

# Nanomodyfikowane włókniny filtracyjne zdolne do zatrzymywania wirusów

Emil TYROLICZYK, Karolina WIELGUS, Milena SZALATA, Joanna MAKOWIECKA, Dorota WESOŁEK – Instytut Włókien Naturalnych i Roślin Zielarskich, Poznań; Daniel LIPIŃSKI, Joanna ZEYLAND, Marlena SZALATA, Ryszard SŁOMSKI – Uniwersytet Przyrodniczy w Poznaniu

Prosimy cytować jako: CHEMIK 2012, 66, 11, 1219-1228

## Wstęp

Metoda wytwarzania nanowłókien w polu elektrycznym, powszechnie nazywana także elektroprzędzeniem lub z angielskiego elektrospinningiem, znana jest już od 1934 r., a została opracowana i opatentowana przez Formhalsa. To on, jako pierwszy opisywał pozyskiwanie włókna z octanu celulozy. Do początku lat 90. XX w. proces elektroprzędzenia praktycznie był niewykorzystywany w przemyśle. Spowodowane to było słabą znajomością zjawisk występujących w trakcie elektroprzędzenia, niewielką wydajnością oraz brakiem możliwości sterowania całym procesem. Na początku lat 90. ub. w. nastąpił gwałtowny rozwój nanotechnologii, a proces elektroprzędzenia nanowłókien został bardzo szybko zaadoptowany poprzez wiele instytucji badawczych. Kilka zespołów zaprezentowało możliwości wytwarzania nanowłókien metodą elektroprzędzenia z roztworu lub ze stopionych polimerów [1 ÷ 5].

Porównując różne metody otrzymywania włókien konwencjonalnymi technikami (*wet spinning*, *dry spinning*, *melt blown*) [6 ÷ 8], metoda elektrospinningu z roztworu pozwala na otrzymanie włókien o dużej mniejszej średnicy, sięgającej poniżej 100 nm. Jest to nowa metoda, pozwalająca na otrzymywanie nanowłókien. Poprzez zastosowanie odpowiedniego procesu odbierania nanowłókien, można, w zależności od potrzeb, pozyskiwać nanowłókna na sucho lub w kąpeli wodnej, co daje ogromne możliwości wykorzystania w przemyśle, między innymi do wytwarzania membran, biomedycznych elementów konstrukcyjnych (w inżynierii tkankowej, podawaniu leków, sztucznych narządach naczyniowych), specjalnych tkanin ochronnych, w przemyśle separacji, do wzmocnienia kompozytów itp. [9].

Dodatkowo nanowłókna można poddać procesowi modyfikacji za pomocą nanocząstek lub innych środków biobójczych, nadając im określone właściwości, np. bakteriobójcze.

Zastosowana w badaniach chlorheksydyna jest syntetycznym antyseptykiem, który działa silnie na bakterie Gram-dodatnie i Gram-ujemne, pleśnie, drożdże oraz niektóre wirusy. Jest używana do odkażania skóry, błon śluzowych, ran oraz narzędzi chirurgicznych. Działanie przeciwbakteryjne polega na uszkodzeniu błony komórkowej bakterii. Chlorheksydyna jest stosowana głównie w stomatologii, ale również jako czynnik antybakteryjny w opatrunkach [10 ÷ 14].

W obliczu zagrożenia wybuchem pandemii wywołanej przez jeden z wirusów grypy, istotnym zadaniem jest wzmocnienie ochrony indywidualnej ludzi (maseczki ochronne), czy zbiorowej (filtry montowane w systemach wentylacyjnych pomieszczeń użyteczności publicznej) poprzez wprowadzenie czynników przeciwbakteryjnych.

## Część eksperymentalna

### Materiały oraz ich przygotowanie

Podstawowym materiałem do otrzymywania nanowłókien była acetyloceluloza. W badaniach użyto acetylocelulozę o masie cząsteczkowej ok. 270 tys.

Acetylocelulozę przeprowadzono do postaci roztworu, jako rozpuszczalnik użyto chloroformu. Do wytwarzania nanowłókien,

niezbędny jest idealnie klarowny roztwór, pozbawiony wszelkich zanieczyszczeń stałych. W celu otrzymania takiego roztworu, acetylocelulozę po rozpuszczeniu odwirowano za pomocą wirówki laboratoryjnej przy prędkości obrotowej 2500 rpm.

