

Jakub KNUREK¹, Aleksandra BUHAJ², Monika GARBACZ³

¹ Uniwersytet Medyczny w Lublinie, Zakład Biochemii i Biotechnologii
ul. Chodźki 1, 20-093 Lublin
e-mail: jakubknurek@umlub.pl

² Uniwersytet Marii Curie-Skłodowskiej w Lublinie, Zakład Botaniki
ul. Akademicka 19, 20-400 Lublin

³ Uniwersytet Marii Curie-Skłodowskiej w Lublinie, Zakład Fizjologii Roślin
ul. Akademicka 19, 20-400 Lublin

Synteza nanocząstek srebra przy użyciu ekstraktów roślinnych

Synthesis of Silver Nanoparticles Using Plant Extracts

The field of nanotechnology is the most dynamic region of research in material sciences and the synthesis of nanoparticles is picking up significantly throughout the world. This trend is related to the possibilities of using them in many disciplines, including microbiology, biotechnology and laboratory diagnostics. Due to the high interest in nanoparticles synthesis, the methods of formation and stabilization of nanometric particles have become the subject of many studies in recent years. Medicinally active plants have proven to be the best reservoirs of diverse phytochemicals for the synthesis of biogenic silver nanoparticles. The resulting structures are characterized by optimal properties, and the method used is more ecological than chemical reduction. Accordingly, this review presents different methods of preparation silver nanoparticles and application of these nanoparticles in different fields.

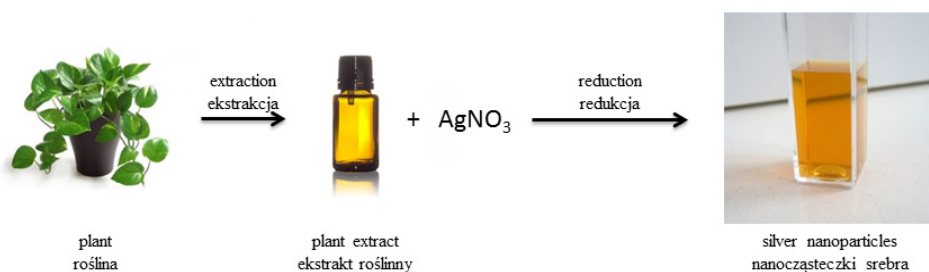
Keywords: green synthesis, silver nanoparticles, nanotechnology, microbiology, antibacterial activity

Wprowadzenie

Nanocząstki metali to struktury, które przyciągają wiele uwagi w różnych dziedzinach nauki. Dzięki ich wyjątkowym właściwościom fizycznym i chemicznym mogą być wykorzystywane m.in. w celowanym dostarczaniu leków, terapiach przeciwnowotworowych, optoelektronice, ortopedii i protetyce. Co więcej, dzięki aktywności przeciwbakteryjnej, którą wykazują np. nanocząstki srebra, znajdują one zastosowanie w przemyśle medycznym, spożywczym, włókienniczym i wielu innych gałęziach przemysłu.

Wyróżnia się trzy główne grupy metod syntezy nanocząstek metali [1]. Najpopularniejsze są metody chemiczne, do których należy zaliczyć m.in. redukcję chemiczną w roztworach wodnych lub alkoholowych, oraz metody elektrochemiczne. Drugą grupę stanowią metody fizykochemiczne wykorzystujące do otrzymania pożądanego produktu m.in. mechaniczne rozdrabnianie, promienie mikrofalowe, naświetlanie, ultradźwięki oraz różnego rodzaju matryce. Do trzeciej grupy zalicza się odkryte stosunkowo niedawno metody „zielonej” syntezy, zwane także biologicznymi, w których do wytworzenia nanocząstek wykorzystuje się

naturalne ekstrakty bakteryjne, roślinne lub grzybowe (rys. 1). Najczęściej stosowanym prekursorem do syntezy nanocząstek srebra, we wszystkich metodach, jest AgNO_3 , jednakże w tym celu wykorzystywane są także inne sole, takie jak AgClO_4 albo AgPF_6 . W metodach chemicznych i fizykochemicznych czynnikiem redukującym jest związek chemiczny (np. kwas galusowy, kwas askorbinowy, formaldehyd, hydrochinon) lub odpowiedni faktor fizyczny (np. ablacja laserowa, ultradźwięki). Do zatrzymania reakcji w odpowiednim punkcie stosowane są specyficzne stabilizatory (np. niejonowe surfaktanty, związki organiczne), które pozwalają na zachowanie struktury nanocząstek. Optymalizacja metody poprzez zmianę stężenia prekursorów lub warunków reakcji (temperatury, pH oraz ilości czynników redukujących i stabilizujących) jest kluczowym zagadnieniem w tworzeniu nowych technik syntezy.



Rys. 1. Schemat procesu „zielonej” syntezy nanocząstek srebra

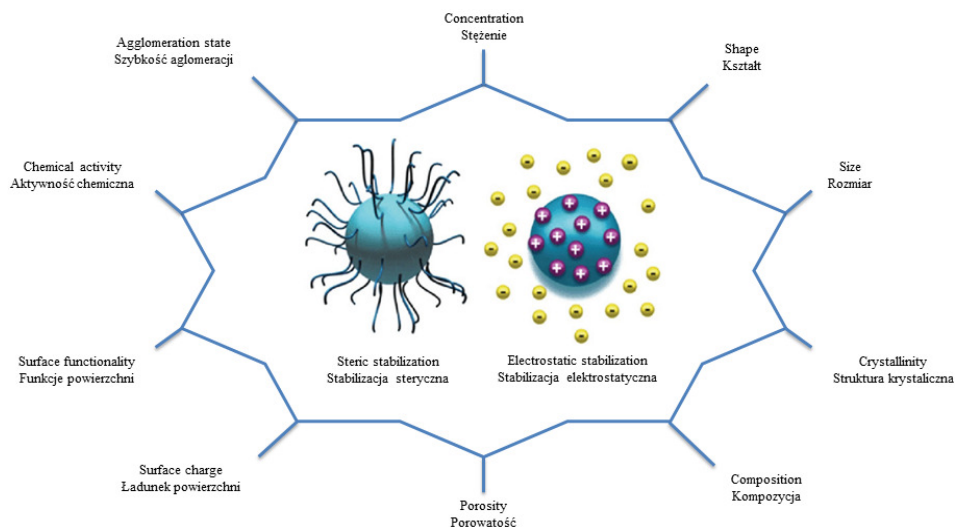
Fig. 1. Diagram of „green” synthesis of silver nanoparticles

