

MONIKA ŁUKOMSKA-SZYMAŃSKA¹, MARCIN CAJDLER², LESZEK KLIMEK^{3, 4},
JERZY SOKOŁOWSKI¹

Badanie adhezji bakterii do stopu kobaltowo-chromowego pokrytego warstwą węgla nanokrystalicznego

Evaluation of Bacterial Adhesion to Nanocrystalline Diamond Coated Cobalt-Chromium Dental Alloy

¹ Zakład Propedeutyki i Diagnostyki Stomatologicznej Katedry Stomatologii Ogólnej Uniwersytetu Medycznego w Łodzi

² Zakład Protetyki Stomatologicznej Katedry Protetyki Stomatologicznej i Zaburzeń Czynnościowych Narządu Żucia Uniwersytetu Medycznego w Łodzi

³ Instytut Inżynierii Materiałowej Politechniki Łódzkiej

⁴ Zakład Biofizyki Katedry Nauk Podstawowych i Przedklinicznych Uniwersytetu Medycznego w Łodzi

Streszczenie

Wprowadzenie. Magazynowanie resztek pokarmu oraz nagromadzenie się bakterii na dośluzówkowej powierzchni protezy i tworzenie się na nich błony biologicznej mogą powodować stany zapalne obszarów błony śluzowej. Wydaje się, że nowatorskim rozwiązaniem zmierzającym do ograniczenia adhezji bakterii do stopów dentystycznych jest pokrycie ich powierzchni warstwami ochronnymi, a zwłaszcza warstwami węglowymi.

Cel pracy. Ocena wpływu warstw węgla nanokrystalicznego (NCD) na stopień kolonizacji przez bakterie odlewów wykonanych ze stopów kobaltowo-chromowych (CoCr) stosowanych do wykonywania metalowych części protez szkieletowych.

Materiał i metody. Do badania adhezji bakterii zastosowano próbki wykonane ze stopu Wironit® Extrahart pokryte warstwą NCD. Oceny adhezji dokonano na podstawie liczebności bakterii na powierzchni próbek (badanie SEM).

Wyniki. Liczba bakterii na powierzchni stopu CoCr pokrytego warstwą NCD była mniejsza w porównaniu ze stopem bez warstwy.

Wnioski. Warstwa diamentu nanokrystalicznego wytworzona na powierzchni odlewów ze stopu Wironit Ekstrahart stwarza mniej korzystne warunki do kolonizacji powierzchni przez bakterie w stosunku do odlewów bez warstwy (*Dent. Med. Probl.* 2009, 46, 4, 424–430).

Słowa kluczowe: stopy protetyczne, adhezja bakterii, warstwy węgla nanokrystalicznego, NCD.

Abstract

Background. Food debris retention as well as bacteria proliferation on denture base surface and biofilm build-up can cause mucositis. Dental alloy coating with protective layers, especially with carbon layers, seems to be an innovative solution that can limit bacteria adhesion to dental alloys.

Objectives. The aim of the study was to evaluate the influence of NCD layers on the bacterial colonization on prosthodontic cobalt-chromium (CoCr) alloy.

Material and Methods. Samples made of Wironit® Extrahart alloy coated with NCD layers were used in these studies. The bacterial adhesion was evaluated on the basis on the bacteria quantity on the sample surface (SEM evaluation).

Results. The bacteria quantity on the NCD-coated CoCr alloy surface was smaller in comparison to the samples without layer.

Conclusions. The NCD layer deposited on the Wironit Ekstrahart alloy surface creates less favorable conditions for bacterial colonization comparing to alloy without NCD coating (*Dent. Med. Probl.* 2009, 46, 4, 424–430).

Key words: dental alloys, bacterial adhesion, nanocrystalline diamond coated.

Stopy metali są powszechnie stosowane w protetyce stomatologicznej, mimo że ich właściwości biologiczne pozostawiają wiele do życzenia. Nadal nie ma materiałów, które mogłyby zastąpić stopy metali pod względem właściwości mechanicznych.

Brak możliwości lub utrudnienie w zasiedlaniu przez bakterie powierzchni metalowych części uzupełnień protetycznych, zwłaszcza protez szkieletowych, jest jednym z elementów decydujących o komforcie użytkowania protez dentystycznych. Biorąc pod uwagę, że uzupełnienia te często pokrywają znaczną część podłoża śluzówkowo-kostnego, to magazynowanie resztek pokarmu oraz nagromadzenie się bakterii na dośluzówkowej powierzchni protezy i tworzenie się na nich błony biologicznej (biofilmu) mogą powodować stany zapalne obszarów błony śluzowej, pozostającej w kontakcie z płytą protezy. Wydaje się, że nowatorskim rozwiązaniem zmierzającym do ograniczenia adhezji bakterii do stopów dentystycznych jest pokrycie ich powierzchni warstwami ochronnymi, a zwłaszcza warstwami węglowymi.