### Aparatura badawcza

Wytwarzanie nanowłókien metodą elektrospinningu z roztworu wymaga zastosowania specjalistycznej aparatury. Zastosowano stabilizator wysokiego napięcia posiadający płynną regulację napięcia wyjściowego w zakresie od 0 do 50 kV o dodatniej biegunowości oraz płynną regulację natężenia tego prądu w granicach od 0 do 2000  $\mu$ A. Kolejnym bardzo ważnym elementem aparatu jest elektroda podawcza, która została wykonana z wysokiej jakości szkła i metalowej kapilary, wyposażonej w termostat pozwalający uzyskać stałą temperaturę procesu wytwarzania nanowłókna. Następnym elementem jest obrotowa elektroda odbiorcza, wyposażona w wymienne płyty odbiorcze – elektrody (Fot. 1), posiadająca płynną regulację prędkości obrotowej.



Fot. 1. Elektroda odbiorcza

Cała aparatura umieszczona jest w klimatyzowanym i wentylowanym pomieszczeniu, pozwalającym na zachowanie stałych, odpowiednich parametrów temperaturowych procesu elektroformowania nanowłókien. Kolejnym ważnym elementem jest pompa strzykawkowa niskiego przesuwu stosowana do aplikacji roztworu przewodzącego podawanego do elektrody podawczej. Wszystkie podzespoły aparatury zostały umieszczone w specjalnie do tego celu zaprojektowanej komorze, wykonanej z materiału silnie izolującego wpływ otoczenia, a także zapewniającej bezpieczeństwo osób obsługujących oraz kontrolujących cały proces elektroprzędzenia.

### Metodyka badań

W przypadku wytwarzania nanowłókien z acetylocelulozy, wybrano sposób elektroprzędzenia z roztworu.

Do wytwarzania nanowłókien wyznaczono odpowiednie parametry techniczne dla konkretnego przypadku stosowanego roztworu polimerowego. Podstawowym parametrem jest stężenie roztworu, dla którego proces elektroformowania nanowłókien będzie przebiegał z największą wydajnością. Należy pamiętać, że roztwór przewodzący musi składać się z odpowiedniego rozpuszczalnika, który łatwo odparowuje podczas wytwarzania nanowłókna. W trakcie optymalizacji

stężenia roztworu przewodzącego, posługiwano się reometrem rotacyjnym Anton Paar MCR 101, wyposażonym w przystawkę do elektroeologii, pozwalającą na dokładne określenie zmian zachodzących w roztworze przewodzącym po umieszczeniu w polu elektrycznym występującym podczas procesu elektroformowania nanowłókna.

Po ustaleniu składu roztworu przewodzącego, wyznaczono odpowiednie parametry techniczne procesu. Najważniejszym jest napięcie przyłożone do kapilary wytwarzającej nanowłókna. Wartość napięcia dobiera się na podstawie zdjęcia z mikroskopu elektronowego, pozwalającego na określenie odpowiedniej struktury powierzchni wytworzonych nanowłókien oraz ich średnicy. Dla zmniejszenia średnicy powstającego nanowłókna, można zmniejszyć średnicę kapilary elektrody podawczej roztwór przewodzący. Jakość powstającego nanowłókna zależy także od odległości elektrody podawczej od elektrody odbiorczej wytworzonych nanowłókien. Zmieniając ten parametr, należy pamiętać o zmianie napięcia, gdyż większa odległość między elektrodami wymaga użycia większego napięcia dla zachowania stałej wartości natężenia pola elektrycznego.

Podczas wytwarzania nanowłókien z polimeru naturalnego przyjęto następujące parametry dla roztworu przewodzącego (Tab. 1).

Tablica 1

Parametry roztworu acetylocelulozy

Stężenie roztworu przewodzącego	5%
Rozpuszczalnik	chloroform
Temperatura roztworu przewodzącego	20°C
Temperatura komory	20°C
Wewnętrzna średnica kapilary	0,8 mm
Napięcie	10,0 - 25,0 kV
Odległość między elektrodami	150 mm
Czas nanoszenia nanowłókien	30 minut

Nanowłókna nanoszono na powierzchnię celulozowych krążków filtracyjnych, stosowanych jako ich nośnik. Tak otrzymywane nanowłókna poddawano modyfikacji za pomocą wybranych środków przeciwbakteryjnych.