Rodzaje „zielonej” biosyntezy nanocząstek srebra

Biologiczne metody syntezy nanocząstek srebra są technicznie proste, nietoksyczne, stosunkowo tanie i przyjazne dla środowiska w porównaniu z metodami fizykochemicznymi. Mogą być one stosowane do wytworzenia cząsteczek o różnej wielkości i morfologii, od czego zależą także ich właściwości. Istnieje wiele doniesień potwierdzających wykorzystanie ekstraktów roślinnych w syntezie AgNPs (ang. *silver nanoparticles*) [2, 3]. W przeciwieństwie do metod syntezy chemicznej w metodzie biologicznej stabilizatorem i reduktorem jest płyn ekstrahowany z danego organizmu (rośliny lub bakterii). Stabilność nanocząstek jest czynnikiem decydującym o uwalnianiu jonów do środowiska i wpływa na inne parametry dotyczące ich właściwości (rys. 2). Interakcje te są dwukierunkowe, ponieważ w wyniku zmian powierzchni cząsteczek (ładunku, funkcji, porowatości) oraz szybkości krystalizacji nanocząstek może dochodzić do zaburzenia stabilności struktury na korzyść zwiększenia tempa redukcji lub agregacji [4]. Skutkiem zwiększonej redukcji jest zmniejszenie średnicy nanocząstek. Ich wysoki stosunek powierzchni do objętości cząsteczki pozwala na koordynację wielu ligandów, a dzięki właściwościom przewodzącym mogą one wchodzić w skład kompozytów lub epoksydów.

Redukcja jonów i stabilizacja nanocząstek srebra zachodzi w metodach „zielonej” syntezy za pomocą substancji znajdujących się w ekstrakcie roślinnym, takich jak: witaminy, białka, enzymy, polisacharydy, fenole, saponiny, garbniki, alkaloidy oraz terpenoidy [6]. Wykorzystywane mogą być ekstrakty z wielu gatunków roślin, a do podstawowych należy m.in. lucerna siewna [7]. Rozkwit ekologicznych tech-

nologii syntezy należy jednak przypisać dopiero ostatniemu dziesięcioleciu, czego efektem jest publikacja wielu doniesień na ten temat. Wykorzystane w badaniach były ekstrakty m.in. z *Acalypha indica* [8], *Curcuma longa* [9], *Lippia citriodora* [10].



Rys. 2. Dwa podstawowe typy stabilizacji nanocząstek: steryczna i elektrostatyczna [5]

Fig. 2. The two predominant stabilization types of nanoparticles: steric and electrostatic [5]

Wykorzystanie ekstraktów biologicznych do syntezy nanocząstek jest możliwe dzięki przyjęciu prostych protokołów, angażując substancje czynne w proces redukcji jonów metali. Mogą być one wytwarzane zarówno wewnątrz komórek organizmu, jak i zewnątrzkomórkowo, czego przykładem są syntezy przeprowadzone z udziałem ekstraktów bakteryjnych i grzybowych. Pionierem w tych badaniach był szwedzki zespół z Uniwersytetu w Uppsali, który wykorzystał do syntezy nanocząstek naturalne właściwości *Pseudomonas stutzeri* AG259 [11]. Szczep ten ma zdolność do oporności na przeciwbakteryjne działanie nanocząstek srebra, ponieważ wytwarza nietoksyczne kompleksy siarczkowo-srebrowe [12]. Wykazano zmiany toksyczności na srebro w wyniku stosowania w pożywce dodatku chlorku sodu [13]. Organizm ten jest zdolny do magazynowania innych metali ciężkich dzięki pasywnemu wiązaniu [14]. Przypuszcza się, że te niezwykle właściwości *P. stutzeri* AG259 nabywa wraz z plazmidem pKK1, którego obecność determinuje oporność na AgNPs [15]. Podobnie jak w przypadku ekstraktów roślinnych, wzrost zainteresowania metodą „bakteryjnej” syntezy nanocząstek przypadł na koniec pierwszej dekady XXI wieku.

Mykosenyza nanocząstek srebra jest najmłodszą, ale i najbardziej perspektywiczną z metod „zielonej” syntezy. Pierwsze doniesienia na temat tej metody dotyczą rodzajów *Fusarium* sp. [16] i *Aspergillus* sp. [17, 18]. W porównaniu do mikroorganizmów grzyby są bardziej korzystną matrycą do syntezy, ponieważ ich grzybnia może wytrzymać wyższe ciśnienie i mieszanie. Bioreaktory grzybowe umożliwiają syntezę większych ilości nanocząstek przy podobnym zużyciu materiałów, co jest ekonomiczną zaletą tego typu rozwiązań [19].