Drobnoustroje znajdujące się w jamie ustnej mogą ponadto powodować korozyjne niszczenie (MIC – *microbially influenced/inducted corrosion*) metalowych elementów protetycznych, implantów itp. Zjawisko to dotyczy nawet tytanu i jego stopów, które są powszechnie uważane za bardzo odporne na korozję [1, 2].

Duże zainteresowanie możliwościami zastosowania warstw węglowych w medycynie jest związane z ich dobrą tolerancją przez organizm człowieka. Badania wykazały, że metalowe elementy z warstwą węglową nie korodują w roztworach fizjologicznych, wykazują także dobre właściwości elektryczne [3]. Naniesienie warstwy węglowej na metalowe wszczepy przyczynia się do zahamowania wędrowki jonów metalu do organizmu i wyeliminowania reakcji alergicznych [4, 5]. Ogranicza także korozję na powierzchni implantu, a tym samym przedostawanie się produktów korozji do tkanek i zmniejszenie szkodliwego działania wszczepu.

Dotychczasowe badania wskazują na celowość stosowania warstw węglowych w medycynie. Mimo że warstwy węglowe są już używane z powodzeniem w wielu dziedzinach medycyny, jak dotychczas nie prowadzono badań dotyczących zastosowania ich w protetyce stomatologicznej, a w szczególności do ograniczenia stopnia kolonizacji przez bakterie metalowych elementów protez. Z tego powodu wydaje się celowe sprawdzenie wpływu warstw węglowych na adhezję bakterii do powierzchni metalowych elementów protetycznych.

Celem pracy była ocena wpływu warstw węgla nanokrystalicznego (NCD) na stopień koloni-

zacji przez bakterie odlewów wykonanych ze stopów kobaltowo-chromowych CoCr stosowanych do wykonywania metalowych części protez szkieletowych.

Material

Do badań zastosowano stop Wironit® Extrahart niemieckiej firmy Bego. Stop ten jest znany na rynku od ponad 40 lat i jest bardzo popularnym i często stosowanym materiałem przez polskich techników dentystycznych. Producent poleca ten stop do wykonywania protez szkieletowych i ruchomych części protez hybrydowych. Wironit Extrahart jest konfekcjonowany w postaci fabrycznie przygotowanych walców. Opisany stop ma następujący skład (w % wagowych): kobalt – 63%; chrom – 30%; molibden – 5%; krzem – 1,1%; mangan – 0,5%; węgiel – 0,4%.

Metody

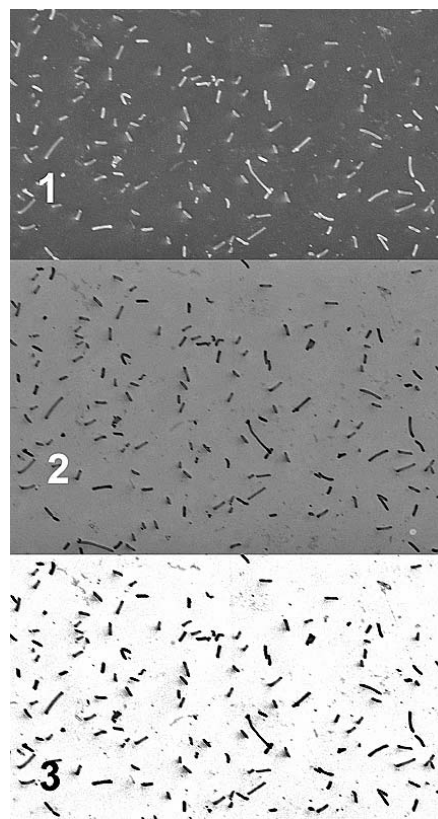
Do badania adhezji bakterii do powierzchni stopu Wironit Extrahart zastosowano próbki w postaci walców o średnicy 10 i wysokości 4 mm, odlanych metodą rotacyjną w odlewni indukcyjnej Ducatron Junior (Ugin Dentaire, Francja) zgodnie z procedurą przyjętą w protetyce stomatologicznej. Wszystkie odlewy po typowej obróbce mechanicznej wypolerowano elektrolityczne i mechaniczne, przemyto alkoholem etylowym i wysuszono strumieniem powietrza. Próbki podzielono na dwie grupy I (porównawczą) i grupę II (badaną). Próbki grupy I pozostawiono na etapie wyżej opisanego wstępnego przygotowania, a próbki grupy II umieszczano w reaktorze plazmowym RF PCVD i porywano je warstwami NCD o różnej grubości.

