

## Stopień rozkładu folii z poli (kwasu mlekowego) a warunki degradacji

Poli (kwas mlekowy) — PLA, należący do grupy poliestrów alifatycznych, jest zaliczany do materiałów biodegradowalnych, ze względu na możliwość jego chemicznego i organicznego recyklingu. Postęp w technologii produkcji polimerów sprawił, że tworzywa z poli (kwasu mlekowego), o doskonałych właściwościach fizycznych i mechanicznych, stały się dostępne. Dodatkowo otrzymanie tworzyw polimleczanowych jest stosunkowo łatwe, gdyż polega na polimeryzacji kwasu mlekowego, który można otrzymać na drodze fermentacji surowców odnawialnych, jakimi są skrobia czy celuloza. Produkcja folii opakowaniowych z PLA jest jednym z bardziej obiecujących kierunków przemysłu, gdyż poprzez zapewnienie odpowiednich warunków składowania odpadów, może przyczynić się do zminimalizowania problemu zanieczyszczenia środowiska odpadami z tworzyw sztucznych. Materiały biodegradowalne, zgodnie z obowiązującymi normami, powinny w ciągu 6 miesięcy kompostowania zostać rozłożone do substancji humusowych, dwutlenku węgla oraz wody [1–4].

Zainteresowanie poli (kwasem mlekowym), jako materiałem biodegradowalnym, wynika z faktu, iż problem ekologiczny związany z dużą ilością odpadów z tworzyw sztucznych jest ciągle aktualny. Poszukiwanie metod i ustalenie warunków rozkładu tego materiału stało się tematem wielu prac. Badania nad degradacją PLA skupiały się wielokrotnie nad rozkładem enzymatycznym lub hydrolitycznym [4–6]. Stwierdzono, że proteinaza K syntetyzowana przez szczep pleśni *Tritirachium album* oraz lipaza szczepu pleśni *Rhizopus delemere* degradowała poli (kwas mlekowy), natomiast oligomery poli (kwasu mlekowego) o masie cząsteczkowej nie większej niż 1000 kDa były rozkładane przez enzymy *Fusarium moniliforme* i *Penicillium roqueforti* [5–8]. Pranamuda i wsp. (1997) wyizolowali szczep promieniowca z rodzaju *Amycolatopsis* zdolnego do degradacji poli (kwasu mlekowego) [9, 10]. Również w pracy Ikura i Kudo (1999) wykazano, że inny szczep z tego rodzaju rozkładał ten polimer [11]. Dane wskazują również na możliwość degradacji poli (kwasu mlekowego) przez szczepy bakterii termofilnych z rodzaju *Brevibacillus* i *Geobacillus* [12, 13].

Powyższe badania dotyczyły degradacji poli (kwasu mlekowego) przez pojedyncze szczepy wyizolowane ze środowisk naturalnych. Często przedmiotem badań był chemicznie czysty poli (kwas mlekowy). Badania rozkładu tworzyw sztucznych wymagają przeprowadzenia kompleksowych badań podatności na działanie mikroorganizmów, czyli badań z udziałem zróżnicowanej mikroflory przy różnych parametrach hodowli, aby jed-

nocześnie wskazać warunki kompostowania, w których proces rozkładu materiału będzie przebiegał szybko i efektywnie.

W reprezentowanych badaniach określono stopień rozkładu folii z poli (kwasu mlekowego) w warunkach hodowli stacjonarnej na podłożu minimalnym, hodowli dynamicznej oraz w glebie kompostowej w temperaturze 30 i 48°C, w celu wskazania optymalnych warunków biodegradacji badanego materiału.

### Materiały i metody

#### Materiał badawczy

Przedmiotem badań była folia opakowaniowa z poli (kwasu mlekowego) dostarczona przez Zakład Opakownictwa i Biopolimerów AR w Szczecinie. Materiał składał się z trzech warstw poli (kwasu mlekowego), każda o różnym stopniu krystaliczności, o łącznej grubości 30 µm. Folię przed procesem degradacji sterylizowano poprzez zanurzenie na 1 min w 70% roztworze alkoholu etylowego, a następnie naświetlano promieniami UV każdą ze stron przez okres 15 minut.