Zastosowanie chlorheksydyny w procesie produkcji filtrów na bazie nanowłókien acetylocelulozowych pozwala na wytworzenie materiału, którego wysokie właściwości mechaniczne zostaną wzbogacone o właściwości bakteriostatyczne i bakterioobójcze. Nanowłókna acetylocelulozowe zawierające chlorheksydynę uzyskano dwiema metodami. Metodą bezpośrednią przez elektroprzędzenie włókien acetylocelulozowych z dodatkiem chlorheksydyny oraz metodą pośrednią polegającą na inkubacji włókien acetylocelulozowych w roztworze izopropanolowym trietanolaminy tytanu w temperaturze pokojowej. Utrwalenie wiązania tytanu do nanowłókien przeprowadzono w temp. 110°C, następnie delikatnie płukano w wodzie destylowanej. Suche nanowłókna acetylocelulozowe ze związaną trietanolaminą tytanu umieszczono w wodnym roztworze diglukonianu chlorheksydyny. Utrwalenie wiązania diglukonianu chlorheksydyny z tytanem przeprowadzono w temp. 90°C, po czym przepłukiwano wodą destylowaną i suszono w temperaturze pokojowej.

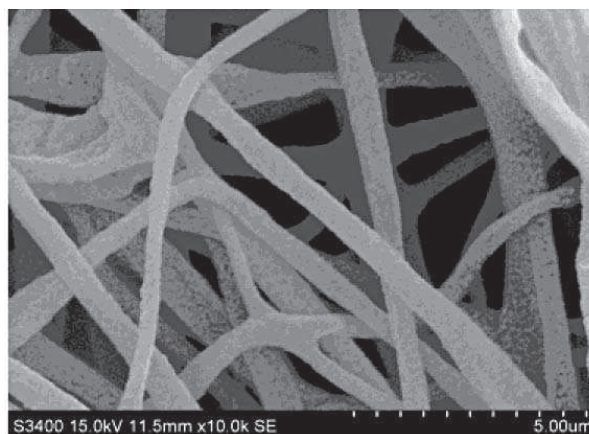
Dla sprawdzenia skuteczności biobójczych zastosowanego modyfikatora, przeprowadzono badania mikrobiologiczne nanowłókien acetylocelulozowych bez dodatku chlorheksydyny, nanowłókien acetylocelulozowych elektroprzędzonych z chlorheksydyną oraz nanowłókien acetylocelulozowych modyfikowanych diglukonianem chlorheksydyny. Inkubację z *Bacillus subtilis* prowadzono w 37°C przez 18h.

## Wyniki

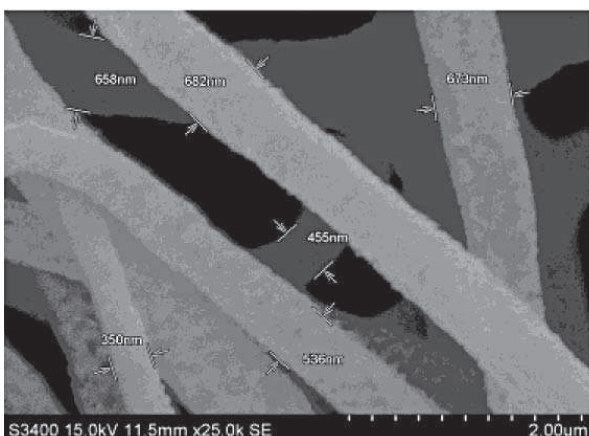
Jakość powstającego nanowłókna o różnych parametrach procesu elektroprzędzenia określono za pomocą zdjęć struktury powierzchni wykonanych mikroskopem elektronowym (Fot. 2 ÷ 10).



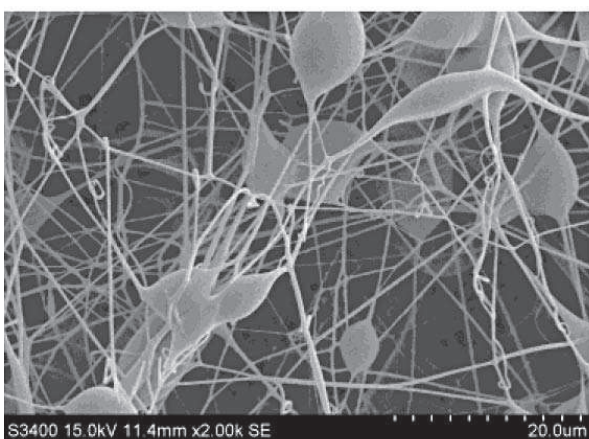
Fot. 2. Zdjęcie SEM powierzchni nanowłókien acetylocelulozy