Metoda PCVD polega na osadzeniu pierwiastka z udziałem reakcji chemicznej i w warunkach aktywacji elektrycznej środowiska gazowego prądami wysokiej częstotliwości. Za pomocą tej metody wytwarza się twarde warstwy powierzchniowe m.in. węglików, azotków, borków, tlenków pierwiastków przejściowych, a także warstwy węglowe. Obrabiany cieplno-chemicznie przedmiot (katoda) umieszcza się w komorze roboczej, a ścianki komory są anodą. Gaz reaktywny jest wprowadzany do komory roboczej przy ciśnieniach 1–13 hPa, w tzw. próżni dynamicznej, tj. przy ciągłym przepływie określonego gazu bądź mieszaniny gazowej przez komorę roboczą. Między katodą a anodą jest przyłożona różnica potencjałów 400–1800 V w zależności od składu chemicznego mieszaniny gazowej. Takie warunki

sprzyjają utrzymaniu anormalnego wyładowania jarzeniowego charakteryzującego się wzrostem natężenia prądu ze wzrostem napięcia oraz istnieniem katodowego spadku potencjału. Zmiana napięcia wyładowania wpływa na zmianę natężenia prądu i w rezultacie na nagrzewanie obrabianego przedmiotu do żądanej temperatury obróbki. Obrabiany przedmiot nagrzewa się wskutek promieniowania od przykatodowych obszarów wyładowania i na skutek bombardowania jonami gazu. Regulacja procesu następuje drogą doboru składu mieszaniny gazowej, ciśnienia, gęstości prądu wyładowania i czasu obróbki.

Do pokrywania protez szkieletowych wykonanych ze stopu Wironit Extrahart w reaktorze RF PCVD jako gazu węglonośnego użyto metanu. Ciśnienie w komorze wynosiło 10 Pa. Warstwy węglowe zostały wytworzone na stanowisku badawczym w Zakładzie Inżynierii Biomedycznej Instytutu Inżynierii Materiałowej Politechniki Łódzkiej.

Próbki następnie wysterylizowano w autoklawie parowym w temperaturze 135 °C. Tak przygotowane próbki umieszczono w płynnej hodowli bakterii *Escherichia coli* (szczep K12) i poddano inkubacji w temperaturze 37°C. Każda próbka znajdowała się w osobnym szklanym pojemniku z roztworem, w którym było około 2×10^3 bakterii. Po 24 godz. przechowywania próbek w cieplarni wyjęto je z hodowli bakteryjnych i poddano preparatyce mającej na celu utrwalenie bakterii, które skolonizowały powierzchnie próbek. Następnie próbki zostały napyłone cienką warstwą złota w napyłarni Jeol, co pozwoliło na ich ocenę w elektronowym mikroskopie skaningowym. Elektronowy mikroskop skaningowy (SEM – *Scanning Electron Microscope*) jest mikroskopem, w którym wiązka elektronów omiata przedmiot badany wzdłuż kolejnych równoległych linii. Ruch wiązki elektronów padających na badany obszar wywołuje wiele zjawisk, które są źródłem sygnałów wykorzystywanych do różnego rodzaju obrazowania badanej powierzchni. Zjawiskami tymi są: emisja elektronów Augera, elektronów wtórnych oraz elektronów wstecznie rozproszonych. Do innych zjawisk występujących podczas badania SEM należą: emisja promieniowania rentgenowskiego charakterystycznego i ciągłego oraz fluorescencja [6]. W mikroskopie analizowano powierzchnię próbek w celu określenia obecności i liczby bakterii na ich powierzchni. Wykonano po 3 fotografie powierzchni (pow. 1000×) każdej próbki w losowo wybranych obszarach, co dało po 30 pomiarów dla próbek pokrytych warstwą NCD (grupa II) i próbek porównawczych (grupa I), łącznie wykonano 60 pomiarów. Fotografie z mikroskopu skaningowego poddano obróbce elektro-



