

Mirela WOLF\*

## **MONITORING OBROSTÓW BIOLOGICZNYCH W SIECI DYSTRYBUCJI**

Woda, która zostaje wprowadzona do sieci wodociągowej może ulec zmianie na płaszczyźnie fizykochemicznej, jak również mikrobiologicznej. Jakość mikrobiologiczna zależy od procesów uzdatniania, wieku sieci wodociągowej oraz materiałów, które ją tworzą. Podczas przesyłu wody może powstawać film biologiczny na wewnętrznej powierzchni rurociągów, którego zrywy powodują infekcje układu pokarmowego u odbiorców. Każdy układ dystrybucji charakteryzuje się indywidualnym składem mikroorganizmów, w związku z czym nie jest możliwe jednoznaczne określenie bioróżnorodności biofilmu. W pracy przedstawiono podstawowe sposoby monitoringu mikroorganizmów w sieci wodociągowej. Można wyróżnić metody tradycyjne, wykorzystujące biologię molekularną, spektroskopię impedancyjną lub łączące kilka powyższych.

### **1. WSTĘP**

Struktura biofilmu, to forma ochrony przeciwko fizycznymi i chemicznymi czynnikami, jak również przed fagocytami. Zwarta struktura czyni mikroorganizmy bardziej odporne na antybiotyki niż pojedyncze komórki wolnopływające. Warstwa biofilmu może się wytwarzać na wszystkich powierzchniach, które mają bezpośredni kontakt z wodą np. systemy wodociągowe, ale także na implantach medycznych, gdzie jego obecność może przyczyniać się do powstania wielu infekcji [44].

To dynamiczna forma ściśle powiązanych ze sobą komórek mikroorganizmów, które są umieszczone w pozakomórkowej otoczce wytworzonych przez nie polimerów (EPS). Otoczka polimerowa to mieszanina dowolnej ilości wielocukrów, kwasów nukleinowych, lipidów, białek, a czasami nawet kwasów humusowych [1]. Jej skład jest różny i zależy przede wszystkim od rodzaju mikroorganizmów, jak również od właściwości

---

\* Zakład Biologii Sanitarnej i Ekotechniki, Wydział Inżynierii Środowiska, Politechnika Wrocławska, pl. Grunwaldzki 9, 50-377 Wrocław, mirela.wolf@pwr.edu.pl.

fizyko-chemicznych. Wysokie uwodnienie zapewnione jest przez dużą ilość cząsteczek wody (wiązania wodorowe). Powolny wzrost bakterii, tworzących biofilm, w warunkach dla nich korzystnych, czyli przy podaży substratów pokarmowych z źródłem węgla, wytwarza warunki sprzyjające do syntezy EPS [3, 4].

Film biologiczny jest tworzony w sposób sekwencyjny, gdzie początek to przytwierdzenie swobodnie pływających komórek do powierzchni. Przytwierdzenie jest bezpośrednio związane z początkiem wytwarzania EPS, który zatrzymuje bakterie, powoduje agregację bakterii, jak również powstawanie mikrokolonii [5]. Wraz ze wzrostem kolonii, zmienia się stan fizjologiczny bakterii w kierunku specyficznego fenotypu biofilmu, które nazywane jest jego dojrzewaniem. Ostateczne przejście to moment, gdy bakterie napotykają opór podczas transportu cieczy wewnątrz swojej masy [41]. Zewnątrzkomórkowe polimery to forma ochrony dla mikroorganizmów przed czynnikami zewnętrznymi. Umożliwia także oddziaływanie bakterii z zewnętrznymi składnikami środowiska wodnego [28].

Zdolność do adhezji komórek biofilmu jest zależna od podłoża, na którym mają osiadać. Różne materiały, z których wykonane są podłoża, będą inaczej zasiedlane przez mikroorganizmy. Obecność otoczki polimerowej ma także istotny wpływ na wzrost zdolności do adhezji [7].

## 2. RÓŻNORODNOŚĆ BŁONY BIOLOGICZNEJ

Najczęstszą przyczyną zakażeń jest rozwój biofilmu na wewnętrznej powierzchni rurociągów oraz zryw jego dojrzałych form poprzez przepływ wody w sieci. Ryzyko zakażeń bezpośrednio związane jest z jakością wody ujmowanej, jak również ze skutecznością działania stacji uzdatniania. Patogeny, występujące w wodzie wodociągowej oraz ich formy przetrwalne, przyczepiają się do błony biologicznej, co powoduje nadanie błonie biologicznej również charakteru potencjalnie chorobotwórczego. Taka sytuacja może mieć miejsce już podczas obecności nawet pojedynczych komórek, które nie są wykrywalne w przypadku tradycyjnej analizy mikrobiologicznej [18].