#### Materiał biologiczny

Materiał biologiczny stanowiły mezofilne szczepy bakterii *Bacillus coagulans* i *Bacillus firmus*, promieniowców *Streptomyces roseochromogenes* i *Streptomyces* sp. oraz pleśni *Aspergillus niger* (szczep mezofilny) i *Thermomyces lanuginosus* (szczep termofilny). Szczepy pochodzące z Łódzkiego Ośrodka Czystych Kultur Instytutu Technologii Fermentacji i Mikrobiologii PŁ — LOCK 105 zostały wcześniej scharakteryzowane jako aktywne w procesie biodegradacji polimerowych materiałów opakowaniowych modyfikowanych skrobią. Mikroorganizmy przed procesem biodegradacji dwukrotnie pasażowano (uaktywniano). W badaniach biodegradacji folii wykorzystano również mikroflorę glebową.

#### Warunki rozkładu biologicznego folii

##### Hodowla stacjonarna

Proces biodegradacji folii prowadzono na podłożu minimalnym bez dodatku źródła węgla (metoda A) i z 2% dodatkiem glukozy (metoda B) w temperaturze optymalnej dla danej grupy drobnoustrojów tj. 30 i 48°C przez 28 dni. Metoda A była prowadzona w celu wykazania czy dane tworzywo jest źródłem węgla dla drobnoustrojów, natomiast metoda B miała na celu określenie czy tworzywo ulega rozkładowi również w obecności innego źródła węgla. Sterylne fragmenty folii o wymiarach 2x2 cm umieszczono na podłożu minimalnym, a następnie pokryto zawiesziną odpowiednich drobnoustrojów w ilości 0,2 cm<sup>3</sup> o gęstości komórek 10<sup>6</sup>/cm<sup>3</sup>.

Mgr inż. J. Szumigaj, dr hab. inż. Z. Żakowska, prof. PŁ — Instytut Technologii Fermentacji i Mikrobiologii, Politechnika Łódzka, ul. Wólczańska 171/173, Łódź; adres do korespondencji — szumigaj@gmail.com,

dr hab. inż. L. Klimek — Instytut Inżynierii Materiałowej, Politechnika Łódzka,

dr hab. A. Bartkowiak, prof. AR — Zakład Opakownictwa i Biopolimerów, Akademia Rolnicza w Szczecinie

Podatność folii na działanie mikroflory testowej w hodowli stacjonarnej na podłożu minimalnym określono w oparciu o klasyfikację stosowaną w Polskiej Normie PN-85/C-89080, tj.: na podstawie 4-stopniowej skali w zakresie od 0 do 3, gdzie: 0 – brak wzrostu drobnoustroju na powierzchni materiału, 1 – wzrost drobnoustroju widoczny pod mikroskopem, 2 – rozwój drobnoustroju na 25% powierzchni materiału, 3 – rozwój drobnoustroju na ponad 25% powierzchni materiału.

#### Hodowla dynamiczna

Biodegradacja folii w warunkach dynamicznych była prowadzona przez 14 dni w temperaturze 30°C. Sterylne fragmenty folii o wymiarach 2x2 cm umieszczono w kolbie zawierającej pożywkę minimalną bez glukozy i zaszczepiono zawiesiną odpowiednich szczepów w ilości 10% inokulum (substancji zanieczyszczającej) o gęstości komórek 10<sup>6</sup>/cm<sup>3</sup>. Prowadzono również hodowlę kontrolną w pożywce minimalnej bez glukozy.

Po hodowli badano przyrost liczby komórek bakterii i promieniowców, stosując metodę hodowlaną rozcieńczeń. Wynik podawano w jtk/cm<sup>3</sup>. Natomiast biomasę grzybów strzępkowych oddzielano od podłoża, a następnie suszono do stałej wagi w temperaturze 115°C. Wyniki podawano w g s.m./100 cm<sup>3</sup> podłoża.

#### Test glebowy

Biodegradacja folii w glebie kompostowej była prowadzona przez 6 miesięcy w temperaturze 30 i 48°C przy WWP ok. 80%. Sterylne fragmenty folii o wymiarach 2x2cm umieszczono w glebie kompostowej o pH = 7,5±0,2 zmieszanej z jałowym perlitem w stosunku 2:1.