Ryc. 1. Zdjęcie powierzchni próbki polerowanej bez warstwy NCD. Elektronowy mikroskop skaningowy HITACHI S-3000N; pow. 1000×. Kolejne etapy obróbki cyfrowej zdjęcia: 1 – obraz oryginalny z mikroskopu skaningowego; 2 – negatyw; 3 – negatyw o wysokim kontraście

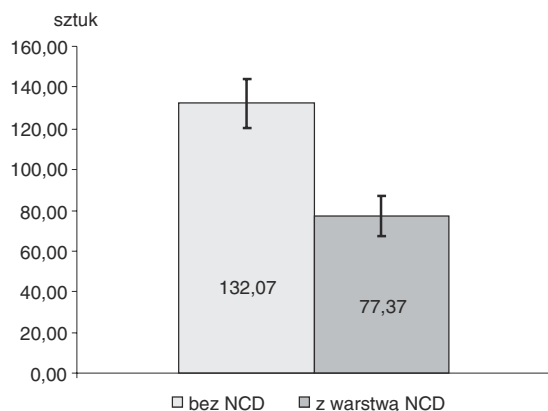
Fig. 1. SEM image of polished sample surface without NCD layer. Scanning Electron Microscope HITACHI S-3000N. Mag. $\times 1000$. Subsequent steps of SEM image digital processing: 1 – original SEM image; 2 – negative; 3 – high contrast negative

nicznej w programie Paint Shop Pro. Obróbka polegała na wykonaniu negatywu i podniesieniu kontrastu, co ułatwiło wykonanie wydruków potrzebnych do zliczania bakterii (ryc. 1). Następnie policzono bakterie na każdej fotografii.

Wyniki poddano analizie statystycznej. W badaniu wykorzystano test jednoczynnikowej analizy wariancji (ANOVA) bez powtórzeń ($p \leq 0,05$), do oceny normalności rozkładu badanych zmiennych zastosowano test *W* Shapiro-Wilka, a do oceny jednorodności wariancji – test Levene’a.

Wyniki

Test *W* Shapiro-Wilka nie wykazał istotnych odstępstw od założeń w normalności rozkładu. W teście Levene’a ponadto nie stwierdzono istotnych statystycznie różnic.



Ryc. 2. Porównanie średnich wartości ilości bakterii znajdujących się na powierzchni badanych próbek

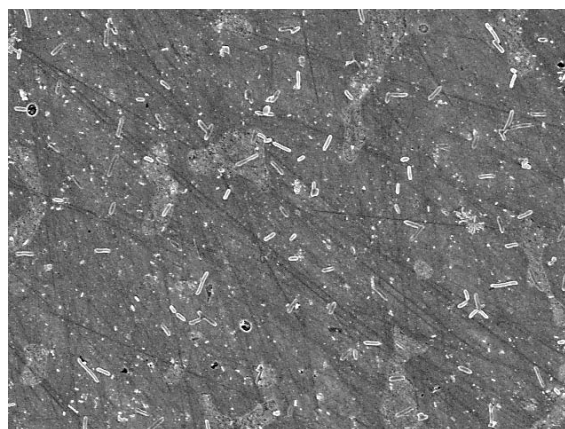
Fig. 2. The mean values comparison of bacteria number on investigated sample surface

Na rycinie 1 przedstawiono zdjęcie (pow. 1000×) powierzchni próbki polerowanej bez warstwy NCD wraz z kolejnymi etapami obróbki cyfrowej zdjęcia: 1 – oryginalny obraz z mikroskopu skaningowego; 2 – negatyw; 3 – negatyw o wysokim kontraście.

Na powierzchni próbek bez warstwy NCD stwierdzono większą liczbę zaadherowanych bakterii w porównaniu z próbkami z warstwą NCD. Średnia wartość liczby bakterii znajdujących się na powierzchni próbek grupy porównawczej (grupa I – bez warstwy NCD) wynosiła 132,07, a dla próbek grupy badanej (grupa II – z warstwą NCD) – 77,37 (ryc. 2). Uzyskane różnice w liczbie bakterii zaadherowanych na powierzchni próbek grupy badanej i kontrolnej były istotne statystycznie (przy poziomie ufności wynoszącym 0,95). Zauważono również istotne różnice w rozmieszczeniu bakterii. Na powierzchni próbek pokrytych warstwą bakterie występowały pojedynczo (ryc. 3), a na próbkach z grupy porównawczej (bez warstwy) (ryc. 4) obserwowano skupiska liczące po kilkanaście, a nawet kilkadziesiąt komórek.