Fot. 3. Zdjęcie SEM powierzchni nanowłókien acetylocelulozy

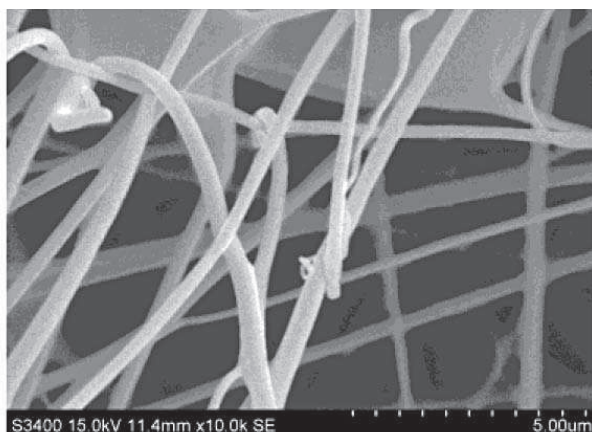


Fot. 4. Zdjęcie SEM powierzchni nanowłókien acetylocelulozy

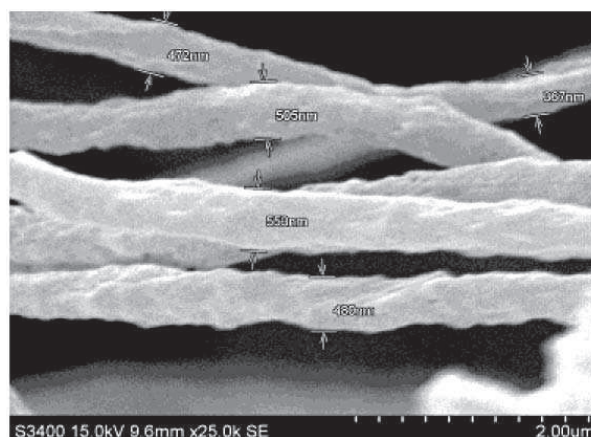


Fot. 5. Zdjęcie SEM powierzchni nanowłókien acetylocelulozy

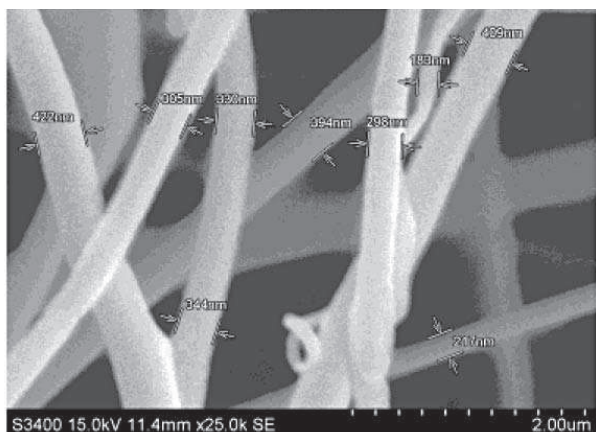




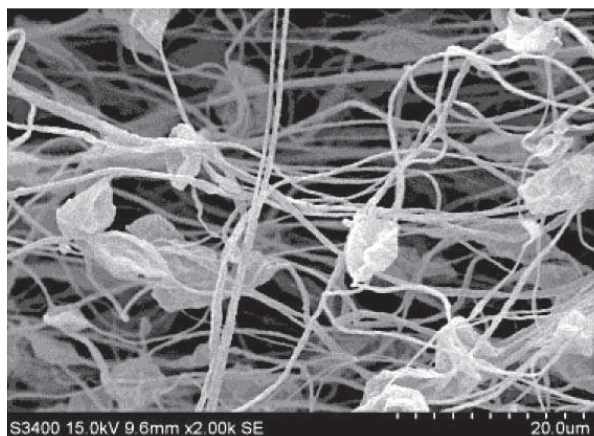
Fot. 6. Zdjęcie SEM powierzchni nanowłókien acetylocelulozy



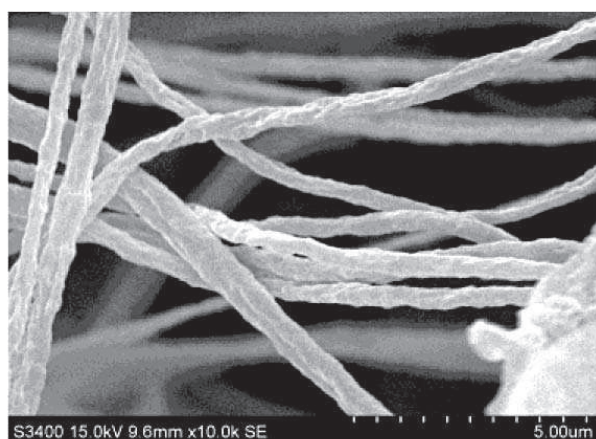
Fot. 10. Zdjęcie SEM powierzchni nanowłókien acetylocelulozy



