glucoprotein-Based Disinfection. *App and Env Microb* 2014, 80, 23, 7169–7175
26. Ryan M.O. Application of quantitative microbial risk assessment for selection of microbial reduction targets for hard surface disinfectants. *Am J of Inf Contr* 2014, xxx, 1–8
27. Petti S et al. Effect of disposable barriers, disinfection, and cleaning on controlling methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* environmental contamination *Am J Inf Contr* 2013, 41, 836–40
28. Guidelines for Infection Control in Dental Health-Care Settings 2003 –MMVR 2003, 52, 1–61. Rutala WA, Weber DJ. and the Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee (HICPAC) www.cdc.gov/mnwr/preview/mmwrhtml/rr5217a1.htm
29. Guideline for disinfection and sterilization in healthcare facilities, CDC 2008 www.cdc.gov/hicpac/pdf/guidelines/Disinfection_Nov_2008.pdf
30. Arif AA e Delclos GL. Association between cleaning-related chemicals and work-related asthma and asthma symptoms among healthcare professionals. *Occup Environ Med* 2012, 69:35–40
31. Daschner F, Schuster A. Disinfection and the prevention of infectious disease: No adverse effects? *Am J Infect Control* 2004, 32:224–5
32. Health Technical Memorandum 01-05: Decontamination in primary care dental practices. 2013 ed.
33. Condryn AK. Disinfection and Sterilization in Dentistry. *Texas Dental Journal* 2014, 604–608
34. Porter SJ et al. Efficacy of cling film for barrier protection in a dental clinical environment: short communication. *J of Inf Prev* 2011, 12, 60–63
35. Coutinho M et al. Distance and protective barrier effects on the composite resin degree of conversion. *Contemp Clin Dent.* 2013, 4, 152–155
36. Hodson NA et al. The effect of infection control barriers on the light intensity of light-cure units and depth of cure of composite. *Prim Dent Care.* 2005, 12(2), 61–7
37. McAndrew R et al. The effect of disposable infection control barriers and physical damage on the power output of light curing units and light curing tips. *Br Dent J.* 2011; 210(8), E12
38. Ramm L. et al. Pathogen transfer and high variability in pathogen removal by detergent wipes. *Am J of Inf Cont* 2015, 43, 724–8
39. Donskey C.J. Does improving surface cleaning and disinfection reduce health care-associated infections? *Am J of Inf Cont* 2013, 41, S12–S19
40. Weber, D J. et al. Role of hospital surfaces in the transmission of emerging healthcare associated pathogens: Norovirus, *Clostridium difficile*, and *Acinetobacter* species. *Am J Inf Cont* 2010, 38: S25–33
41. Meyer B, Cookson B. Does microbial resistance or adaptation to biocides create a hazard in infection prevention and control? *J of Hos Inf* 2010, 76, 200–205
42. Rutala WA et al. Bacterial contamination of keyboards: efficacy and functional impact of disinfectants. *Inf Contr and Hosp Epidem* 2006, 27(4), 372–377
43. Engelbrecht K et al. Decreased activity of commercially available disinfectants containing quaternary ammonium compounds when exposed to cotton towels. *Am J Inf Cont* 2013, 41, 10, 908–911
44. Sattar SA., Maillard Jean-Yves. The crucial role of wiping in decontamination of high-touch environmental surfaces: Review of current status and directions for the future. *Am J of Inf Cont* 2013, 41, S97–S104
45. Kampf G. et al. Poorly processed reusable surface disinfection tissue dispensers may be a source of infection. *BMC Infectious Diseases* 2014, 14:37
46. Rutala, WA, and Weber, DJ. Selection of the Ideal Disinfectant. *Inf Contr and Hosp Epidem* 2014, 35, 7, 855–865
47. Sagripanti JL e Bonifacio A. Resistance of *Pseudomonas aeruginosa* to liquid disinfectants on contaminated surfaces before formation of biofilms. *J AOAC Int.* 2000, 83(6): 1415–22
48. Decreane V et al. Air-borne microbial contamination of surfaces in a UK dental clinic. *J Gen Appl Microbiol* 2008, 54, 195–203
49. Soulaifa A. et al. Biphosphonate and nonbiphosphonate-associated osteonecrosis of the jaw: a review. *JADA* 2009, 140, 864–875
50. Kannan I et al. Evaluation of surface contamination of bacteria in various dental clinics with special reference to obligate and facultative anaerobic spore bearing bacilli. *Int J Med Res Health Sci.* 2014; 3(3): 554–559
51. Gold KM, Hitchins VM. Cleaning assessment of disinfectant cleaning wipes on an external surface of a medical device contaminated with artificial blood or *Streptococcus Pneumoniae*. *Am J of Inf Contr* 2013, 41, 901–7
52. Sattar S.A. et al. Disinfectant wipes are appropriate to control microbial bioburden from surfaces: use of a new ASTM standard test protocol to demonstrate efficacy. *J of Hosp Inf* 2015, xxx, 1e7
53. Schneider P M. New technologies and trends in sterilization and disinfection. *Am J of Inf Contr* 2013, 41, S81–S86
54. Kiedrowski, LM et al. Disinfection of iPad to reduce contamination with *Clostridium difficile* and methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*. *Am J of Inf Contr* 2013, 41, 1136–46
55. HP ElitePad 1000 G2 Healthcare Tablet_ version 3, 2015