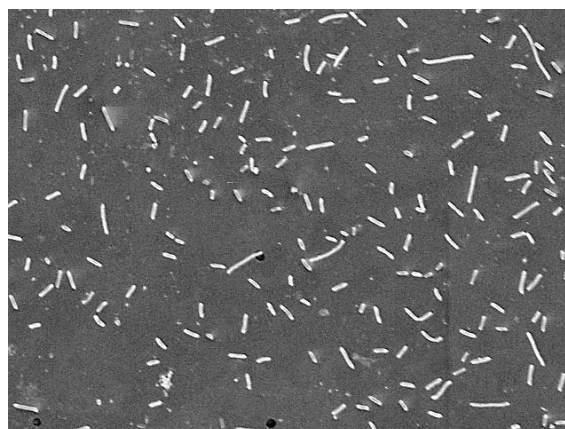
Omówienie

Na podstawie otrzymanych wyników można stwierdzić, że warstwa NCD zdecydowanie zmniejszyła liczbę zaadherowanych bakterii na powierzchni badanego stopu. Wydaje się, że uzyskane wyniki są bardzo korzystne z punktu widzenia profilaktyki powikłań zapalnych związanych z wprowadzeniem uzupełnień protetycznych do środowiska jamy ustnej. W medycynie zabiegowej, np. w chirurgii urazowej, kardiochirurgii interwencyjnej, implantoprotetyce lub protetyce stomatologicznej, w postępowaniu terapeutycznym niejednokrotnie zachodzi konieczność wprowa-



Ryc. 3. Zdjęcie powierzchni próbki polerowanej z warstwą NCD (pow. 1000×)

Fig. 3. SEM image of polished sample surface coated with NCD layer (mag. ×1000)



Ryc. 4. Zdjęcie powierzchni próbki polerowanej bez warstwy NCD (pow. 1000×)

Fig. 4. SEM image of polished sample surface without NCD layer (mag. ×1000)

dzenia materiałów implantacyjnych bezpośrednio do tkanek lub, jak w przypadku protetyki stomatologicznej, materiałów protetycznych do środowiska jamy ustnej. Mimo dobrych właściwości biologicznych tych materiałów, w części przypadków obserwuje się negatywne reakcje organizmu na wprowadzony materiał. Jak powszechnie wiadomo, zasiedlanie powierzchni implantów przez bakterie, a w konsekwencji rozwój zakażeń w tkankach okołowszczepowych jest główną przyczyną braku procesu zespalania implantu z tkanką kostną i odrzucenia wszczepu.

Zasiedlanie powierzchni uzupełnień protetycznych także prowadzi do niekorzystnych zmian w jamie ustnej. Powierzchnia protez, bezpośrednio po ich wprowadzeniu do jamy ustnej, jest zasiedlana przez bakterie, które tworzą na powierzchni biofilm – płytkę nazębną. Płytkę nazębną jako najbardziej znany biofilm, jest zbudowana z komórek bakteryjnych i metabolitów znajdu-

jących się na powierzchni zębów oraz uzupełnień protetycznych.