Biofilm charakteryzuje się dużą różnorodnością mikroorganizmów. Bakterie, glony, grzyby, pierwotniaki i wirusy tworzą główną matrycę filmu biologicznego i przyczyniają się do jego bioróżnorodności. Do najbardziej znanych grup bakterii, tworzących błonę biologiczną w wodach słodkich, można zaliczyć *Proteobacteria*, *Bacteroidetes* oraz cyjanobakterie. Różnorodność i skład zbiorowisk biologicznych jest warunkowane przez wzajemne oddziaływanie organizmów, wiek biofilmu, oporność na dezynfekcję, jak również poprzez czynniki abiotyczne [45, 26]. Potencjalna różnorodność jest także przypisywana szerokiej gamie czynników środowiskowych, takich jak składniki odżywcze, pH, temperatura, parametry hydrodynamiczne czy zanieczyszczenia [17, 23],

np. zmiana temperatury wody o około 2–3°C może mieć wpływ na całkowitą ilość bakterii, tworzących film [33]. W sieci dystrybucji wody mogą być obecne także mikroorganizmy, które zajmują nisze ekologiczną w biofilmie i są odpowiedzialne za rozkład źródła węgla, który jest niedostępny dla innych organizmów np. *Pseudomonas sp.* czy *E. coli*. Rozwinięta struktura błony biologicznej zapewnia także sprzyjające warunki bytowania takich mikroorganizmów jak *Legionella sp.*, *Mycobacterium avium*, *Pseudomonas aeruginosa* czy *Salmonella typhimurum*. Do każdego systemu wodociągowego przyporządkowany jest indywidualny skład mikroorganizmów, dlatego nie jest możliwe jednoznaczne określenie składu gatunkowego biofilmu [32].

### 3. CZYNNIKI DECYDUJĄCE O POWSTAWANIU BIOFILMU

Zmiana jakości wody wodociągowej podczas jej przesyłu może być wywołana przez czynniki strukturalne, jakościowe i eksploatacyjne. Najważniejsze z nich zostały przedstawione w tabeli nr 1.

Tabela 1. Czynniki decydujące o powstawaniu błony biologicznej [15, 30]

strukturalne	jakościowe	eksploatacyjne
<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ materiał, z którego wykonany jest rurociąg (zjawisko korozji)</li> <li>✓ średnica przewodu (ilość dezynfektanta powiązana jest z powierzchnią wewnętrzną przewodu)</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ brak stabilności biologicznej i chemicznej wody</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ prędkość przepływu wody (optymalna prędkość zapobiega stagnacji wody)</li> <li>✓ wymagane ciśnienie</li> <li>✓ układ sieci</li> </ul>

Główne czynniki, które decydują o powstawaniu i wzroście biofilmu to odczyn wody oraz jej temperatura, warunki hydrauliczne, materiał, z którego wykonana jest sieć, substancje pokarmowe dla mikroorganizmów oraz ich obecność.

#### 3.1. WARUNKI HYDRAULICZNE

Warunki hydrauliczne mają istotny wpływ na strukturę obrostów biologicznych. Można wyróżnić obrost na powierzchni materiałów (znaczną prędkość przepływu wody przez sieć) lub przestrzenną strukturę z dużą ilością kanalików (mała prędkość przepływu wody lub jej stagnacja). Film biologiczny powstaje już po kilku tygodniach eksploatacji sieci, natomiast jego rozwój uwarunkowany jest warunkami danego systemu [21]. Mała prędkość przepływu ma korzystny wpływ na rozwój biofilmu, gdyż sprzyja przyłączeniu się pojedynczych komórek do powierzchni oraz powoduje wzrost chro-

powatości, gdy gromadzą się produkty korozji [33]. Ponadto zmienne warunki szybkiego przepływu i stagnacja wody sprzyjają odczepianiu się fragmentów już istniejącej błony z dojrzałego zrębu, co powoduje pogorszenie warunków mikrobiologicznych [6].