Tabela 1. Przykłady gatunków roślin i grzybów wykorzystywanych do syntezy nanocząstek srebra

Table 1. Species of plants and fungi that biosynthesis of silver nanoparticles - examples

Lp.	Gatunek (nazwa łacińska i polska)	Źródło ekstraktu	Prekursor	Rozmiar AgNPs	Morfologia	Literatura
1	<i>Abelmoschus esculentus</i> (piżmian jadalny)	miąższ	AgNO ₃	śr. 6,7 nm	sferyczne NPs	[20]
2	<i>Acalypha indica</i>	liście	AgNO ₃	20÷30 nm	sferyczne NPs	[8]
3	<i>Allium cepa</i> (czosnek cebula)	cebula	AgNO ₃	10÷23 nm	sferyczne NPs	[21]
4	<i>Aloe vera</i> (aloes zwyczajny)	liście	AgNO ₃	70÷192 nm	sferyczne NPs	[22]
5	<i>Alpinia katsumade</i>	ziarna	AgNO ₃	9÷16 nm	q-sferyczne NPs	[23]
6	<i>Alternanthera dentata</i>	liście	AgNO ₃	50÷100 nm	sferyczne NPs	[24]
7	<i>Azadirachta indica</i> (miodla indyjska)	liście	AgNO ₃	30÷40 nm	sferyczne NPs	[25]
8	<i>Bergenia ciliata</i>	kłącze	AgNO ₃	śr. 35 nm	sferyczne NPs	[26]
9	<i>Boerhaavia diffusa</i>	liście	AgNO ₃	śr. 25 nm	sferyczne NPs	[27]
10	<i>Butea monosperma</i>	kora	AgNO ₃	18÷50 nm	prawie sferyczne NPs	[28]
11	<i>Calliandra haematocephala</i>	liście	AgNO ₃	13÷91 nm	sferyczne NPs	[29]
12	<i>Calotropis gigantea</i> (mleczara olbrzymia)	liście	AgNO ₃	6÷12 nm	sferyczne NPs	[30]
13	<i>Capparis spinosa</i> (kapar ciernisty)	liście	AgNO ₃	10÷40 nm	sferyczne NPs	[31]
14	<i>Capsicum frutescens</i> (pieprzowiec owocowy)	owoc	AgNO ₃	20÷25 nm	sferyczne NPs	[32]
15	<i>Cassia roxburghii</i> (senna cejlońska)	liście	AgNO ₃	15÷20 nm	sferyczne NPs	[33]
16	<i>Catharanthus roseus</i> (barwinek różowy)	liście	AgNO ₃	35÷55 nm	sferyczne NPs	[34]
17	<i>Chenopodium murale</i> (komosa murowa)	liście	AgNO ₃	30÷50 nm	sferyczne NPs	[35]
18	<i>Cocos nucifera</i> (kokos właściwy)	kwiatostan	AgNO ₃	śr. 22 nm	sferyczne NPs	[36]
19	<i>Coffea arabica</i> (kawa arabska)	ziarna	AgNO ₃	20÷30 nm	sferyczne i elipsoidalne NPs	[37]
20	<i>Coleus forskohlii</i> (pokrzywa indyjska)	korzeń	AgNO ₃	śr. 82 nm	NPs o kształcie igły	[38]
21	<i>Crataegus douglasii</i> (głóg Douglasa)	owoc	AgNO ₃	śr. 29 nm	prawie sferyczne NPs	[39]
22	<i>Crocus sativus</i> (szafran uprawny)	kwiat	AgNO ₃	10÷20 nm	sferyczne NPs	[40]
23	<i>Curcuma longa</i> (ostrzyż długi)	bulwa	AgNO ₃	20÷30 nm 70÷80 nm 1÷10 nm	q-sferyczne trójkątne małe NPs w kształcie prętów	[41]

24	<i>Cycas rezoluta</i> (sagowiec odwinięty)	liście	AgNO ₃	2÷6 nm	prawie sferyczne NPs	[42]
25	<i>Datura stramonium</i> (bieluń dziędzierzawa)	liście	AgNO ₃	15÷20 nm	sferyczne NPs	[43]
26	<i>Decaspermum parviflorum</i>	liście	AgNO ₃	8÷15 nm	sferyczne NPs	[44]
27	<i>Eriobotrya japonica</i> (nieśplik japoński)	liście	AgNO ₃	20÷55 nm	sferyczne NPs	[45]
28	<i>Eucalyptus citriodora</i> (eukaliptus cytrynowy)	liście	AgNO ₃	8÷17 nm	sferyczne NPs	[44]
29	<i>Ficus benghalensis</i> (figowiec bengalski)	liście	AgNO ₃	śr. 16 nm	sferyczne NPs	[46]
30	<i>Fusarium oxysporum</i>	grzybnia	AgNO ₃	5÷13 nm	sferyczne NPs	[47]
31	<i>Garcinia mangostana</i> (mangostan właściwy)	liście	AgNO ₃	6÷57 nm	sferyczne NPs	[48]
32	<i>Givotia moluccana</i>	liście	AgNO ₃	30÷40 nm	prawie sferyczne NPs	[49]
33	<i>Iresine herbstii</i> (irezyna Herbsta)	liście	AgNO ₃	44÷64 nm	kubiczne NPs	[50]
34	<i>Lippia citriodora</i> (lippia trójlistna)	liście	AgNO ₃	15÷30 nm	sferyczne NPs	[10]
35	<i>Lippia nodiflora</i> (lippia węzłowata)	pyłek	AgNO ₃	30÷60 nm	sferyczne NPs	[51]
36	<i>Melaleuca cajuputi</i>	liście	AgNO ₃	12÷24 nm	sferyczne NPs	[44]
37	<i>Melissa officinalis</i> (melisa lekarska)	liście	AgNO ₃	śr. 12 nm	sferyczne NPs	[52]
38	<i>Mentha aquatica</i> (mięta nadwodna)	liście	AgNO ₃	20÷30 nm	sferyczne NPs	[53]
39	<i>Moringa oleifera</i> (moringa olejodajna)	liście	AgNO ₃	9÷11 nm	sferyczne NPs	[54]
40	<i>Ocimum sanctum</i> (bazylija azjatycka)	korzeń łodyga	AgNO ₃	8÷12 nm 3÷7 nm	sferyczne NPs	[55]
41	<i>Olea europaea</i> (oliwka europejska)	liście	AgNO ₃	20÷25 nm	sferyczne NPs	[56]
42	<i>Phoenix dactylifera</i> (daktylowiec właściwy)	ziarna	AgNO ₃	14÷30 nm	sferyczne NPs	[57]
43	<i>Piper nigrum</i> (pieprz czarny)	łodyga liście liście	AgNO ₃	9÷30 nm 4÷14 nm 20÷50 nm	sferyczne NPs sferyczne NPs nieregularne NPs	[58]
44	<i>Pistacia atlantica</i> (pistacja atlantycka)	ziarna	AgNO ₃	10÷50 nm	sferyczne NPs	[59]
45	<i>Raphanus sativus</i> (rzodkiew zwyczajna)	grzybnia	AgNO ₃	4÷30 nm	sferyczne NPs	[60]
46	<i>Rhodomyrtus tomentosa</i> (mirt różany)	liście	AgNO ₃	10÷21 nm	sferyczne NPs	[44]
47	<i>Rosa damascena</i> (róża damasceńska)	kwiat	AgNO ₃	10÷30 nm	q-sferyczne NPs	[61]
48	<i>Rosmarinus officinalis</i> (rozmaryn lekarski)	liście	AgNO ₃	10÷33 nm	sferyczne NPs	[62]

