

Maria Łebkowska, Elżbieta Pajor, Anna Rutkowska-Narożniak,
Marian Kwietniewski, Jacek Wąsowski, Dariusz Kowalski

Badania nad rozwojem mikroorganizmów w przewodach wodociągowych z żeliwa sferoidalnego z wykładziną cementową

Rozwój bakterii w sieciach i instalacjach wodociągowych zależy od zawartości środka dezynfekcyjnego w wodzie, warunków hydrodynamicznych i szybkości poboru związków pokarmowych przez mikroorganizmy, a także od obecności osadów korozyjnych. Stwierdzono, że przy braku chloru pozostałego stosunek liczby bakterii w wodzie płynącej w sieci wodociągowej do ogólnej liczby bakterii wynosi 0,81, co oznacza, że 81% mikroorganizmów znajduje się w wodzie, a 19% w biofilmie. Jeżeli stężenie chloru zwiększy się z $0,2 \text{ gCl}_2/\text{m}^3$ do $0,7 \text{ gCl}_2/\text{m}^3$, to zawartość bakterii w wodzie zmaleje do 37÷31% i odpowiednio wzrośnie w biofilmie [1]. W czasie eksploatacji sieci wodociągowej obserwuje się stały rozwój biofilmu, w którym biomasa bakterii może osiągnąć 95%, przy 5% zawartości mikroorganizmów w wodzie, w postaci tzw. bakterioplanktonu. Rozwój bakterii w biofilmie wpływa na jakość wody, ponieważ odrywanie błony biologicznej powoduje przedstawianie się bakterii do wody płynącej w sieci. Jak dotąd nie rozpoznano wszystkich czynników wpływających na powstawanie i rozwój biofilmu w przewodach wodociągowych [2].

Prędkość przepływu wody w przewodach rozdzielczych obecnie jest na ogół bardzo mała – często poniżej $0,1 \text{ m/s}$ [3]. Sprzyja to tworzeniu osadów korozyjnych [4–6], co powoduje wzrost oporności hydraulicznej przewodów [7, 8]. Większy i stabilny przepływ wody w sieci ogranicza rozwój biofilmu – jest on cieńszy i bardziej przylega do podłoża. Zwiększenie prędkości przepływu wody w sieci powoduje także większą dostępność biogenów i środka dezynfekcyjnego oraz usuwanie biofilmu z powierzchni przewodów. Stagnacja wody wpływa natomiast na zmniejszenie zawartości środka dezynfekcyjnego, ale także na przyspieszenie sedymentacji cząstek chroniących bakterie przed zniszczeniem [9].

Na wzrost biofilmu oddziałuje materiał, z którego są wykonane przewody wodociągowe. Obecnie stosuje się coraz częściej rury z tworzyw sztucznych (głównie PVC i PE)

oraz z żeliwa sferoidalnego z wykładziną cementową, która jest już powszechnie używana nie tylko w nowych przewodach (w procesie ich produkcji), ale także do renowacji starych rurociągów stalowych i żeliwnych. W Polsce ok. 25% starych przewodów wodociągowych odnawianych jest tą technologią. Według niektórych autorów wzrost biofilmu na materiałach syntetycznych jest wolniejszy niż na stalowych i żeliwnych, ze względu na brak osadów korozyjnych chroniących bakterie przed siłami ścinającymi i środkami dezynfekcyjnymi. Uważa się również, że warunki rozwoju mikroorganizmów na wykładzinie cementowej są mniej korzystne [10]. Twierdzi się jednak, że materiały syntetyczne także łatwo pokrywają się biofilmem. Istotnym spostrzeżeniem jest to, że metodą hodowlaną wykrywa się zaledwie 3÷24% ogólnej liczby bakterii w biofilmie, a 30÷35% wykazuje aktywność metaboliczną. W badaniach nad rozwojem biofilmu w przewodach z PVC, PE-HD i PP, przy stałym przepływie oraz w warunkach stagnacji wody, wykazano, że rodzaj materiału nie wpływał na wzrost biofilmu, natomiast w warunkach stagnacji wody uzyskano mniejszy rozmiar błony biologicznej. Specyficzna szybkość wzrostu bakterii w biofilmie na każdym badanym materiale wynosiła około $0,15/\text{d}$, natomiast bakterii zawieszonych w wodzie – $1,8/\text{d}$ [11].