### 3.2. TEMPERATURA

Temperatura optymalna do rozwoju biofilmu to ok. 15°C. Nie jest to jednak wartość stała. W sieci dystrybucji obecne są także mikroorganizmy, dla których optimum przypada na wartość znacznie niższą [17, 25]. Istotny problem stanowi wzrost temperatury powyżej 15°C, gdyż przyczynia się to do podwyższenia ogólnej liczby bakterii, co związane jest z poprawą warunków i powoduje wzrost aktywności metabolicznej (w krótszym czasie błona biologiczna osiąga postać stabilną). W badaniach [10] wykazano, iż aktywność metaboliczna drobnoustrojów zmalała o połowę, gdy temperatura obniżyła się do 7°C. Wpływ zmiany temperatury na rozwój biofilmu w wodzie jest również zależy od ilości dezynfektanta. Dla stężenia chloru wolnego większego niż 0,3 gCl<sub>2</sub>/m<sup>3</sup>, zmiana temperatury nie ma wpływu na wzrost biofilmu; gdy stężenie jest poniżej 0,1 gCl<sub>2</sub>/m<sup>3</sup>, dochodzi do dwukrotnie szybszego wzrostu biomasy, przy wahaaniach temperatury w zakresie 10–20°C. Znaczący wpływ wysokiej temperatury, ma kluczowe znaczenie w godzinach nocnych, gdzie ma miejsce mała prędkość przepływu [25, 31].

### 3.3. SUBSTRATY POKARMOWE

Do rozwoju organizmów konieczne są substancje odżywcze (szczególnie nieorganiczne połączenia azotu i fosforu). W sieci wodociągowej bardzo często występują one w łatwo przyswajalnych formach (organiczne i nieorganiczne substancje biogenne), co sprzyja namnażaniu drobnoustrojów [19]. Wzrost zawartości biogenów w sieci oraz szybkie zużycie przyczyniają się do intensywniejszego powstawania obrostów, jak również wzrostu ich bioróżnorodności. Sieć wodociągowa określana jest mianem środowiska oligotroficznego, jednakże mikroorganizmy przystosowały się do życia w otoczeniu o wysokiej zawartości chloru i małej dostępności substratów pokarmowych [40, 23].

Substraty odżywcze dostają się do sieci wodociągowej wraz z niestabilną biologicznie wodą. Nie jest to jedyne źródło. Istotną rolę odgrywają także osady chemiczne i biologiczne na dnie rurociągów [34, 45]. Przy dużej dostępności biogenów wzrasta podatność na tworzenie filmu biologicznego na wewnętrznej powierzchni rurociągów. Łatwo przyswajalne substraty są szczególnie ważne w pierwszej fazie czyli adhezji [28, 16].

### 3.4. OBECNOŚĆ MIKROORGANIZMÓW

Do systemu wodociągowego mogą dostawać się mikroorganizmy. Takie zjawisko ma miejsce, gdy woda poddana zostanie procesom uzdatniania i dezynfekcji z niską skutecznością. W wodzie oczyszczonej obecne są głównie bakterie gram dodatnie, natomiast w skład biofilmu wchodzi przede wszystkim gram ujemne. Aby bakterie obecne w wodzie zintensyfikowały rozrost biofilmu, to ogólna liczba bakterii musiałaby być większa niż  $104 \text{ jtk/cm}^3$ . Błona biologiczna to zwarta struktura, która jest zdolna do zmiany składu bakteriologicznego na szybciej namnażające się gram ujemne bakterie [42, 43].

### 3.5. MATERIAŁ BUDUJĄCY SIEĆ

Sieć wodociągowa może być zbudowana z materiałów bazujących na surowcach naturalnych (stal, miedź, żeliwo), jak również sztucznie wytworzonych przez człowieka (tworzywa sztuczne), do których zaliczyć można polietylen, polipropylen, polichlorek winylu oraz polibutylen [20, 35]. Adhezja pojedynczych komórek, warunkująca zapoczątkowanie wzrostu biofilmu, zależy od materiału, na którym ma powstać. Długo eksploatowana sieć charakteryzuje się wzrostem chropowatości (szczególnie istotne wśród materiałów ulegających korozji), która sprzyja początkowej fazie powstawania błony biologicznej [9]. W przypadku powierzchni gładkich (tworzywa sztuczne) łatwiej jest przeprowadzić czyszczenie sieci z biofilmu, gdyż jest on słabiej przytwierdzony do powierzchni i przy zwiększonym przepływie następuje jego zryw [20]. Materiał, który jest niestabilny termodynamicznie i nie jest toksyczny dla mikroorganizmów, jest korzystniejszy do tworzenia obrostów. Na materiałach żeliwnych czas do uzyskania stabilnej struktury to ok. 30d, natomiast na stali nierdzewnej to ok. 120 d. Żeliwo charakteryzuje się większą porowatością przyczyniając się do powiększenia powierzchni zasiedlania [17, 27].