cd. tab. 1

49	<i>Rubus glaucus</i> (jeżyna)	owoc	AgNO ₃	12÷50 nm	sferyczne NPs	[63]
50	<i>Sapindus emarginatus</i> (zapian)	owoc	AgNO ₃	5÷20 nm	sferyczne NPs	[64]
51	<i>Sesuvium portulacastrum</i>	liście	AgNO ₃	5÷20 nm	sferyczne NPs	[65]
52	<i>Skimmia laureola</i>	liście	AgNO ₃	śr. 46 nm	nieregularne sferyczne NPs heksagonalne	[66]
53	<i>Solanum tuberosum</i> (psianka ziemniak)	bulwa	AgNO ₃	śr. 10 nm	sferyczne NPs	[67]
54	<i>Syngonium podophyllum</i> (zrosłicha stopowcowa)	liście	AgNO ₃	śr. 10 nm	sferyczne NPs	[68]
55	<i>Syzygium campanulatum</i>	liście	AgNO ₃	24÷55 nm	prawie sferyczne NPs	[44]
56	<i>Tagetes erecta</i> (aksamitka wzniesiona)	kwiat	AgNO ₃	10÷90 nm	sferyczne NPs	[69]
57	white-rot fungi (grzyby białej zgnilizny drewna)	grzybnia	AgNO ₃	15÷25 nm	sferyczne NPs	[70-72]
58	<i>Xanthostemon chrysanthus</i>	liście	AgNO ₃	6÷25 nm	sferyczne NPs	[44]

Należy zauważyć szeroką gamę gatunków wykorzystywanych do syntezy nanocząstek srebra. Bogactwo metod powiększa się także ze względu na wykorzystywane do tworzenia ekstraktów części roślin. Chociaż podstawowym surowcem nadal są liście rośliny [22, 24, 25, 27, 39-31, 33-35, 42-46, 48-50, 53, 54, 56, 58, 62, 65, 66, 68], istnieją doniesienia literaturowe, które za źródło ekstraktu podają ich kwiaty [40, 61, 69], korzenie [38, 41, 55, 67], owoce [32, 39, 63, 64] czy ziarna [23, 37, 57, 59]. Zastosowanie ekstraktów roślinnych w zielonej syntezie wydaje się optymalnym rozwiązaniem, ponieważ proponowana technika jest jednoetapowa, niepatogenna i ekologiczna, a wzrost nanocząstek szybszy niż w przypadku korzystania z ekstraktów grzybowych lub mikrobiologicznych [2]. Naukowcy z całego świata posługują się najczęściej tym samym prekursorem jonów srebra - AgNO₃. Jest on wykorzystywany do syntezy ze względu na swoją stabilność oraz wysoką wydajność. Ogromną różnorodnością za to cechują się wykorzystywane stabilizatory.

Obserwacja nanocząstek w zawiesinie możliwa jest poprzez zbadanie absorpcji promieniowania w zakresie długości fal 380÷450 nm (najczulsze jest badanie w całym zakresie fali). W zależności od rozmiaru i stężenia nanocząstek zmienia się kolor suspensji oraz maksymalny pik absorbancji. Jest to wynikiem zjawiska powierzchniowego rezonansu plazmonowego przy zwiększaniu rozmiarów nanocząstek. Zbadanie morfologii i struktury tych cząsteczek jest zaś zadaniem mikroskopii elektronowej SEM oraz TEM [41, 42, 45, 62, 73]. Zwykle zawiesinę nanocząstek bada się także za pomocą metody dyfrakcji rentgenowskiej XRD (ang. *X-ray diffraction*), która dostarcza informacji o strukturze krystalicznej i składzie fazowym badanych materiałów [33, 46, 60]. Naukowcy często obierają kierunek badań przeciwbakteryjnych, które informują o sile podstawowej aktywności nanocząstek [20, 21, 24, 26, 38, 48, 49, 54, 62, 65, 69].

Nanocząstki srebra znalazły szerokie zastosowanie m.in. do sterylizacji opakowań na żywność [73], w kosmetologii jako składniki (aktywne lub konserwujące) mydeł, antyperspirantów, kremów, szamponów, etc. [74], jako nanobiosensory [75], a także w zastosowaniach diagnostycznych i terapeutycznych (implanty ortopedyczne, opatrunki, cewniki) [2] oraz inżynierii rolniczej [58]. Umiejętność właściwego wyboru techniki syntezy nanocząstek srebra do konkretnego zastosowania wymaga uwagi, znajomości literatury oraz doświadczenia laboratoryjnego. Optymalizacja i automatyzacja produkcji może znacząco zwiększyć korzyści dla przemysłu i zdrowia człowieka. Jednocześnie trzeba zauważyć niepokojący trend wzrostowy bioakumulacji nanoodpadów, które obecnie traktowane są podobnie jak odpady konwencjonalne. W konsekwencji dalsze zwiększanie rynku produktów zawierających nanocząstki srebra może negatywnie wpływać na środowisko naturalne i zdrowie ludzi. Problem ten należy rozwiązać poprzez wprowadzenie jednolitych regulacji prawnych dotyczących gospodarki odpadami oraz wprowadzenie biorecyklingu, np. przy użyciu zmodyfikowanych genetycznie grzybów [72].