Przebadano także rozwój biofilmu i jego odrywanie w warunkach ograniczonego i nieograniczonego dopływu substratów pokarmowych [12]. Zauważono wpływ odrywania się biofilmu na jego strukturę. W tych miejscach zaobserwowano wzrost bakterii nitkowatych i grzybów, szczególnie w warunkach ograniczenia dopływu substancji pokarmowych i znacznego natężenia przepływu wody. Niezależnie od natężenia przepływu, woda penetruje w głąb biofilmu kanałami i porami, odpowiadając za transport masy [13]. Odrywanie się fragmentów biofilmu zależy od wymiarów cząstek. Jeśli gładka powierzchnia biofilmu zostaje zmieniona na skutek oderwania (np. przy wzroście sił ścinających), to staje się on niestabilny. Głównym jednak powodem zjawiska fragmentacji biofilmu jest jego heterogeniczny charakter i równowaga między przyrostem a odrywaniem [14].

Biofilm w sieci wodociągowej stwarza znaczne problemy, przede wszystkim ze względu na rozwój mikroorganizmów opornych na antybiotyki [15], w tym patogenów. W przewodach wodociągowych biofilm może zawierać mikroorganizmy patogenne lub oportunistyczne bakterie chorobotwórcze, często odporne nie tylko na antybiotyki,

Prof. dr hab. M. Łebkowska, dr E. Pajor, dr A. Rutkowska-Narożniak: Politechnika Warszawska, Wydział Inżynierii Środowiska, Zakład Biologii, ul. Nowowiejska 20, 00–653 Warszawa, maria.lebkowska@is.pw.edu.pl

Prof. dr hab. inż. M. Kwietniewski, dr inż. J. Wąsowski: Politechnika Warszawska, Wydział Inżynierii Środowiska, Zakład Zaopatrzenia w Wodę i Odprowadzania Ścieków, ul. Nowowiejska 20, 00–653 Warszawa, marian.kwietniewski@is.pw.edu.pl

Dr inż. D. Kowalski: Politechnika Lubelska, Wydział Inżynierii Środowiska, Zakład Wodociągów i Kanalizacji, ul. Nadbystrzycka 40 B, 20–618 Lublin, d.kowalski@wis.pol.lublin.pl

ale także na środki dezynfekcyjne. Niedobór substancji pokarmowych, powodujący spowolnienie wzrostu bakterii, ułatwia uruchomienie aparatu ezymatycznego umożliwiającego naprawę uszkodzeń spowodowanych czynnikami zewnętrznymi, zwiększając tym samym oporność mikroorganizmów na czynniki szkodliwe. Biofilm sprzyja także transferowi horyzontalnemu genów oporności na leki [16].

Dezynfekcja wody chlorem, przy zawartości chloru pozostałego w ilości $1\div 2 \text{ gCl}_2/\text{m}^3$, nie usuwa w pełni drobnoustrojów, których liczba w biofilmie po dezynfekcji sięga $10^4 \text{ jtk}/\text{cm}^2$. Wytwarzane przez mikroorganizmy gazy i metabolity, często o charakterze kwasów, powstające podczas rozkładu substancji organicznych, sprzyjają korozji materiałów, z których produkowane są przewody wodociągowe. Produkty korozji działają ochronnie na drobnoustroje, a długotrwały wpływ metabolitów korozyjnych może prowadzić do niszczenia materiału rur. Zjawisko obrastania powierzchni stałych przez mikroorganizmy wodne jest powszechne. Stąd też poszukuje się zarówno metod przeciwdziałających powstawaniu biofilmu w przewodach wodociągowych, jak i doskonalenia metod oczyszczania i dezynfekcji wody.