## 4. MONITORING BIOFILMU W SIECI

W tradycyjnej analizie wody, ocenie podlega liczba bakterii psychro- i mezofilnych. Zagrożenie obecnością patogenów jest oznaczane przez mikroorganizmy wskaźnikowe. Do głównych patogenów wodnych można zaliczyć te, które powodują choroby układu pokarmowego. Te wyniki pozwalają określić skuteczność procesu oczyszczania wody. Do organizmów wskaźnikowych należą bakterie z grupy coli oraz *E. coli* (zanieczyszczenia pochodzenia kałowego- niedoskonałość oczyszczania wody lub nieszczelność sieci), jak również enterokoki i *Clostridium perfringers* (woda może być zanieczyszczona ściekami) [39]. W standardowej ocenie wody wyznacza się ilość bakterii

heterotroficznych. Taki wynik nie daje pełnej informacji o ilości mikroorganizmów w sieci, gdyż pomija mikrokolonie, tworzące biofilm. Badanie obrostów biologicznych jest stosunkowo ograniczone, z uwagi na brak bezpośredniego dostępu i trudność w poborze próbek. Analizę można wykonywać w przypadku awarii, gdy usuwany jest uszkodzony fragment rurociągu. Taka sytuacja pozwala na hodowlę bakterii, które wykazują zdolność do wzrostu w warunkach laboratoryjnych, co może zaburzać rzeczywisty wynik [4].

#### 4.1. METODY STANDARDOWE

Istotna jest szybka detekcja oraz identyfikacja bakterii w ich naturalnym środowisku. Do tradycyjnych metod mikrobiologicznych można zaliczyć hodowle na podłożach stałych i płynnych (różnicowanie na podstawie cech biochemicznych) jak również obserwacje mikroskopowe-barwienie- (wykazują obecność i liczebność danych bakterii oraz ich morfologię). Przy zastosowaniu podłoży płynnych wykorzystywany jest spektrofotometr do określenia ilości bakterii, natomiast w hodowlach stałych zliczane są jednostki tworzące kolonie. W metodach płytkowych stosowane są również podłoża selektywno-wybiórcze, w których są składniki metabolizowane przez niektóre bakterie (specyficzne zabarwienie kolonii). Standardowe metody zawierają także badania immunologiczne-przeciwciała reagują z antygenami, które są obecne na powierzchni mikroorganizmów [14].

#### 4.2. METODY Z WYKORZYSTANIEM BIOLOGII MOLEKULARNEJ

Z ich pomocą możliwe jest określenie bioróżnorodności oraz bezpośrednia identyfikacja drobnoustrojów. Mogą być także wykorzystywane w oczyszczalniach ścieków. Do metod molekularnych można zaliczyć reakcję łańcuchową polimerazy (PCR), elektroforeza w gradiencie czynnika denaturującego (DGGE) czy analizę powielonego rybosomalnego DNA (ARDRA). Przy użyciu reakcji polimerazy oraz elektroforezy w gradiencie czynnika denaturującego można określić bioróżnorodność obrostów biologicznych, natomiast restrykcyjna analiza regionu 16sDNA jest wykorzystywana w badaniach taksonomicznych [2].

#### 4.3. METODY IMPEDANCYJNE

Metody pozwalające na wykrycie wczesnej fazy, czyli adhezję pojedynczych komórek. Do ich zalet można zaliczyć stosunkowo niskie koszty, odpowiedź w czasie rzeczywistym oraz dużą ilość pomiarów. Metoda ta uważana jest za najbardziej perspektywiczną w wykrywaniu bakterii. Pomiar impedancji związany jest ze zmianą ośrodka,

w którym zawieszono są mikroorganizmy. Wykrywanie obrostów biologicznych związane jest z długotrwałym monitoringiem [36, 37].