Fot. 7. Zdjęcie SEM powierzchni nanowłókien acetylocelulozy

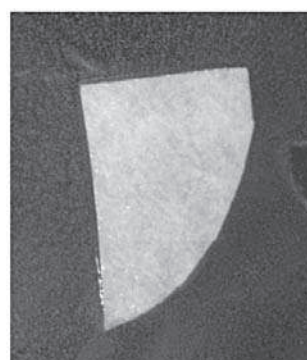


Fot. 8. Zdjęcie SEM powierzchni nanowłókien acetylocelulozy

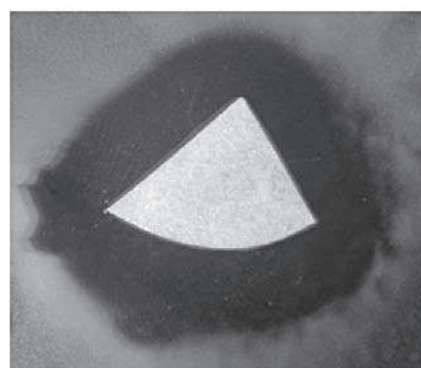


Fot. 9. Zdjęcie SEM powierzchni nanowłókien acetylocelulozy

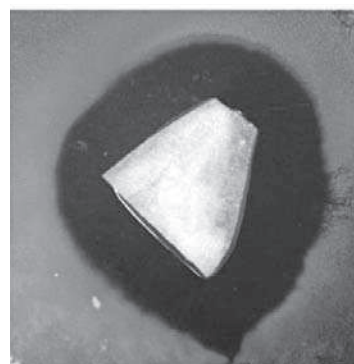
Na fotografiach 11 ÷ 13 przedstawiono wyniki badań mikrobiologicznych nanowłókien acetylocelulozowych zmodyfikowane za pomocą chlorheksydyny wobec próbki nanowłókien niezmodyfikowanych.



Fot. 11. Brak strefy zahamowania wzrostu bakterii po inkubacji kontrolnych nanowłókien acetylocelulozowych ze szczepem *Bacillus subtilis*

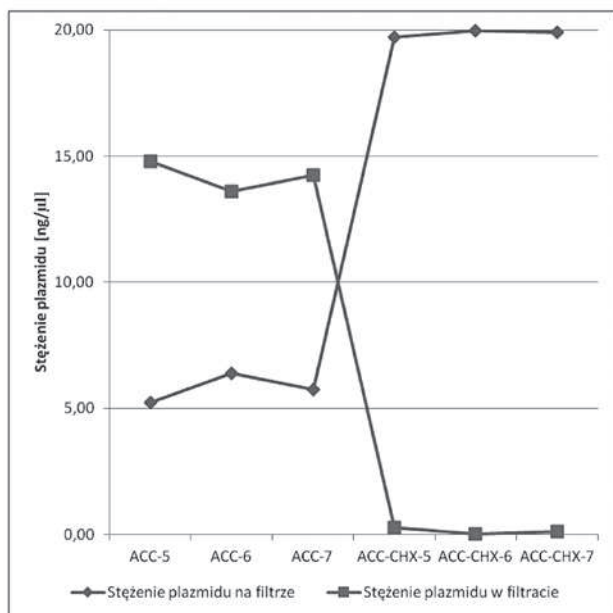


Fot. 12. Strefa zahamowania wzrostu bakterii po inkubacji nanowłókien acetylocelulozowych elektroprzewodzonych z chlorheksydyną ze szczepem *Bacillus subtilis*



Fot. 13. Strefa zahamowania wzrostu bakterii po inkubacji nanowłókien acetylocelulozowych modyfikowanych diglukonianem chlorheksydyny ze szczepem *Bacillus subtilis*

Ponadto rozpoczęto badania zmierzające do określenia barierowości przygotowanych krążków filtracyjnych w stosunku do wirusów. W pierwszej kolejności przygotowano konstrukcje genowe (wektor ekspresyjny – plazmid pCMV-Fut) zawierające charakterystyczne sekwencje markerowe. Wykonano badania polegające na ocenie wydajności wiązania materiału genetycznego przez nanowłókna acetylocelulozowe. W tym celu przygotowano próbki roztworów wodnych o objętości 2 ml zawierające 20 ng plazmidów w 1  $\mu$ l roztworu. Próbkę filtrowano przez modyfikowane i niemodyfikowane krążki filtracyjne, przepuszczając roztwór przez krążek z prędkością 100  $\mu$ l na 1 min. Po procesie filtracji krążki pocięto i inkubowano w 200  $\mu$ l buforu TE (tris hydroksymetylo aminometan wraz z EDTA) w temp. 37°C przez jedną godzinę. Stężenie plazmidów mierzono na spektrofotometrze Nano-drop. Stwierdzono wyraźnie większą wydajność wiązania DNA przez krążki zawierające chlorheksydynę.