Cel i zakres badań

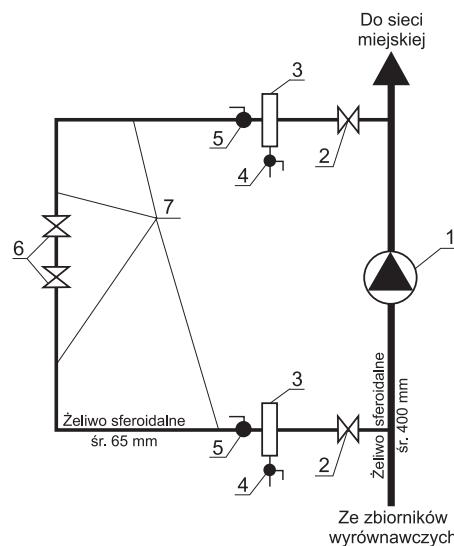
Celem badań było określenie rozwoju mikroorganizmów w przewodzie wodociągowym, wykonanym z żeliwa sferoidalnego z wykładziną cementową, podczas 2-miesięcznej stagnacji wody niedezynfekowanej (etap I) oraz podczas przepływu wody z prędkością $0,1 \text{ m/s}$ (etap II). Pełny zakres badań modelowych obejmował analizy mikrobiologiczne, fizyczne i chemiczne wody oraz analizę mikroskopową osadu pobranego z wnętrza rurociągu. W niniejszej pracy skoncentrowano się głównie na badaniach mikrobiologicznych wody i biofilmu oraz na analizie mikroskopowej osadu. Badania objęte etapem I wykonano od grudnia 2009 r. do marca 2010 r., a etapem II – w październiku i listopadzie 2010 r.

Metodyka badań

Układ modelowy zbudowano w pompowni tłoczącej wodę do miejskiej sieci wodociągowej. Woda ujmowana z 8 studni głębinowych, w ilości ok. $7 \text{ tys. m}^3/\text{d}$, nie była oczyszczana, a jedynie okresowo chlorowana. Stanowisko badawcze zbudowano z rur z żeliwa sferoidalnego DN 65 łączonych na kielichy, z wewnętrzną wykładziną z zaprawy cementowej. Długość przewodu wynosiła 80 m, pojemność 250 dm^3 , a ciśnienie robocze ok. $0,5 \text{ MPa}$. Na potrzeby badań w układzie modelowym zamontowano wymienny króciec kołnierzowy z dwiema zasuwaniami do poboru próbek biofilmu. Widok i schemat układu badawczego pokazano na rysunku 1.

Próbki do badań stanowiły niedezynfekowana woda podziemna tłoczona do miejskiej sieci wodociągowej (woda z ujęcia), woda z układu modelowego oraz osad (biofilm) pobrany z wycinka przewodu. Badania chemiczne miały charakter rozpoznawczy i obejmowały oznaczenia mętności wody, pH, twardości, utlenialności, zawartości wapnia, żelaza, manganu, azotu amonowego, azotanów oraz suchej pozostałości. Mierzono także temperaturę wody. W oznaczeniach zastosowano rutynową metodykę pomiarową.

Ogólną liczbę mikroorganizmów w temp. $22 \pm 2 \text{ }^\circ\text{C}$ oraz ogólną liczbę mikroorganizmów w temperaturze $36 \pm 2 \text{ }^\circ\text{C}$



Rys. 1. Schemat układu badawczego
(1 – zespół pomp II stopnia, 2 – zasuwa, 3 – zestaw kształtek, 4 – króciec do poboru próbek, 5 – zawór kulowy, 6 – zasuwa kołnierzowa, 7 – przewód badawczy o dł. 80 m)

Fig. 1. Schematic diagram of the experimental set-up
(1 = pumping station, 2 = valve, 3 = set of fittings, 4 = sampling pipe, 5 = ball valve, 6 = flanged valve, 7 = model pipe of 80 m length)

oznaczono wg normy PN-ISO 6222. Liczbę bakterii proteolitycznych określono na podłożu wg Fraziera, miano bakterii amonifikacyjnych na podłożu 1% wody peptonowej, miano bakterii nityfikacyjnych I i II fazy na podłożu mineralnym wg Winogradskiego, a miano bakterii denityfikacyjnych na podłożu wg Giltaya [17]. Miano bakterii żelazowych, utleniających Fe(II), oznaczono na podłożu wybiórczym wg Winogradskiego z cytrynianem żelazowo-amonowym wg normy PN-80/C-0461524. NPL bakterii manganowych, utleniających Mn(II), oznaczono na podłożu z octanem manganu wg oryginalnej metodyki Zakładu Biologii Politechniki Warszawskiej. Miano bakterii redukujących siarczany oraz miano bakterii tionowych na podłożu płynnym wg Jakobsena oznaczono wg metodyki [17]. NPL bakterii grupy coli oznaczono wg normy PN-EN ISO 9308-1:1999, natomiast NPL bakterii grupy coli typu kałowego (termotolerancyjnych) wg normy PN-EN ISO 9308-1:1999. Do analizy biologicznej biofilmu wykorzystano mikroskop Nikon Eclipse 80i, stosując preparaty przyżyciowe osadu z wycinka przewodu żeliwnego przy powiększeniach $\times 100$, $\times 400$ i $\times 600$.