Podsumowanie

Nanocząstki srebra mają wiele praktycznych zastosowań. W medycynie wykorzystywane jest ich działanie przeciwnowotworowe oraz przeciwbakteryjne. To drugie ma jednak znacznie szersze implikacje przemysłowe, ponieważ jest powodem stosowania nanocząstek także w kosmetykach, pakowaniu żywności, opatrunkach, cewnikach itp. [73, 74]. Kolejnym obszarem zastosowań nanotechnologii jest opracowanie czujników dla różnych biomolekuł związanych z czynnikami środowiskowymi i rolnictwem. Ponadto są one stosowane w znakowaniu komórek [75]. Niektóre zastosowania nanocząstek metali są wciąż w fazie rozwoju, takie jak fotoobrazowanie [76], magnetyczne nanonośniki leków [77] i terapia fototermiczna [78].

Konwencjonalne metody produkcji nanocząstek są drogie i toksyczne dla środowiska. Rosnąca świadomość ekologicznych aspektów syntezy i ekonomia spowodowała zaświecenie „zielonego światła” na opracowanie metod przyjaznych dla środowiska. Wykorzystanie do tego mikroorganizmów lub grzybów, a także stosowanie roślin i ekstraktów roślinnych, które umożliwiają kreowanie nanocząstek o pożądanej wielkości i kształcie. Mnogość metod możliwych do zastosowania w celu uzyskania nanocząstek srebra pozwala na stwierdzenie, że nanotechnologia nie osiągnęła jeszcze swojego limitu w kwestii aplikacyjności. Należy dodać, że niezbędne są dalsze badania w sferze wykorzystania nanocząstek, szczególnie w aspektach medycznych.

Literatura

- [1] Iravani S., Korbekandi H., Mirmohammadi S.V., Zolfaghari B., Synthesis of silver nanoparticles: chemical, physical and biological methods, *Res. Pharm. Sci.* 2014, 9, 385-406.
- [2] Rafique M., Sadaf I., Rafique M.S., Tahir M.B., A review on green synthesis of silver nanoparticles and their applications, *Artif. Cells Nanomed. Biotechnol.* 2017, 45, 1272-1291.

- [3] Siddiqi K.S., Husen A., Rao R.A.K., A review on biosynthesis of silver nanoparticles and their biocidal properties, *J. Nanobiotechnology* 2018, 16, 14.
- [4] Gonzalez A.L., Noguez C., Beranek J., Barnard A.S., Size, shape, stability, and color of plasmonic silver nanoparticles, *J. Phys. Chem. C* 2014, 118, 9128-9136.
- [5] Ulrich A., Losert S., Bendixen N., Al-Kattan A., Hagendorfer H., Nowack B., Adlhart C., Ebert J., Lattuada M., Hungerbühler K., Critical aspects of sample handling for direct nanoparticle analysis and analytical challenges using asymmetric field flow fractionation in a multi-detector approach, *J. Anal. At. Spectrom.* 2012, 27, 1120-1130.
- [6] Altemimi A., Lakhssassi N., Baharlouei A., Watson D.G., Lightfoot D.A., Phytochemicals: extraction, isolation, and identification of bioactive compounds from plant extracts, *Plants (Basel)* 2017, 6, E42.
- [7] Gardea-Torresdey J.L., Gomez E., Peralta-Videa J.R., Parsons J.G., Troiani H., Yacaman M.J., Alfalfa Sprouts: A natural source for the synthesis of silver nanoparticles, *Langmuir* 2003, 19, 1357-1361.
- [8] Krishnaraj C., Jagan E.G., Rajasekar S., Selvakumar P., Kalaichelvan P.T., Mohan N., Synthesis of silver nanoparticles using *Acalypha indica* leaf extracts and its antibacterial activity against water borne pathogens, *Colloids Surf. B Biointerfaces* 2010, 76, 50-56.
- [9] Sathishkumar M., Sneha K., Yun Y.S., Immobilization of silver nanoparticles synthesized using *Curcuma longa* tuber powder and extract on cotton cloth for bactericidal activity, *Bioresour. Technol.* 2010, 101, 7958-7965.
- [10] Cruz D., Fale P.L., Mourato A., Vaz P.D., Serralheiro M.L., Lino A.R., Preparation and physicochemical characterization of Ag nanoparticles biosynthesized by *Lippia citriodora* (Lemon Verbena), *Colloids Surf. B Biointerfaces* 2010, 81, 67-73.
- [11] Klaus T., Joerger R., Olsson E., Granqvist C.G., Silver-based crystalline nanoparticles, microbially fabricated, *Proc. Natl. Acad. Sci. USA* 1999, 96, 13611-13614.
- [12] Slawson R.M., Lohmeier-Vogel E.M., Lee H., Trevors J.T., Silver resistance in *Pseudomonas stutzeri*, *Biometals* 1994, 7, 30-40.
- [13] Gadd G.M., Laurence O.S., Briscoe P.A., Trevors J.T., Silver accumulation in *Pseudomonas stutzeri* AG259, *Biol. Metals* 1989, 2, 168-173.
- [14] Slawson R.M., Van Dyke M.I., Lee H., Trevors J.T., Germanium and silver resistance, accumulation, and toxicity in microorganisms, *Plasmid* 1992, 27, 72-79.
- [15] Haefeli C., Franklin C., Hardy K., Plasmid-determined silver resistance in *Pseudomonas stutzeri* isolated from a silver mine, *J. Bacteriol.* 1984, 158, 389-392.
- [16] Duran N., Marcato P.D., Alves O.L., Souza G.I., Esposito E., Mechanistic aspects of biosynthesis of silver nanoparticles by several *Fusarium oxysporum* strains, *J. Nanobiotechnology* 2005, 3, 8.
- [17] Bhainsa K.C., D'Souza S.F., Extracellular biosynthesis of silver nanoparticles using the fungus *Aspergillus fumigatus*, *Colloids Surf. B Biointerfaces* 2006, 47, 160-164.
- [18] Vigneshwaran N., Ashtaputre N.M., Varadarajan P.V., Nachane R.P., Paralikar K.M., Balasubramanya R.H., Biological synthesis of silver nanoparticles using the fungus *Aspergillus flavus*, *Materials Letters* 2007, 61, 1413-1418.
- [19] Kitching M., Ramani M., Marsili E., Fungal biosynthesis of gold nanoparticles: mechanism and scale up, *Microb. Biotechnol.* 2015, 8, 904-917.
- [20] Mollick M., Rana D., Dash S.K., Chattopadhyay S., Bhowmick B., Maity D., Mondal D., Pattanayak S., Roy S., Chakraborty M., Chattopadhyay D., Studies on green synthesized silver nanoparticles using *Abelmoschus esculentus* (L.) pulp extract having anticancer (in vitro) and antimicrobial applications, *Arabian J. Chem.* 2015, DOI: 10.1016/j.arabjc.2015.04.033.
- [21] Gomaa E.Z., Antimicrobial, antioxidant and antitumor activities of silver nanoparticles synthesized by *Allium cepa* extract: A green approach, *JGEB* 2017, 15, 49-57.
- [22] Tippayawat P., Phromviyo N., Boueroy P., Chompoosor A., Green synthesis of silver nanoparticles in *Aloe vera* plant extract prepared by a hydrothermal method and their synergistic antibacterial activity, *PeerJ*, 4, e2589; DOI: 10.7717/peerj.2589.