Biofilm powstaje w trzech etapach [7]. Pierwszy etap polega na adaptacji komórek do nowych warunków pokarmowych i związanej z tym zmianie metabolizmu komórkowego. Faza ta charakteryzuje się wolnymi podziałami komórkowymi. Etap drugi to logarytmiczny wzrost, w którym mają miejsce intensywne podziały komórek i ich największa aktywność metaboliczna, co prowadzi do wyczerpania składników pokarmowych. Na trzecim etapie, ze znacznym zmniejszeniu podziałów i aktywności komórek, niektóre komórki w fazie stacjonarnej przechodzą w stan anabiozy, a w razie braku składników pokarmowych – w fazę obumierania. Powstawanie biofilmu jest związane z wieloma procesami występującymi kolejno po sobie lub jednocześnie: adsorpcja (gromadzenie komórek bezpośrednio z cieczy na powierzchni materiału), desorpcja (odłączanie komórek od podłoża), przyłączanie (gromadzenie komórek na monowarstwie już istniejącego medium), wzrost (przyrost liczby komórek w biofilnie w wyniku podziałów komórkowych), powstawanie produktów (produkcja polimerów EPS oraz produktów przemiany materii), rozkład endogenny (metabolizm wewnątrzkomórkowego materiału zgromadzonego przez komórki biofilmu), śmierć (trwała utrata reprodukcji oraz aktywności metabolicznej) [7, 8]. Biofilm – płytka nazębna, tworząca się na powierzchni protez, staje się jednym z czynników patogennych. W wyniku niekorzystnego oddziaływania bakterii i produktów ich metabolizmu może prowadzić do rozwoju stanu zapalnego błony śluzowej jamy ustnej stykającej się z elementami protez. Obserwuje się np. reakcję zapalną dziąseł pozostających w kontakcie z brzegami koron protetycznych, określaną mianem „zaakceptowanego stanu brzeżnego zapalenia dziąseł” (wg Kettlera) [9]. Teichman [10, 11] także zwraca uwagę na niekorzystne zmiany we florze bakteryjnej oraz stanie błony śluzowej i przyzębia, towarzyszące wprowadzeniu uzupełnień protetycznych do jamy ustnej. Nie ulega wątpliwości, że jednym z patogennych czynników, prowadzących do rozwoju zapalenia błony śluzowej jamy ustnej jest płytka nazębna i tworzące ją bakterie. Powszechnie wiadomo także, że niektóre materiały (np. porcelana dentystyczna) z uwagi na właściwości powierzchniowe nie stwarzają korzystnych warunków dla zasiedlania powierzchni przez bakterie i tworzenia biofilmu. Można zatem oczekiwać, że modyfikując powierzchnię biomateriałów, stworzy się warunki niekorzystne dla adhezji bakterii i rozwoju biofilmu.

Wiadomo, że wiele czynników wpływa jednak na stopień kolonizacji powierzchni biomateriałów

przez bakterie. Jednym z istotnych czynników może być chropowatość powierzchni. Badania, w których ocenia się zależność stopnia kolonizacji powierzchni przez bakterie od wartości średniej chropowatości powierzchni – Ra_{sr} (średnia arytmetyczna wartość bezwzględnych wszystkich odchyleń profilu od linii średniej w przedziale odcinka elementarnego l_m) przedstawiają jednak niejednoznaczne wyniki [12–14]. Zaobserwowano, że zwiększającym się wartościom wskaźnika Ra nie towarzyszy zwiększenie się liczby bakterii lub zależność taka występuje jedynie dla pewnej wartości wskaźnika Ra [13]. A w niektórych przypadkach dla konkretnej wartości Ra (np. środkowa wartość) liczba komórek osiągała maksymalną wartość [13, 15]. Szymański [14] natomiast nie stwierdził istnienia zależności kolonizacji stali medycznej od stopnia rozwinięcia powierzchni (wskaźnik Ra). Zaobserwował pewną zależność między liczbą komórek a wartościami parametru RPc (liczba wzniesień i wgłębień wykraczających poza linie odcinające C_1 i C_1 położone na określonych głębokościach w przedziale odcinka pomiarowego przeliczone na długość 10 mm). Autor ten doszedł do wniosku, że w warunkach stacjonarnych na adhezję komórek bakteryjnych do powierzchni ma wpływ liczba wierzchołków oraz ich wysokość poniżej 0,01 μm , wyjaśniając to następująco: komórka o rozmiarach linowych około 2 μm „rozpoznaje” takie nierówności jako powierzchnię płaską. Większa liczba niższych wierzchołków oznacza jednak znaczne rozwinięcie powierzchni, przez co jest możliwe zwiększenie przylegania białek pośredniczących w adhezji komórek. Przyleganie białek zależy od ich rodzaju, a ściślej mówiąc, od jego wielkości oraz kształtu [16]. Zwiększa to również możliwość zakotwiczenia komórki do powierzchni za pomocą adhezyn dzięki zwiększonej powierzchni kontaktu między materiałem a ścianą komórkową. We własnych badaniach w ocenie adhezji bakterii wykorzystano gładkie powierzenie, co umożliwiło wyeliminowanie wpływu stopnia rozwinięcia powierzchni na adhezję bakterii.

Na stopień kolonizacji mikrobiologicznej materiałów wpływa także charakter powierzchni (hydrofilna, hydrofobowa). Powszechnie przyjmuje się założenie, że komórki, których ściana komórkowa wykazuje właściwości hydrofobowe łatwiej adherują do powierzchni materiałów hydrofobowych [17]. Druga, mniej jednak rozpowszechniona, hipoteza mówi o przeciwnej tendencji [14, 18]. Ściany komórek *Escherichia coli* wykorzystanych w badaniach wykazują właściwości hydrofilowe [19], podobnie jak większość szczepów tego gatunku [20]. Można więc przypuszczać, że we własnych badaniach zmniejszenie liczby zaadherowa-

nych bakterii na powierzchni stopu Wironit mogło wynikać ze zmiany właściwości powierzchniowych stopu po jego pokryciu warstwą NCD.