Wyniki badań

Etap I – stagnacja wody

Wyniki badań chemicznych wykazały, że woda z ujęcia i woda poddana 2-miesięcznej stagnacji w przewodzie z żeliwa sferoidalnego z wykładziną cementową odpowiadały wymaganiom stawianym wodzie przeznaczonej do spożycia przez ludzi [18, 19]. W wodzie pobranej z układu badawczego – w porównaniu z wodą z ujęcia – zaobserwowano zwiększenie pH, utlenialności, zawartości jonów amonowych oraz suchej pozostałości, a zmniejszenie twardości oraz zawartości wapnia i żelaza.

Wyniki badań mikrobiologicznych (tab. 1) wykazały, że pod względem ogólnej liczby bakterii wyrosłych w temperaturze $22 \text{ }^\circ\text{C}$ liczebność mikroorganizmów przekroczyła najwyższą dopuszczalną wartość ($100 \text{ jtk}/\text{cm}^3$ [18, 19])

Tabela 1. Wyniki badań bakteriologicznych próbek wody i biofilmu z układu badawczego
Table 1. Bacteriological tests results for water and biofilm samples collected from the experimental set-up

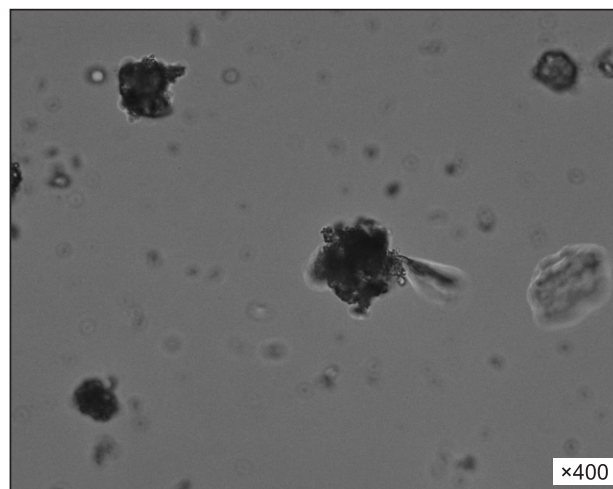
Wskaźnik, jednostka	Stagnacja wody			Prędkość przepływu wody 0,1 m/s		
	woda z ujęcia (pr. kontrolna)	układ badawczy	biofilm	woda z ujęcia (pr. kontrolna)	układ badawczy	biofilm
Ogólna liczba mikroorganizmów w temp. 22 ± 2 °C po 72h, jtk/cm ³	495	388	$3,4 \cdot 10^4$ jtk/cm ²	22	170	$1,1 \cdot 10^5$ jtk/cm ²
Ogólna liczba mikroorganizmów w temp. 37 ± 2 °C po 48h, jtk/cm ³	0	0	174,6 jtk/cm ²	0	1	5 jtk/cm ²
Bakterie grupy coli, NPL/100 cm ³	0	0	18	0	0	<5
Bakterie grupy coli typu kałowego (<i>E. coli</i>), NPL/100 cm ³	0	0	18	0	0	<5
Bakterie proteolityczne, jtk/cm ³	38	8	0	0	20	125 jtk/cm ²
Bakterie amonifikacyjne, miano	10^{-3}	10^{-2}	1	>1	$\leq 10^{-2}$	$\leq 10^{-4}$
Bakterie nityfikacyjne, miano	I faza	>1	>1	>1	>10	>10
	II faza	>1	>1	>1	>10	>10
Bakterie denityfikacyjne, miano	1	1	10^{-2}	1	10^{-2}	10^{-3}
Bakterie żelazowe z rodziny <i>Siderocapsaceae</i> utleniające Fe(II), miano	1	1	$\leq 10^{-3}$	1	10^{-1}	10^{-2}
Bakterie tionowe, miano	>250	>250	10^{-1}	>100	>100	>10
Bakterie redukujące siarczany, miano	>250	>250	>1	10	100	>10