## LITERATURA

- [1] ARMON R., *A qualitative and quantitative study of biofilm disinfection on glass, metal and PVC surfaces by chlorine, bromine and bromochloro-5,5 dimethylhydantoin*, 1998, Vol. 38, No. 12, 175–179.
- [2] ANDERSON-GLENNA M., *Spatial and temporal variability in epilithic biofilm bacterial communities along an upland river gradient*, 2008, Vol. 64, 407–418.
- [3] BATTIN T., *Biophysical controls on organic carbon fluxes in fluvial networks*, 2008, No. 1, 95–100.
- [4] BOE-HANSEN R., *Monitoring biofilm formation and activity in drinking water distribution networks under oligotrophic conditions*, 2003, Vol. 47, 91–97.
- [5] CLAUDIA N., MARQUES D., *Control of Biofilms with the Fatty Acid Signaling Molecule*, 2015, Vol. 8, 816–835.
- [6] CHOI Y., CHO M., LEE Y., CHOI J., YOON J., *Inactivation of Bacillus subtilis spores during ozonation in water treatment plant: Influence of pre-treatment and consequences for positioning of the ozonation step*, Chemosphere, 2007, Vol. 57, 531–539.
- [7] CZACZYŁ K., *Tworzenie biofilmów bakteryjnych-istota zjawiska i mechanizmy oddziaływania*, 2003, Vol. 62, No. 3, 180–192.
- [8] GABRYSZEWSKI T., *Wodociągi*, Arkady, Warszawa 1983.
- [9] GEESEY G., *Influence of calcium and other cations on surface adhesion of bacteria and diatoms: A review*, 2000, Vol. 14, No. 1–3, 195–205.
- [10] HALLAM N., WEST J., FORSTER C., SIMMS J.: *The potential for biofilm growth in water distribution systems*, Water Research, 2001, Vol. 35, No. 17, 4063–4071.
- [11] HAAS, *Benefits of using a disinfectant residual*, Journal American Water Works Association, 1999, Vol. 91, No. 1, 65–69. 3.
- [12] HINSA, S., ESPINOSA-URGEL M., RAMOS J., TOOLE G., *Transition from reversible to irreversible attachment during biofilm formation by Pseudomonas fluorescens WCS365 requires an ABC transporter and a large secreted protein*, 2003, Vol. 49, 905–918.
- [13] HULLAR M., *Recurring seasonal dynamics of microbial communities in stream habitats*, 2006, Vol. 72, 713–722.
- [14] JANKIEWICZ M., *Metody pomiarów i kontroli jakości w przemyśle spożywczym i biotechnologii*, 2003.
- [15] KOWAL A.L., *Przyczyny i zapobieganie zmianom jakości wody w systemach wodociągowych*, Ochrona Środowiska, 2003, Vol. 25, No. 4.
- [16] LANGMARK J., STOREY M., ASHBOLT N., STENSTÖRM T., *The effects of UV disinfection on distribution pipe biofilm growth and pathogen incidence within the greater Stockholm area*, Sweden, Water Research, 2007, Vol. 41, No.15, 3327–3336.
- [17] LeCHEVALLIER M., SHAW N., SMITH D., *Full scale studies of factors related to Coliform regrowth in drinking water*, Applied and Environmental Microbiology, 1996, No.7, 2201–2211.
- [18] LeCHEVALLIER M., *Coliform regrowth in drinking water*, Journal American Water Works Association, 1990, Vol. 82, No. 11, 74–85.
- [19] LeCHEVALLIER M., SCHULZ W., LEE R., *Bacterial nutrients in drinking water*, Applied and Environmental Microbiology, 1991, Vol. 57, No. 3, 857–862.
- [20] LEHTOLA M., MIETTINEN I., KEINANEN M., KEKKI T., LAINE O., HIRVONEN A.,