- [23] He Y., Wei F., Ma Z., Zhang H., Yang Q., Yao B., Huang Z., Li J., Zenga C., Zhang Q., Green synthesis of silver nanoparticles using seed extract of *Alpinia katsumadai*, and their antioxidant, cytotoxicity, and antibacterial activities, RSC Adv. 2017, 7, 39842.
- [24] Kumar D.A., Palanichamy V., Roopan S.M., Green synthesis of silver nanoparticles using *Alternanthera dentata* leaf extract at room temperature and their antimicrobial activity, Spectrochim. Acta A Mol. Biomol. Spectrosc. 2014, 127, 168-171.
- [25] Ahmed S., Ahmad M., Swami B.L., Ikram S., Green synthesis of silver nanoparticles using *Azadirachta indica* aqueous leaf extract, J. Radiat. Res. Appl. Sci. 2016, 9, 1-7.
- [26] Phull A.R., Abbas Q., Ali A., Raza H., Kim S.J., Zia M., Haq I., Antioxidant, cytotoxic and antimicrobial activities of green synthesized silver nanoparticles from crude extract of *Bergenia ciliata*, Future Journal of Pharmaceutical Sciences 2016, 2, 31-36.
- [27] Vijay Kumara P.P.N., Pammi S.V.N., Kolluc P., Satyanarayanad K.V.V., Shamee U., Green synthesis and characterization of silver nanoparticles using *Boerhaavia diffusa* plant extract and their anti bacterial activity, Industrial Crops and Products 2014, 52, 562-566.
- [28] Pattanayak S., Mollick M.R., Maity D., Chakraborty S., Dash S.K., Chattopadhyay S., Roy S., Chattopadhyay D., Chakraborty M., *Butea monosperma* bark extract mediated green synthesis of silver nanoparticles: Characterization and biomedical applications, J. Saudi. Chem. Soc. 2017, 21, 673-684.
- [29] Raja S., Ramesh V., Thivaharan V., Green biosynthesis of silver nanoparticles using *Calliandra haematocephala* leaf extract, their antibacterial activity and hydrogen peroxide sensing capability, Arabian. J. Chem. 2017, 10, 253-261.
- [30] Vaseeharan B., Sargunar C.G., Lin Y.C., Chen J.C., Green synthesis of Silver nanoparticles through *Calotropis gigantea* leaf extracts and evaluation of antibacterial activity against *Vibrio alginolyticus*, Nanotechnology Development 2012, 2, 12-16.
- [31] Benakashani F., Allafchian A.R., Jalali S.A.H., Biosynthesis of silver nanoparticles using *Capparis spinosa* L. leaf extract and their antibacterial activity, Karbala Int. J. Mod. Sci. 2016, 2, 251-258.
- [32] Shankar T., Karthiga P., Swarnalatha K., Rajkumar K., Green synthesis of silver nanoparticles using *Capsicum frutescens* and its intensified activity against *E. coli*, Resource-Efficient Technologies 2017, 3, 303-308.
- [33] Moteriya P., Padalia H., Chanda S., Characterization, synergistic antibacterial and free radical scavenging efficacy of silver nanoparticles synthesized using *Cassia roxburghii* leaf extract, Journal of Genetic Engineering and Biotechnology 2017, 15, 505-513.
- [34] Ponarulselvam S., Panneerselvam C., Murugan K., Aarthi N., Kalimuthu K., Thangamani S., Synthesis of silver nanoparticles using leaves of *Catharanthus roseus* Linn. G. Don and their antiplasmodial activities, Asian Pac. J. Trop. Biomed. 2012, 2, 574-580.
- [35] Abdel-Aziz M.S., Shaheen M.S., El-Nekeety A., Abdel-Wahhab M.A., Antioxidant and antibacterial activity of silver nanoparticles biosynthesized using *Chenopodium murale* leaf extract, J. Saudi Chem. Soc. 2014, 18, 356-363.
- [36] Mariselvam R., Ranjitsingh A.J.A., Usha Raja Nanthini A., Kalirajan K., Padmalatha C., Mosae Selvakumar P., Green synthesis of silver nanoparticles from the extract of the inflorescence of *Cocos nucifera* (Family: *Arecaceae*) for enhanced antibacterial activity, Spectrochim. Acta A Mol. Biomol. Spectrosc. 2014, 129, 537-541.
- [37] Dhand V., Soumya L., Bharadwaj S., Chakra S., Bhatt D., Sreedhar B., Green synthesis of silver nanoparticles using *Coffea arabica* seed extract and its antibacterial activity, Mater. Sci. Eng. C Mater. Biol. Appl. 2016, 58, 36-43.
- [38] Baskaran C., Ratha-bai B., Green Synthesis of silver nanoparticles using *Coleus forskohlii* roots extract and its antimicrobial activity against bacteria and fungus, Int. J. Drug Dev. Res. 2013, 5, 114-119.
- [39] Ghaffari-Moghaddam M., Hadi-Dabanlou R., Plant mediated green synthesis and antibacterial activity of silver nanoparticles using *Crataegus douglasii* fruit extract, J. Ind. Eng. Chem. 2014, 20, 739-744.