zarówno w próbkach analizowanej wody z ujęcia, jak i wody pobranej z układu badawczego. Nie wykryto natomiast w badanych próbkach wody obecności bakterii mezofilnych (o optymalnej temp. wzrostu 37 °C). W obu badanych próbkach wody nie stwierdzono także obecności bakterii grupy coli (w 100 cm³), bakterii tionowych (miano >250), bakterii redukujących siarczany (miano >250) oraz bakterii nityfikacyjnych I i II fazy (miano >1). Zarówno w wodzie z ujęcia, jak i pobranej z układu badawczego zaobserwowano natomiast obecność bakterii hydrolizujących białko (proteolitycznych), których liczebność wynosiła odpowiednio 38 jtk/cm³ i 8 jtk/cm³ oraz amonifikacyjnych (miano odpowiednio 10^{-3} i 10^{-2}), a także bakterii denityfikacyjnych (miano 1) i utleniających Fe(II) (miano 1).

Dużym skupiskiem drobnoustrojów okazał się biofilm porastający ścianki przewodu wodociagowego. Liczebność bakterii psychrofilnych i mezofilnych rozwijających się wewnątrz przewodu osiągnęła wartości odpowiednio $3,4 \cdot 10^4$ jtk/cm² i 174,6 jtk/cm².

Osady odłożone w rurociągu mogą być siedliskiem wielu grup mikroorganizmów, które nie zawsze są wykrywane w wodzie. Świadczyła o tym obecność bakterii tionowych oraz bakterii redukujących siarczany w osadzie pobranym z wycinka przewodu, przy braku tych mikroorganizmów w wodzie. Na uwagę zasługuje także występowanie bakterii żelazowych, bardzo licznych na powłoce cementowej przewodu żeliwnego. Analiza mikroskopowa próbki osadu z wycinka przewodu wykazała, że na powierzchni 1 cm² nie było organizmów wyższych – w obrazie mikroskopowym widoczne były jedynie bakterie (rys. 2).

Analizując zmiany chemiczne i mikrobiologiczne wody oraz zmiany biologiczne biofilmu można stwierdzić, że wśród bakterii występujących w wodzie licznie były reprezentowane bakterie denityfikacyjne, co skutkowało przyrostem zawartości azotu amonowego w wodzie znajdującej



Rys. 2. Obraz mikroskopowy osadu z przewodu wodociagowego podczas stagnacji wody

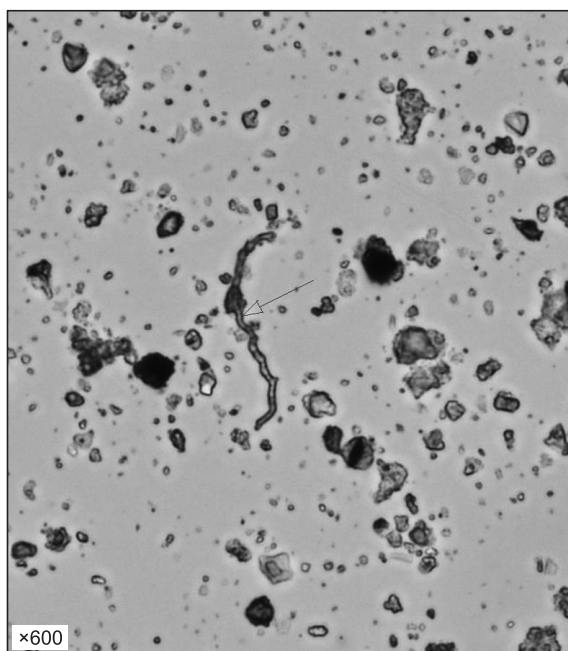
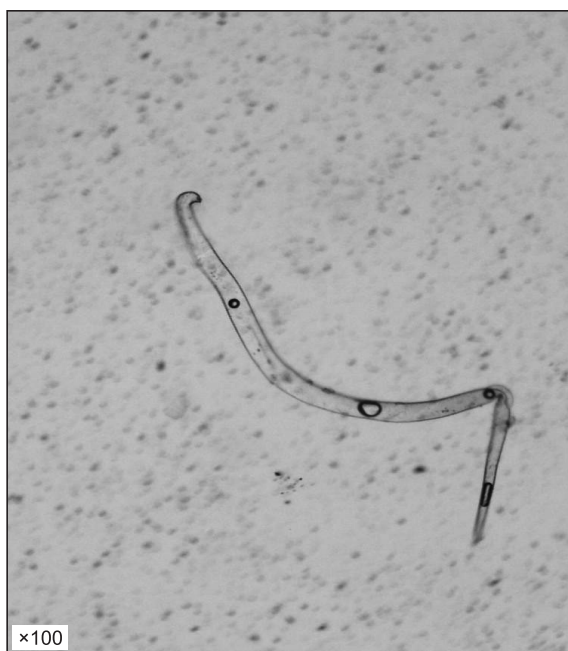
Fig. 2. Microscopic image of the deposit collected from the pipe during water stagnation