#### Stopień degradacji materiału oraz identyfikacja mikroflory glebowej kolonizującej folie

Ocenę stopnia degradacji folii po procesie biodegradacji przeprowadzono w skaningowym mikroskopie elektronowym firmy Hitachi model 3000N po przednim pokryciu próbek cienką warstwą złota.

Dla określenia stopnia kolonizacji mikroflory oraz identyfikacji mikroflory glebowej aktywnej w procesie degradacji folii polimleczanowej przeprowadzono analizę mikrobiologiczną powierzchni folii. Folie po wyjęciu z gleby oczyszczono, a następnie powierzchnie dokładnie umyto jałowym 0,85% roztworem NaCl. Z otrzymanej zawiesiny drobnoustrojów sporządzono odpowiednie rozcieńczenia i wykonano wysie-

wy na podłoża mikrobiologiczne dla oznaczenia ilości bakterii, promieniowców i grzybów strzępkowych. Wynik podawano w jtk/cm<sup>2</sup> powierzchni materiału.

## Wyniki

#### Hodowla stacjonarna

Przeprowadzona hodowla metodą A wykazała, że powierzchnia folii polimleczanowej nie była kolonizowana przez bakteryjną mikroflorę mezofilną, tj.: *Bacillus coagulans* i *Bacillus firmus* (Fot.1.a) oraz promieniowce z rodzaju *Streptomyces* (Fot.1.b), natomiast szczepy pleśni *Aspergillus niger* w temperaturze 30°C (Fot.1.c) i *Thermomyces lanuginosus* w temperaturze 48°C (Fot.1.d) rozwijały się na około 25% powierzchni folii z PLA. Widoczny wzrost drobnoustrojów na powierzchni pożywki (Fot.1) jest wynikiem obecności w podłożu ekstraktu drożdżowego w ilości 0,5% jako źródło inicjujące rozwój drobnoustrojów.

Badania przeprowadzone metodą B, w której źródłem węgla była glukoza potwierdziły, że folia była odporna na działanie bakterii i promieniowców (Fot.2. a i b), gdyż drobnoustroje te nie rozwijały się na powierzchni folii. Materiał okazał się wrażliwy na działanie szczepów *Aspergillus niger* (Fot.2.b) i *Thermomyces lanuginosus* (Fot.2.c), które kolonizowały powierzchnię folii odpowiednio w 25% i 50%.

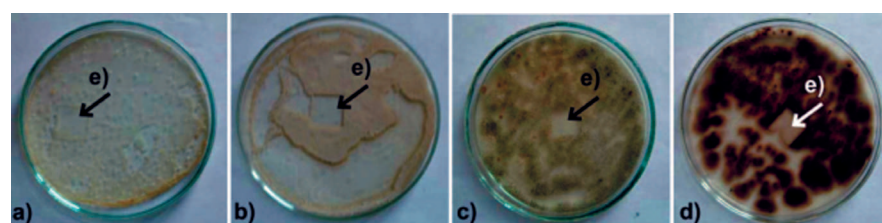
Wstępna ocena podatności na rozkład biologiczny wykazała, że folia jest podatna na działanie grzybów strzępkowych, natomiast jest odporna na działanie bakterii i promieniowców. Otrzymane wyniki zestawiono w tabeli 1.

Tab. 1. Ocena podatności folii polimleczanowej na mikroflorę testową

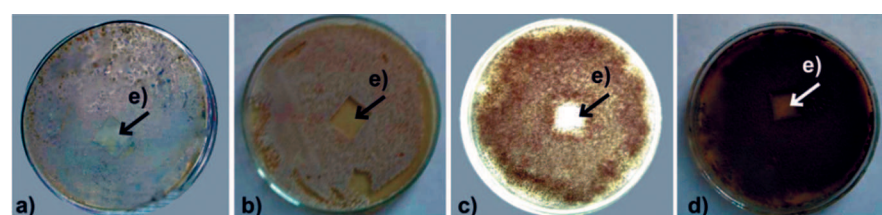
Grupa drobnoustrojów		Metoda A	Metoda B
Bakterie		0	0
Promieniowce		0	0
Grzyby strzępkowe	<i>Aspergillus niger</i>	2	2
	<i>Thermomyces lanuginosus</i>	2	3