- [40] Bagherzade G., Tavakoli M.M., Namaei M.H., Green synthesis of silver nanoparticles using aqueous extract of saffron (*Crocus sativus* L.) wastages and its antibacterial activity against six bacteria, *Asian Pac. J. Trop. Biomed.* 2017, 7, 227-233.
- [41] Sathishkumar M., Sneha K., Yun Y.S., Immobilization of silver nanoparticles synthesized using *Curcuma longa* tuber powder and extract on cotton cloth for bactericidal activity, *Bioresour. Technol.* 2010, 101, 7958-7965.
- [42] Jha A.K., Prasad K., Green synthesis of silver nanoparticles using *Cycas* leaf, *Int. J. Green Nanotechnol. Phys. Chem.* 2010, 1, 110-117.
- [43] Gomathi M., Rajkumar P.V., Prakasam A., Ravichandran K., Green synthesis of silver nanoparticles using *Datura stramonium* leaf extract and assessment of their antibacterial activity, *Resource-Efficient Technologies* 2017, 3, 280-284.
- [44] Paosen S., Saising J., Septama A.W., Voravuthikunchai S.P., Green synthesis of silver nanoparticles using plants from *Myrtaceae* family and characterization of their antibacterial activity, *Mater Lett.* 2017, 209, 201-206.
- [45] Rao B., Tang R.C., Green synthesis of silver nanoparticles with antibacterial activities using aqueous *Eriobotrya japonica* leaf extract, *Adv. Nat. Sci.: Nanosci. Nanotechnol.* 2017, 8, 015014.
- [46] Saxena A., Tripathi R.M., Zafar F., Singh P., Green synthesis of silver nanoparticles using aqueous solution of *Ficus benghalensis* leaf extract and characterization of their antibacterial activity, *Mater Lett.* 2012, 67, 91-94.
- [47] Husseiny S.M., Salah T.A., Anter H.A., Biosynthesis of size controlled silver nanoparticles by *Fusarium oxysporum*, their antibacterial and antitumor activities, *BJBAS* 2015, 4, 225-231.
- [48] Veerasamy R., Xin T.Z., Gunasagaran S., Xiang T.F., Yang E.F., Jeyakumar N., Dhanaraj S.A., Biosynthesis of silver nanoparticles using mangosteen leaf extract and evaluation of their antimicrobial activities, *J. Saudi Chem. Soc.* 2011, 15, 113-120.
- [49] Sana S.S., Dogiparthi L.K., Green synthesis of silver nanoparticles using *Givotia moluccana* leaf extract and evaluation of their antimicrobial activity, *Mater Lett.* 2018, 226, 47-51.
- [50] Dipankar C., Murugan S., The green synthesis, characterization and evaluation of the biological activities of silver nanoparticles synthesized from *Iresine herbstii* leaf aqueous extracts, *Colloids Surf: B* 2012, 98, 112-119.
- [51] Sudha A., Jeyakanthan J., Srinivasan P., Green synthesis of silver nanoparticles using *Lippia nodiflora* aerial extract and evaluation of their antioxidant, antibacterial and cytotoxic effects, *Resource-Efficient Technologies* 2017, 3, 506-515.
- [52] de Jesus Ruiz-Baltazar A., Reyes-Lopez S.Y., Larranaga D., Estevez M., Pérez R., Green synthesis of silver nanoparticles using a *Melissa officinalis* leaf extract with antibacterial properties, *Results in Physics* 2017, 7, 2639-2643.
- [53] Fathi H., Ramedani S., Heidari D., Nejat H.Y., Habibpour M., Ebrahimnejad P., Green synthesis of silver nanoparticles using *Mentha aquatic* L extract as the reducing agent, *Journal of Kerman University of Medical Sciences* 2017, 24, 1, 28-37.
- [54] Moodley J.S., Krishna S.B.N., Pillay K., Govender P., Green synthesis of silver nanoparticles from *Moringa oleifera* leaf extracts and its antimicrobial potential, *Adv. Nat. Sci.: Nanosci. Nanotechnol.* 2018, 9, 015011.
- [55] Ahmad N., Sharma S., Alam K., Singh V.N., Shamsi S.F., Mehta B.R., Fatma A., Rapid synthesis of silver nanoparticles using dried medicinal plant of basil, *Colloids Surf.: B* 2010, 81, 81-86.
- [56] Khalil M.M.H., Ismail E.H., El-Baghdady K.Z., Mohamed D., Green synthesis of silver nanoparticles using olive leaf extract and its antibacterial activity, *Arabian J. Chem.* 2014, 7, 1131-1139.
- [57] Ansari M.A., Alzohairy M.A., One-pot facile green synthesis of silver nanoparticles using seed extract of *Phoenix dactylifera* and their bactericidal potential against MRSA, *Evid. Based Complement Alternat. Med.* 2018, 1860280, DOI: 10.1155/2018/1860280.