Rys. 1. Wynik pomiaru stężenia plazmidu na filtrze oraz w filtracie. ACC – acetylocelulozowe krążki filtracyjne niezawierające chlorheksydyny, ACC-CHX – acetylocelulozowe krążki filtracyjne modyfikowane chlorheksydyną

### Omówienie wyników

Na wykonanych zdjęciach SEM powierzchni nanowłókniny, można zaobserwować, że średnica nanowłókien kształtuje się na poziomie 200-600 nm. Rozmieszczenie nanowłókien na powierzchni celulozowej bibuły filtracyjnej jest równomierne na całej powierzchni.

Przeprowadzone badania mikrobiologiczne nanowłókien zmodyfikowanych chlorheksydyną wykazują wysoką inhibicję wzrostu bakterii wobec wszystkich rodzajów sposobu modyfikacji. Nie stwierdzono pojawienia się strefy dyfuzji wokół krążków z samych nanowłókien acetylocelulozowych stanowiących kontrolę.

Wstępne badania, polegające na określeniu barierowości nanowłókien jako filtrów przeciwko wirusom, wykazały że znacząco hamują one przedostawanie się plazmidów do przesączu na zaprojektowanym aparacie testującym.

### Podsumowanie i wnioski

Modyfikacja filtrów za pomocą nanowłókien zmniejsza średnicę porów umożliwiając skuteczniejszy proces filtracji.

Naniesienie związków aktywnych takich jak chlorheksydyna na powierzchnię nanowłókien, bądź jej wbudowanie w procesie elektroprzędzenia, wywołuje działanie antybakteryjne.

Nanowłókna acetylocelulozowe poddane procesowi modyfikacji za pomocą chlorheksydyny skutecznie zatrzymują cząsteczki plazmidów na swojej powierzchni.

### Literatura

- Kozłowski R., Ogurkowski Cz.: *Nano- modyfikacja powierzchniowa włókien filtracyjnych oparta o metodę elektroprzędzenia z polimerów naturalnych*. Przemysł Chemiczny 2008, **87**, 1193-1196.
- Szałkowski Z.: *Poradnik plantatora lnu i konopi*. PWRiL, Poznań, 1994, **5**, 52.
- Kopański R. 1955. *Jedwabnictwo*. Państwowe Wydawnictwo Rolnicze i Leśne, Warszawa, 339.
- Mahmoodi N.M., Arami M., Mazaheri F., Rahimi S. 2010. *Degradation of sericin degumming) of Persian silk by ultrasound and enzymes as a cleaner and environmentally friendly process*. Journal of Cleaner Production 18, 146-151.
- Bendkowska W.: *Przegląd technik formowania nanowłókien*. WOS 2, 2008.
- Jian-Jun Qin, Juan Gu, Tai-Shung Chung: *Effect of wet and dry-jet wet spinning the formation of ultrafiltration hollow fiber membranes*. Journal of Membrane Science 2001, **182**, 57-75.
- Seung Koo Park, Richard J. Harris: *Dry-jet wet spinning of aromatic polyamic acid fiber Rusing chemical imidization*. Polimer 2001, **42**, 10087-10093.
- Xiuqin Zhang, Rongbo Li, Lei Kong, Dujin Wang: *Stress-induced structure transition of syndiotactic polypropylene via melt spinning*, Polimer 2008, **49**, 1350-1355.
- Audrey Frenot, Ioannis S. Chronakis: *Polimer nanofibers assembled by electrospinning*. Current Opinion in Colloids and Interface Science 2003, **8**, 64-75.
- Odore R., Colombatti Valle V., Re G.: *Efficacy of Chlorhexidine against Some Strains of Cultured and Clinically Isolated Microorganisms*. Veterinary Research Communications 2000, **24**, 229-238.
- Agarwal A., Nelson T.B., Kierski P.R., Schurr M.J., Murphy C.J., Czuprynski C.J., McNulty J.F., Abbott N.L.: *Polymeric multilayers that localize the release of chlorhexidine from biologic wound dressings*. Biomaterials 2012, **33**, 6783-6792.
- Yue I.C., Poff J., Cortés M.E., Sinisterra R.D., Faris C.B., Hildgen P., Langer R., Shastri V.P.: *A novel polymeric chlorhexidine delivery device for the treatment of periodontal disease*. Biomaterials 2004, **25**, 3743-3750.
- Chen L., Bromberg L., Hatton T.A., Rutledge G.C.: *Electrospun cellulose acetate fibers containing chlorhexidine as a bactericide*. Polymer 2008, **49**, 1266-1275
- Cortizo M.C., Oberti T.G., Cortizo M.S., Cortizo A.M.: *Ferna´ ndez Lorenzo de Mele M.A. Chlorhexidine delivery system from titanium/polybenzyl acrylate coating: Evaluation of cytotoxicity and early bacterial adhesion*. Journal of Dentistry 2012, **40**, 329 – 337.