się w instalacji badawczej. W biofilmie rozwinęły się liczne bakterie psychrofilne, wystąpiły mikroorganizmy z grupy coli typu kałowego, bakterie denityfikacyjne i tionowe oraz bakterie utleniające Fe(II), przy równoczesnym zmniejszeniu zawartości związków żelaza i wapnia w wodzie oraz jej twardości.

Etap II – przepływ wody z prędkością 0,1 m/s

Analiza wody wykonana podczas przepływu w układzie modelowym wykazała niewielkie zmiany wartości niektórych wskaźników w porównaniu z wodą z ujęcia. Zaobserwowano zmniejszenie utlenialności i zawartości żelaza. Badania mikrobiologiczne (tab. 1) wykazały,

że pod względem ogólnej liczby bakterii inkubowanych w temperaturze 22 °C woda z układu badawczego przy przepływie z prędkością 0,1 m/s nie spełniała wymagań stawianych wodzie do spożycia – 170 jtk/cm³ [18], natomiast liczebność tych bakterii w wodzie z ujęcia nie była większa od wartości dopuszczalnej. Podobnie jak w poprzednim etapie badań (podczas stagnacji wody), nie wykryto w obu badanych próbkach wody bakterii grupy coli, bakterii nityfikacyjnych (I i II fazy) oraz bakterii tionych. Zarówno w wodzie z ujęcia, jak i pobranej z układu badawczego stwierdzono obecność bakterii denityfikacyjnych, bakterii żelazowych oraz redukujących siarczany, jednak ich ilość była większa w wodzie z układu badawczego niż w wodzie surowej. Bakterie proteolityczne i amonifikacyjne wykryto tylko w wodzie z układu modelowego, przy ich braku w wodzie dopływającej do układu.



Rys. 3. Obraz mikroskopowy osadu z przewodu wodociągowego podczas przepływu wody (0,1 m/s)

Fig. 3. Microscopic image of the deposit collected from the pipe during water flow (0.1 m/s)

Biofilm rozwijający się na wewnętrznej powierzchni badanego przewodu okazał się miejscem rozwoju bakterii psychrofilnych, mezofilnych, proteolitycznych, amonifikacyjnych, denityfikacyjnych oraz zdolnych do utleniania Fe(II). Analiza mikroskopowa próbki osadu z wycinka przewodu wykazała, że na powierzchni 1 cm², poza licznymi bakteriami, występowały pojedyncze nicienie (rys. 3).

Z porównania mikrobiologicznej struktury biofilmu rozwijającego się w przewodzie podczas stagnacji wody i podczas przepływu wody z prędkością 0,1 m/s wynika, że ten niewielki przepływ sprzyjał zwiększeniu liczebności bakterii psychrofilnych w biofilmie o rząd wielkości (z 3,4·10⁴ jtk/cm² do 1,1·10⁵ jtk/cm²). Podczas przepływu wody w biofilmie pojawiły się bakterie proteolityczne oraz liczne bakterie amonifikacyjne i denityfikacyjne, co było prawdopodobnie związane ze zwiększeniem grubości warstwy osadu. W obu etapach wykryto bakterie żelazowe utleniające Fe(II). Wyniki uzyskane w niniejszej pracy są zgodne z danymi opublikowanymi przez autorów pracy [11], którzy wykazali, że w warunkach stagnacji wody rozwój mikroorganizmów w biofilmie był mniejszy niż podczas jej przepływu. Wykonane w warunkach krajowych pomiary wzrostu biofilmu w przewodach wodociągowych, choć nieliczne, jednak wskazują na konieczność systematycznej kontroli stanu czystości mikrobiologicznej sieci wodociągowej [20].