Poszukuje się rozwiązań, które zmniejszyłyby lub wyeliminowały adhezję bakterii do powierzchni metalu. Najprostszym rozwiązaniem wydaje się wypolerowanie użytkowanej powierzchni metalu, co w wyniku zmniejszenia dostępnej dla bakterii powierzchni jest w stanie zmniejszyć liczbę zaadherowanych drobnoustrojów. Metoda ta jest wprawdzie skuteczna, ale nie pozwala jednak na pełną eliminację bakterii z powierzchni metalu, dlatego coraz częściej wprowadza się do praktyki klinicznej stosowanie warstw pokrywających powierzchnię metalu. Prowadzono m.in. badania nad kolonizacją warstwy polimeru Propylenu C i stwierdzono zdecydowanie większą adhezję komórek bakteryjnych do tego typu warstwy [14, 21].

Ważnym aspektem odnoszącym się do właściwości metalicznych biomateriałów protetycznych jest ich odporność korozyjna. Badania Laurenta et al. [22], przeprowadzone na szczepie *Actinomyces viscosus*, wskazują wpływ obecności bakterii patogennych na powierzchni stopów stomatologicznych na odporność korozyjną tych materiałów. Przeprowadzone pomiary potencjodynamiczne wykazały zmniejszenie odporności korozyjnej badanych stopów zasiedlonych przez bakterie. W

badaniach własnych stwierdzono, że pokrycie stopu Wironit Extrahart warstwą NCD ograniczyło w znaczący sposób liczbę bakterii, które skolonizowały powierzchnie badanych próbek inkubowanych w roztworze zawierającym bakterie, co może być korzystnym czynnikiem z punktu widzenia ograniczania ryzyka biologicznej korozji metalowych uzupełnień protetycznych.

Do badań wybrano bakterie *Escherichia coli* (szczep K12) ze względu na możliwość porównania wyników własnych badań z wynikami prac innych autorów. Jakubowski et al. [23] porównywali liczbę bakterii *Escherichia coli* na powierzchni stali medycznej, tytanu i stali medycznej pokrytej NCD. Wyniki uzyskane przez wymienionych autorów dotyczące stopnia kolonizacji powierzchni stopów metali, są zbliżone do wyników uzyskanych w niniejszych badaniach, różnice jednak w liczbie bakterii na powierzchni stali medycznej pokrytej i niepokrytej warstwą NCD są zdecydowanie większe niż w przypadku własnych badań z zastosowaniem stopu Wironit Extrahart.

Na podstawie wyników przeprowadzonych badań można wyciągnąć wniosek, że warstwa diamentu nanokrystalicznego (NCD) wytworzona na powierzchni odlewów ze stopu Wironit Extrahart stwarza niekorzystne warunki do kolonizacji powierzchni odlewów przez bakterie.