Badania wykonano w ramach projektu kluczowego – POIG. 0103.01-00-004/08. Funkcjonalne nano- i mikromateriały włókiennicze – NANOMITEX, współfinansowanego przez Unię Europejską ze środków Europejskiego Funduszu Rozwoju Regionalnego oraz Narodowego Centrum Badań i Rozwoju, w ramach projektu Innowacyjna Gospodarka 2007-2013, Priorytet 1: Badania i rozwój nowoczesnych technologii, działanie 1.3 Wsparcie projektów B+R na rzecz przedsiębiorców realizowanych przez jednostki naukowe, pod działanie 1.3.1 Projekty rozwojowe.

Mgr inż. Emil TYROL CZYK jest absolwentem Wydziału Technologii Drewna o specjalności Chemiczna Technologia Drewna Uniwersytetu Przyrodniczego w Poznaniu (2008). Od 2008 roku pracuje w Instytucie Włókien Naturalnych i Roślin Zielarskich w Poznaniu, jest specjalistą ds. nanotechnologii – wytwarzania nanowłókien. Zajmuje się badaniami reologicznymi oraz elektroeologicznymi polimerów naturalnych.  
e-mail: emil.tyrolczyk@iwnirz.pl

Dr n. med. Karolina WIELGUS w roku 2001 ukończyła studia na Wydziale Biologii Uniwersytetu im. Adama Mickiewicza w Poznaniu. Jest diagnostą laboratoryjnym z tytułem specjalisty w dziedzinie laboratoryjnej genetyki medycznej. W 2006 roku uzyskała tytuł doktora nauk medycznych na Akademii Medycznej (teraz Uniwersytet Medyczny). Jest adiunktem w Zakładzie Biotechnologii Instytutu Włókien Naturalnych i Roślin Zielarskich i jest kierownikiem tego zakładu.



Dr n. roln. Milena SZALATA w roku 1997 ukończyła studia na Wydziale Biologii Uniwersytetu im. Adama Mickiewicza w Poznaniu z tytułem magistra biotechnologii. W 2003 roku uzyskała tytuł doktora nauk rolniczych w zakresie technologii żywności i żywienia na Akademii Rolniczej w Poznaniu (teraz Uniwersytet Przyrodniczy). Jest adiunktem w Zakładzie Biotechnologii Instytutu Włókien Naturalnych i Roślin Zielarskich.

Mgr inż. Joanna MAKOWIECKA ukończyła studia w 2008 roku na kierunku Biotechnologia na Uniwersytecie Przyrodniczym w Poznaniu. W tym samym roku rozpoczęła pracę w Instytucie Włókien Naturalnych i Roślin Zielarskich w Poznaniu. Obecnie zatrudniona jest na stanowisku asystenta w Zakładzie Biotechnologii.

Dr Dorota WESOŁEK w roku 1981 roku ukończyła studia Wydziale Mat.-Fiz.-Chem Uniwersytetu im. Adama Mickiewicza w Poznaniu uzyskując stopień magistra chemii. W 1999 roku uzyskała stopień doktora nauk leśnych na Akademii Rolniczej (aktualnie Uniwersytet Przyrodniczy). Jest adiunktem i kierownikiem Zakładu Innowacyjnych Biomateriałów i Nanotechnologii w Instytucie Włókien Naturalnych i Roślin Zielarskich w Poznaniu.

Dr inż. Daniel LIPIŃSKI w roku 1995 ukończył studia na Wydziale Rolnictwa Akademii Rolniczej w Poznaniu. W 2002 roku uzyskał tytuł doktora nauk rolniczych na Akademii Rolniczej w Poznaniu (teraz Uniwersytet Przyrodniczy). Jest adiunktem w Katedrze Biochemii i Biotechnologii Uniwersytetu Przyrodniczego w Poznaniu oraz Zakładzie Funkcji Kwasów Nukleinowych Instytutu Genetyki Człowieka PAN w Poznaniu.