Wnioski

♦ Badana woda podziemna oraz woda z analizowanego układu modelowego nie spełniały wymagań mikrobiologicznych stawianych wodzie przeznaczonej do spożycia przez ludzi [18, 19] w zakresie ogólnej liczby mikroorganizmów po inkubacji w temperaturze 22 °C po 72 h.

♦ Stagnacja wody w przewodzie wykonanym z żeliwa sferoidalnego z wykładziną cementową zasadniczo nie zmieniła jej składu mikrobiologicznego, w porównaniu do zawartości bakterii w ujmowanej wodzie podziemnej (niedezynfekowanej). Stwierdzono tendencję do zmniejszania liczby bakterii w wodzie, z równoległym obserwowanym rozwojem mikroorganizmów w osadzie wewnątrz przewodu. Podczas stagnacji wody nastąpił rozwój biofilmu, w którym wykryto znaczne ilości bakterii psychro- i mezofilnych, denityfikacyjnych i tionych, bakterii coli typu kałowego i żelazowych z rodziny *Siderocapsaceae*.

♦ Podczas przepływu wody w układzie badawczym z prędkością 0,1 m/s nastąpił wzrost liczby bakterii, w porównaniu z ich zawartością w wodzie z ujęcia, w tym ogólnej liczby bakterii psychrofilnych, bakterii obiegu azotu i bakterii żelazowych. W biofilmie powstałym podczas przepływu wody liczebność bakterii oraz ich różnorodność była większa niż w biofilmie wytworzonym podczas stagnacji wody w układzie badawczym.

♦ Obserwacje mikroskopowe osadu pobranego z wnętrza przewodu potwierdziły obecność licznych mikroorganizmów i drobnych zawiesin, prawdopodobnie złożonych z cząstek organicznych i produktów utleniania żelaza. Produkty te powstały dzięki rozwojowi bakterii utleniających żelazo. W biofilmie powstałym podczas przepływu wody w układzie badawczym zaobserwowano obecność organizmów zwierzęcych.

Praca naukowa została sfinansowana ze środków przeznaczonych na naukę w latach 2008–2010, jako projekt badawczy nr NN 523 494234.