- [58] Paulkumar K., Gnanajobitha G., Vanaja M., Rajeshkumar S., Malarkodi C., Pandian K., Annadurai G., *Piper nigrum* leaf and stem assisted green synthesis of silver nanoparticles and evaluation of its antibacterial activity against agricultural plant pathogens, *The Scientific World Journal* 2014, 829894, DOI: 10.1155/2014/829894.
- [59] Sadeghi B., Rostami A., Momeni S.S., Facile green synthesis of silver nanoparticles using seed aqueous extract of *Pistacia atlantica* and its antibacterial activity, *Spectrochim. Acta: Part Am.* 2015, 134, 326-332.
- [60] Singh T., Jyoti K., Patnaik A., Singh A., Chauhan R., Chandel S.S., Biosynthesis, characterization and antibacterial activity of silver nanoparticles using an endophytic fungal supernatant of *Raphanus sativus*, *JGEB* 2017, 15, 31-39.
- [61] Ghoreishi S.M., Behpour M., Khayatkashani M., Green synthesis of silver and gold nanoparticles using *Rosa damascena* and its primary application in electrochemistry, *Physica E* 2011, 44, 97-104.
- [62] Ghaedi M., Yousefinejad M., Safarpour M., Zare Khafri H., Purkait M.K., *Rosmarinus officinalis* leaf extract mediated green synthesis of silver nanoparticles and investigation of its antimicrobial properties, *J. Ind. Eng. Chem.* 2015, 31, 167-172.
- [63] Kumar B., Smita K., Cumbal L., Debut A., Green synthesis of silver nanoparticles using Andean blackberry fruit extract, *Saudi J. Biol. Sci.* 2017, 24, 45-50.
- [64] Jemima G.C., Bio inspired synthesis of monodispersed silver nanoparticles using *Sapindus emarginatus* pericarp extract - Study of antibacterial efficacy, *J. Saudi Chem. Soc.*, 2017, 21, 172-179.
- [65] Nabikhan A., Kandasamy K., Raj A., Alikunhi N.M., Synthesis of antimicrobial silver nanoparticles by callus and leaf extracts from saltmarsh plant, *Sesuvium portulacastrum* L., *Colloids Surf.: B* 2010, 79, 488-493.
- [66] Ahmed M.J., Murtaza G., Mehmood A., Bhatti T.M., Green synthesis of silver nanoparticles using leaves extract of *Skimmia laureola*: Characterization and antibacterial activity, *Mater Lett.* 2015, 153, 10-13.
- [67] Ali M.S., Altaf M., Al-Lohedan H.A., Green synthesis of biogenic silver nanoparticles using *Solanum tuberosum* extract and their interaction with human serum albumin: Evidence of „corona” formation through a multi-spectroscopic and molecular docking analysis, *J. Photochem. Photobiol. B Biol.* 2017, 173, 108-119.
- [68] Yasir M., Singh J., Tripathi M.K., Singh P., Shrivastava R., Green synthesis of silver nanoparticles using leaf extract of common arrowhead houseplant and its anticandidal activity, *Pharmacogn. Mag.* 2017, 13, 840-844.
- [69] Padalia H., Moteriya P., Chanda S., Green synthesis of silver nanoparticles from marigold flower and its synergistic antimicrobial potential, *Arabian J. Chem.* 2015, 8, 732-741.
- [70] Vigneshwaran N., Kathe A.A., Varadarajan P.V., Nachane R.P., Balasubramanya R.H., Biomimetics of silver nanoparticles by white rot fungus, *Phaenerochaete chrysosporium*, *Colloids Surf.: B* 2006, 53, 55-59.
- [71] Chan Y.S., Don M.M., Biosynthesis and structural characterization of Ag nanoparticles from white rot fungi, *Mater. Sci. Eng. C* 2013, 33, 282-288.
- [72] Gudikandula K., Vadapally P., Singara Charya M.A., Biogenic synthesis of silver nanoparticles from white rot fungi: Their characterization and antibacterial studies, *OpenNano* 2017, 2, 64-78.
- [73] Echegoyen Y., Neren C., Nanoparticle release from nano-silver antimicrobial food containers, *Food Chem. Toxicol.* 2013, 62, 16-22.
- [74] Gajbhiye S., Sakharwade S., Silver nanoparticles in cosmetics, *JCDSA* 2016, 6, 48-53.
- [75] Singh R., Nalwa H.S., Medical applications of nanoparticles in biological imaging, cell labeling, antimicrobial agents, and anticancer nanodrugs, *J. Biomed. Nanotechnol.* 2011, 7, 489-503.
- [76] Ueno K., Juodkazis S., Shibuya T., Mizeikis V., Yokota Y., Misawa H., Nanoparticle-enhanced Photopolymerization, *J. Phys. Chem. C* 2009, 113, 11720-11724.

- [77] Ulbrich K., Hola K., Subr V., Bakandritsos A., Tucek J., Zboril R., Targeted drug delivery with polymers and magnetic nanoparticles: covalent and noncovalent approaches, *Release Control, and Clinical Studies. Chem. Rev.* 2016, 116, 5338-5431.
- [78] Liu X., Shan G., Yu J., Yang W., Ren Z., Wang X., Xie X., Chen H., Chen X., Laser heating of metallic nanoparticles for photothermal ablation applications, *AIP Advances* 2017, 7, 025308.

¹ Medical University of Lublin, Department of Biochemistry and Biotechnology
ul. Chodźki 1, 20-093 Lublin, Poland
e-mail: jakubknurek@umlub.pl

² Maria Curie-Skłodowska University, Department of Botany
ul. Akademicka 19, 20-400 Lublin, Poland

³ Maria Curie-Skłodowska University, Department of Plant Physiology
ul. Akademicka 19, 20-400 Lublin, Poland

Streszczenie

Nanotechnologia jest jedną z najbardziej dynamicznych dyscyplin badań w dziedzinie inżynierii materiałowej, a liczba syntez nanocząstek metali znacząco rośnie na całym świecie. Ten trend związany jest z możliwościami wykorzystania ich w wielu dyscyplinach nauki, m.in. mikrobiologii, biotechnologii i diagnostyce laboratoryjnej. Ze względu na duże zainteresowanie nanocząstkami metody tworzenia i stabilizacji nanometrycznych cząstek stały się w ostatnich latach przedmiotem wielu badań. Udowodniono, że ekstrakty roślinne, zawierające zespół związków fitochemicznych, mogą być wykorzystywane do syntezy biogennych nanocząstek srebra. Powstałe struktury charakteryzują się stosownymi właściwościami, a metoda „zielonej” syntezy jest bardziej ekologiczna od innych technik. W związku z tym w artykule przedstawiono różne metody biosyntezy nanocząstek srebra oraz ich interdyscyplinarne zastosowania.

Słowa kluczowe: zielona synteza, nanocząstki srebra, nanotechnologia, mikrobiologia, aktywność przeciwbakteryjna