- VARTIAINEN T., *Estimates of microbial quality and concentration of cooper in drinking water are highly dependent on sampling strategy*, International Journal of hygiene and Environmental Health, 2007, Vol. 210, 725–732.
- [21] LETHOLA M.J., MIETTINEN I.T., HIRVONEN A., MARTIKAINEN P.J., *Estimates of microbial quality and concentration of cooper in drinking water are highly dependent on sampling strategy*, International Journal of hygiene and Environmental Health, 2007, Vol. 210, 725–732.
- [22] LITTLE B., *Microbiologically Influenced Corrosion*, Publication, 2007, 1–279.
- [23] LU W., KIÉNÉ L., LEVI Y., *Chlorine demand of biofilms in water distribution systems*. Water Research, 1999, Vol. 33, No. 3, 827–835.
- [24] MARTIKAINEN P., *Microbiology and biofilm development in a pilot drinking water distribution system with copper and plastic pipes*, Water Research, 2004, Vol. 38, No. 17, 3769–3779.
- [25] NDIONGUE S., HUCK P., SLAWSON R., *Effect of temperature and biodegradable organic carbon on control of biofilms by free chlorine in a model drinking water distribution system*, Water Research, 2005, Vol. 39, No. 6, 953–964.
- [26] NORTON C., LeCHEVALLIER M., *A pilot study of bacteriological population changes through potable water treatment and distribution*, Applied and Environmental Microbiology, 2000, No. 1, 268–276.
- [27] NIQUETTE P., SERVAIS P., SAVOIR R., *Impacts of pipe materials on densities of fixed bacterial biomass in drinking water distribution systems*, Water Research, 2000, Vol. 34, No. 6, 1952–1956.
- [28] OHASHI A., *A novel method for evaluation of biofilm, strength resisting erosion*, 1999, Vol. 39, No. 7, 261–268.
- [29] OLAŃCZUK-NEJMAN K., *Mikroorganizmy w kształtowaniu jakości i uzdatnianiu wód podziemnych*, Monografie Komitetu Inżynierii Środowiska PAN, 2001, Vol. 1.
- [30] OLSIŃSKA U., SKIBIŃSKA K., *Modelowanie zmian jakości wody w systemie dystrybucji*, Ochrona Środowiska, 2007, Vol. 29, No. 2.
- [31] OLLOS P., HUCK P., SLAWSON R., *Factors affecting biofilm accumulation in model distribution systems*, Journal American Water Works Association, 2003, Vol. 95, No. 1, 87–97.
- [32] PERCIVAL S., *Biofilm development on stainless steel in mains water*, 1998, Vol. 32, No. 1, 243–253.
- [33] PERCIVAL S., KNAPP J., EDYVEAN R., WALES D.: *Biofilms, mains water and stainless steel*, Water Research, 1998, Vol. 32, No. 7, 2187–2201.
- [34] PERCIVAL S., KNAPP J., EDYVEAN R., WALES D., *Biofilm development on stainless steel in mains water*, Water Research, 1998, Vol. 32, No. 1, 243–253.
- [35] PIELICHOWSKI J., PUSZYŃSKI A., *Technologia tworzyw sztucznych*, Wydawnictwo Naukowo-Techniczne, Warszawa 1998.
- [36] RADKE S., *A high density microelectrode array biosensor for detection of E. coli O157:H7*, 2005, Vol. 20, 1662–1667.
- [37] RADKE S., *Design and Fabrication of a Microimpedance Biosensor for Bacteria Detection*, 2004, Vol. 4, 434–440.
- [38] ROMANI A., *Shifts in microbial community structure and function in light- and dark-grown biofilms driven by warming*, 2004, Vol. 16, 2550–2567.
- [39] ROZPORZĄDZENIE MINISTRA ZDROWIA z dnia 13 listopada 2015 r. w sprawie jakości wody przeznaczonej do spożycia przez ludzi, Dz. U. z 2015 r. poz. 1989.
- [40] SATHASIVAN A., OHGAKI S., YAMAMOTO K., KAMIKO K., *Role of inorganic phosphorus in controlling regrowth in water distribution system*, Water Science and Technology, 1997, Vol. 35, No. 8, 37–44.
- [41] SAUER K., CAMPER A., EHRlich G., COSTERTON J., *Pseudomonas aeruginosa displays multiple phenotypes during development as a biofilm*, 2002, Vol. 184, 1140–1154.



- [42] STOODLEY P., *Biofilms as complex differentiated communities*, Annual Review of Microbiology 2002, Vol. 56, 187–209.
- [43] ŚWIDERSKA-BRÓŹ M., *Skutki braku stabilności biologicznej wody wodociągowej*, 2003, Vol. 25, No. 4, 7–12.
- [44] UGUR TUTAR C., *Evaluation of biofilm formation activity of standard microorganism strains*, 2015, Vol. 6, No. 2, 135–139.
- [45] ZACHEUS O., LEHTOLA M., KORHONEN L., MARTIKAINEN P., *Soft deposits, the key site for microbial growth in drinking water distribution networks*, Water Research, 2001, Vol. 35, No. 7, 1757–1765.

#### BIOFILM MONITORING IN WATER SUPPLY SYSTEM

Water which has been introduced into the water supply system might be changed at physico-chemical and microbiological level. Microbiological quality depends on the treatment processes, the age of the water supply system and the materials that compose it. During the water transfer the biofilm might be formed on the inner surface of pipelines and after disconnection it could cause gastrointestinal infections in customers. Each system has its own distinctive composition of microorganisms, therefore it is not possible to unambiguously determine the biodiversity of the biofilm. The paper presents basic ways of monitoring microorganisms in the water supply network. It could be distinguished traditional methods, using molecular biology, impedance spectroscopy, or combine several of the above.