LITERATURA

1. S. SRINIVASAN, G.W. HARRINGTON, I. XAGORARAKI, R. GOEL: Factors affecting bulk to total bacteria ratio in drinking water distribution systems. *Water Research* 2008, Vol. 42, pp. 3393–3403.
2. M. ŚWIDERSKA-BRÓŹ: Czynniki współdecydujące o potencjale powstawania i rozwoju biofilmu w systemach dystrybucji wody. *Ochrona Środowiska* 2010, vol. 32, nr 3, ss. 7–15.
3. D. KOWALSKI, M. KWIETNIEWSKI, A. MUSZ, M. WIDOMSKI: Charakterystyka wybranych metod płukania i czyszczenia przewodów wodociagowych. *Ochrona Środowiska* 2008, vol. 30, nr 1, ss. 27–30.
4. A.L. KOWAL: Ochrona sieci wodociagowej przed korozją i zarastaniem. *Ochrona Środowiska* 1997, vol. 19, nr 4, ss. 3–6.
5. M. ŚWIDERSKA-BRÓŹ, M. WOLSKA: Główne przyczyny wtórnego zanieczyszczenia wody w systemie dystrybucji. *Ochrona Środowiska* 2006, vol. 28, nr 4, ss. 29–34.
6. M. ŚWIDERSKA-BRÓŹ: Skutki braku stabilności biologicznej wody wodociagowej. *Ochrona Środowiska* 2003, vol. 25, nr 4, ss. 7–12.
7. M. KULBIK: Ocena skuteczności płukania przewymiarowanych sieci wodociagowych metodą ukierunkowanego przepływu na podstawie jakości popłuczyn. *Ochrona Środowiska* 2008, vol. 30, nr 1, ss. 31–38.
8. A. KOTOWSKI: Analiza hydrauliczna zjawisk wywołujących zmniejszenie przepływności rurociągów. *Ochrona Środowiska* 2010, vol. 32, nr 1, ss. 27–32.
9. D. MARA, N. HORAN [Eds.]: Handbook of Water and Wastewater Microbiology. Academic Press, London 2003.
10. D. SCHOENEN: Influence of materials on the microbiological colonization of drinking water. In: *Microbiology in Civil Engineering*, University Press, Cambridge 1990, pp. 121–146.
11. C.M. MANUEL, O.C. NUNES, L.F. MELO: Dynamics of drinking water biofilm in flow/non-flow conditions. *Water Research* 2007, Vol. 41, pp. 551–562.
12. K. GARNY, T.R. NEU, H. HORN: Sloughing and limited substrate conditions trigger filamentous growth in heterotrophic biofilms – Measurements in flow-through tube reactor. *Chemical Engineering Science* 2009, Vol. 64, pp. 2723–2732.
13. Z. LEWANDOWSKI, P. STOODLEY, S. ALTOBELLI: Experimental and conceptual studies on mass transport in biofilms. *Water Science and Technology* 1995, Vol. 31, No. 1, pp. 153–162.
14. U. TEIGMANN, H. HORN, E. MORGENROTH: Influence of growth history on sloughing and erosion from biofilms. *Water Research* 2004, Vol. 38, pp. 3671–3684.
15. M. SIMÕES, L.C. SIMÕES, M.J. VIEIRA: A review of current and emergent biofilm control strategies. *LWT – Food Science and Technology* 2010, Vol. 43, pp. 573–583.
16. M. LEBKOWSKA: Występowanie bakterii antybiotykoopornych w wodzie przeznaczonej do spożycia przez ludzi. *Ochrona Środowiska* 2009, vol. 31, nr 2, ss. 11–15.
17. A. GRABIŃSKA-ŁONIEWSKA [red.]: Ćwiczenia laboratoryjne z mikrobiologii ogólnej. Oficyna Wydawnicza Politechniki Warszawskiej, Warszawa 1999.
18. Rozporządzenie Ministra Zdrowia z 29 marca 2007 r. w sprawie jakości wody przeznaczonej do spożycia przez ludzi. Dz. U. nr 61, poz. 417.
19. Rozporządzenie Ministra Zdrowia z 20 kwietnia 2010 r. zmieniające rozporządzenie w sprawie jakości wody przeznaczonej do spożycia przez ludzi. Dz. U. nr 72, poz. 466.
20. A. GRABIŃSKA-ŁONIEWSKA: Przenoszenie przez sieć wodociagową mikroorganizmów patogennych i oportunistycznie patogennych. Zagrożenie zdrowotne i główne problemy wymagające rozwiązania. W: *Zagadnienia bezpieczeństwa wodnego*. Instytut Problemów Współczesnej Cywilizacji, Warszawa 2005, vol. XXXIII, ss. 33–56.

Lebkowska, M., Pajor, E., Rutkowska-Narozniak, A., Kwietniewski, M., Wasowski, J., Kowalski, D. **Microbial Growth in Cement-lined Ductile Cast-iron Water-pipe Networks.** *Ochrona Środowiska* 2011, Vol. 33, No. 3, pp. 9–13.

Abstract: Bacterial growth in water-pipe networks and related infrastructure is influenced by a variety of factors such as the disinfectant concentration in the water being treated, the hydrodynamic regime, the rate of nutrient utilization by the microorganisms, and the presence or absence of corrosion scales and deposits. This paper presents the results of model investigations into microbial growth in non-disinfected groundwater during flow and stagnation in a cement-lined cast-iron pipe. Diverse bacterial species

were identified and their counts were assessed not only in the water before inflow and during residence in the experimental set-up, but also in the biofilm collected from the pipe interior during water stagnation and during water flow with a velocity of 0.1 m/s. It was found that the number of microorganisms increased significantly both in the water residing within the experimental set-up and in the biofilm growing on the internal surface of the pipe, specifically under conditions of water flow. It was also observed that the iron content of the water decreased with the increase in the number of Fe(II) oxidizing bacteria in the water and the biofilm.

Keywords: Water-pipe network, cast-iron pipe, cement-lining, stagnation, biofilm, microorganisms.