Piśmiennictwo

- [1] LITTLE J., LEE J.S., REVIE R.W.: Microbiologically influenced corrosion. Wiley series in corrosion. Hoboken N.J.: Wiley; Chichester: John Wiley 2007, 279.
- [2] KWIAKOWSKA H., WICHARY H.: Korozja mikrobiologiczna w systemach technicznych. Ochrona przed Korozją 2001, 6, 148–151.
- [3] JONES M.I., MCCOLL I.R., GRANT D.M., PARKER K.G., PARKER T.L.: Protein adsorption and platelet attachment and activation, on TiN, TiC, and DLC coatings on titanium for cardiovascular applications. J. Biomed. Mater. Res. 2000, 52, 413–421.
- [4] MITURA S., MITURA A., NIEDZIELSKI P., COUVRAT P.: Nanocrystalline diamond coatings; Chaos, Solitons & Fractals, 1999, 10, 2165–2176.
- [5] COUVRAT P., DENIS M., LANGER M., MITURA S., NIEDZIELSKI P., MARCINIAK J.: The corrosion tests of amorphous carbon coatings deposited by r. f. dense plasma onto steel with different chromium contents. Diam. Relat. Mater. 1995, 4, 1251–1254.
- [6] KLIMEK L.: Wykorzystanie nowoczesnych metod inżynierii materiałowej w badaniach biomedycznych. Praca habilitacyjna, UM w Łodzi, 2005, 230.
- [7] HJOTRSO M.A.: Roos J: Cell adhesion. Marcel Dekker, New York, 1995, 273.
- [8] KAYSER F.H., BIENZ K.A., ECKERT J., ZINKERNAGEL R.M.: Medical microbiology. Thieme Verlag, Stuttgart, New York, Georg 2006, 698.
- [9] EICHNER K.: Kronenrand und Paradontium. Dtsch. Zahnarzt. Z. 1989, 44, 737–741.
- [10] TEJCHMAN H.: Wpływ Gram-ujemnych pałeczek na stan przyzębia pacjentów leczonych protetycznie koronami. Prot. Stomatol. 1983, 224–226.
- [11] TEJCHMAN H.: Wpływ na dziąsło brzęzne niektórych materiałów stosowanych do wykonania koron protetycznych. Prot. Stomatol. 1984, 34, 187–196.
- [12] HILTBERT L.R., BAGGE-RAVN D., KOLD J., GRAM L.: Influence of surface roughness of stainless steel on microbial adhesion and corrosion resistance. Int. Biodeter. Biodegr. 2003, 52, 175–185.
- [13] TAYLOR R., MARYAN C., VERRAN J.: Retention of oral microorganisms on kobalt-chromium alloy and dental acrylic resin with different surface finishes. J. Prosthet. Dent. 1998, 80, 592–597.
- [14] SZYMAŃSKI W.: Badanie biofilmu bakteryjnego na powierzchniach biomateriałów. Praca doktorska, Politechnika Łódzka 2008.

- [15] KAWAI K., URANO M., EBISU S.: Effect of surface roughness of porcelain on adhesion of bacteria and their synthesis glucans. *J. Prosthet. Dent.* 2000, 83, 664–667.
- [16] DELIGIANNI D.D., KATSALA N., LADAS S., SOTIROPOULOU D., AMEDEE J., MISSIRLIS Y.F.: Effect of surface roughness of the titanium alloy Ti-6Al-4V on human bone marrow cell response and on protein adsorption. *Biomaterials* 2001a, 22, 1241–1251.
- [17] AN Y.H., FRIEDMAN R.J.: Concise review of mechanism of bacterial adhesion to biomaterial surface. *J. Biomed. Mater. Res.* 1998, 43, 338–348.
- [18] VALCARCE M.B., BUSALMEN J.P., DE SÁNCHEZ S.R.: The influence of the surface condition on the adhesion of *Pseudomonas fluorescens* ATCC (17552) to copper and aluminum brass. *Int. Biodeter. Biodegr.* 2001, 50, 61–66.
- [19] VAN LOOSDRECHT M.C., LYKLEMA J., NORDE W., SCHRAA G., ZEHNDER A.J.: The role of bacterial cell wall hydrophobicity in adhesion. *Appl. Environ. Microbiol.* 1987, 53, 1893–1897.
- [20] SHARMA P.K., RAO K.H.: Analysis of different approaches for evaluation of surface energy of microbial cells by contact angle goniometry. *Adv. Colloid Interface Sc.* 2002, 98, 341–463.
- [21] KAMIŃSKA P., SYREK, NOSAL A., GAZICKI-LIPMAN M., SZYMANOWSKI H., WALKOWIAK B.: Blood plasma protein adsorption to parylene surface examined with SPR technology. Vacuum and plasma surface engineering. International Conference. Book of Abstracts. Liberec 2007, 77–78.
- [22] LAURENT F., GROSGOGÉAT B., RECLARU L., DALARD F., LISSAC M.: Comparison of corrosion behaviour in presence of oral bacteria. *Biomaterials* 2001, 22, 2273–2282.
- [23] JAKUBOWSKI W., BARTOSZ G., NIEDZIELSKI P., SZYMAŃSKI W., WALKOWIAK B.: Nanocrystalline diamond surface is resistant to bacterial colonization. *Diam. Relat. Mater.* 2004, 13, 1761–1763.

Adres do korespondencji:

Monika Łukomska-Szymańska
Zakład Propedeutyki i Diagnostyki Stomatologicznej
Katedra Stomatologii Ogólnej UM
ul. Pomorska 251
92-213 Łódź
e-mail: lukomskamonika@gmail.com

Praca wpłynęła do Redakcji: 15.06.2009 r.

Po recenzji: 24.08.2009 r.

Zaakceptowano do druku: 7.10.2009 r.

Received: 15.06.2009

Revised: 24.08.2009

Accepted: 7.10.2009