Dr Joanna ZEYLAND w roku 2002 ukończyła studia na kierunku Biotechnologia, na Wydziale Rolniczym Akademii Rolniczej im. Augusta Cieszkowskiego w Poznaniu. W 2007 roku uzyskała tytuł doktora nauk rolniczych na kierunku Agronomia ze specjalnością Biotechnologia na Akademii Rolniczej w Poznaniu. Jest adiunktem w Katedrze Biochemii i Biotechnologii Uniwersytetu Przyrodniczego w Poznaniu.

Dr n. roln. Marlena SZALATA w roku 1997 ukończyła Biotechnologię na Wydziale Biologii Uniwersytetu im. Adama Mickiewicza w Poznaniu. Jest diagnostą laboratoryjnym z tytułem specjalisty w dziedzinie laboratoryjnej genetyki medycznej. W 2004 roku uzyskała stopień doktora nauk rolniczych na Akademii Rolniczej w Poznaniu (teraz Uniwersytet Przyrodniczy w Poznaniu). Jest adiunktem w Katedrze Biochemii i Biotechnologii Uniwersytetu Przyrodniczego w Poznaniu oraz w Zakładzie Funkcji Kwasów Nukleinowych Instytutu Genetyki Człowieka PAN w Poznaniu.

Prof. dr hab. Ryszard SŁOMSKI jest profesorem zwyczajnym, kierownikiem Katedry Biochemii i Biotechnologii Uniwersytetu Przyrodniczego w Poznaniu, zastępcą dyrektora ds. naukowych w Instytucie Genetyki Człowieka PAN w Poznaniu, biegłym sądowym z zakresu genetyki człowieka oraz specjalistą z zakresu genetyki laboratoryjnej. Jest autorem 175 prac eksperymentalnych, 106 prac przeglądowych oraz wielu referatów i komunikatów konferencyjnych.

## Najlepszy w swojej historii wynik finansowy odnotowały ZA PUŁAWY SA

Już dziesiąty rok z rzędu, PUŁAWY mają dodatni wynik EBITDA i zysk netto. W zakończonym 30. czerwca roku obrotowym 2011/2012, uzyskali najlepsze w swojej historii wyniki finansowe. Przychody skonsolidowane wyniosły 3 948 mln zł (jednostkowe 3 662 mln zł), skonsolidowany wynik EBITDA 779 mln zł (jednostkowy 745 mln zł), a skonsolidowany zysk netto 600 mln zł (jednostkowy 596 mln zł).

Na poprawę wyników finansowych wpłynął wzrost cen niemal wszystkich podstawowych produktów jednostki dominującej, czyli Zakładów Azotowych PUŁAWY SA. Ogromne znaczenie miał wzrost sprzedaży – po pierwsze, mocznika (o 98% w Segmencie Agro i o 58% w Segmencie Chemia), co było możliwe dzięki zakończonej w 2011 r. modernizacji ciągu: Tlenownia-Amoniak-Mocznik. Wśród pozytywnych czynników jest także rozszerzenie oferty handlowej dzięki przyłączeniu do Grupy Kapitałowej GZNF „Fosfory” oraz „Azotów-Adipol” SA Wyniki te udało się uzyskać pomimo wzrostu kosztów produkcji. (em)

(<http://www.zapulawy.pl/index1.php?dzial=14&lang=PL&node=-1&doc=1000427&more=2012.09.21>)

## Śląskie Centrum Radiometrii Środowiskowej otwarte

Śląskie Centrum Radiometrii Środowiskowej Głównego Instytutu Górnictwa otwarto 7. września 2012 r. w Katowicach, jego budowa kosztowała ok. 11 mln zł. Dzięki dofinansowaniu z UE, w ramach programu Innowacyjna Gospodarka, udało się wyposażyć ośrodek w sprzęt laboratoryjny za blisko 8 mln zł. W zakres działań Centrum im. Marii Goeppert Mayer leżą: badania promieniotwórczości naturalnej oraz skażeń promieniotwórczych w środowisku pracy, domach mieszkalnych i środowisku naturalnym, ponadto wykonywanie analiz stężenia izotopów promieniotwórczych w różnych materiałach, pomiary mocy dawki promieniowania jonizującego, pomiary ekshalacji radonu z gleby. Co więcej, w Centrum Radiometrii Środowiskowej, istnieje możliwość badania aerozoli obejmujące pomiary rozkładu ziarnowego w szerokim zakresie.

Centrum działa w ramach krajowego systemu monitoringu radiacyjnego nadzorowanego przez Państwową Agencję Atomistyki, jest członkiem międzynarodowej sieci ALMERA nadzorowanej przez Międzynarodową Agencję Energii Atomowej IAEA. (em)

(<http://www.radiometria.gig.eu/onas.html> 20.09.2012)