#### Hodowla dynamiczna

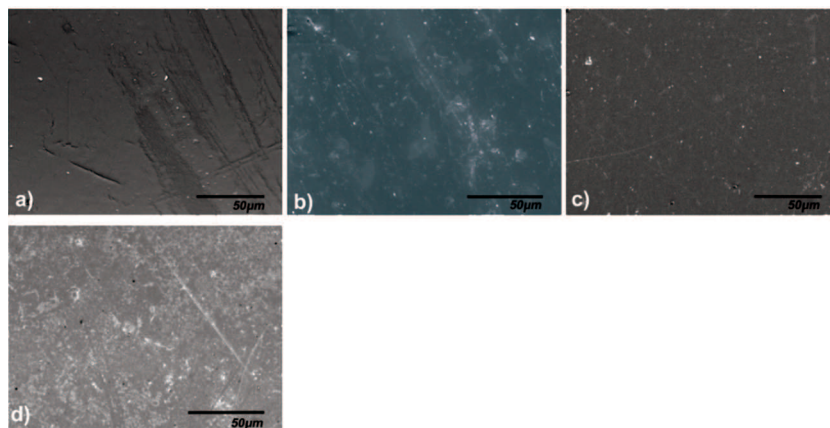
Natlenienie środowiska w procesie biodegradacji jest ważnym parametrem, dlatego przeprowadzono proces rozkładu materiału w warunkach hodowli dynamicznej. Biodegradacja w pożywce płynnej z udziałem mikroflory testowej potwier-



Fot. 1. Wzrost drobnoustrojów na folii umieszczonej na pożywce bez glukozy (metoda A) a) *Bacillus coagulans* i *Bacillus firmus*, b) *Streptomyces roseochromogenes* i *Streptomyces* sp., c) *Aspergillus niger*, d) *Thermomyces lanuginosus*, e) folia



Fot. 2. Wzrost drobnoustrojów na folii umieszczonej na pożywce zawierającej 2% glukozy (metoda B) a) *Bacillus coagulans* i *Bacillus firmus*, b) *Streptomyces roseochromogenes* i *Streptomyces* sp., c) *Aspergillus niger*, d) *Thermomyces lanuginosus*, e) folia



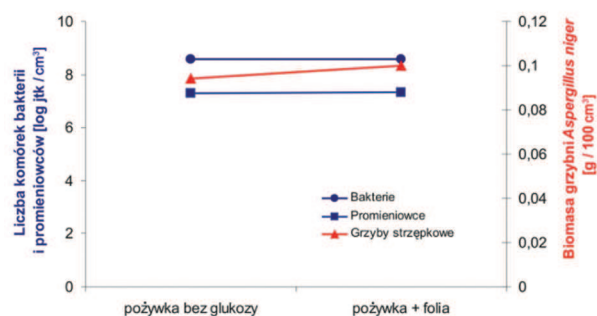
Fot. 3. Struktura powierzchni folii po 14 dniach hodowli wstrząsanej a) folia kontrolna, b) *Bacillus coagulans* i *Bacillus firmus*, c) *Streptomyces roseochromogenes* i *Streptomyces* sp., d) *Aspergillus niger*

dziła odporność folii na działanie bakterii i promieniowców. Na fotografii 3 przedstawiono efekty degradacji materiału przez mikroflorę bakteryjną i grzybową po 14 dniach hodowli. Porównując strukturę powierzchni materiału przed oraz po hodowli z udziałem bakterii i promieniowców nie stwierdzono żadnych zmian powierzchniowych świadczących o jego rozkładzie. Po hodowli ze szczepem *Aspergillus niger* stwierdzono niewielkie zmiany na powierzchni folii w postaci zmatowienia, które świadczą już o zapoczątkowanym etapie rozkładu badanego tworzywa (Fot. 3).

Porównując liczbę komórek bakterii i promieniowców w pożywce minimalnej bez glukozy i w pożywce zawierającej folię stwierdzono, że badane drobnoustroje nie wykorzystywały badanego materiału jako źródła węgla. Natomiast ilość biomasy grzybni *Aspergillus niger* była wyższa w pożywce zawierającej folię jako źródło węgla niż ilość biomasy w pożywce minimalnej bez glukozy (Rys. 1).

Liczba komórek bakterii i promieniowców w pożywce zawierającej folię jako źródło węgla i w pożywce bez dodatku glukozy była w takiej samej ilości, odpowiednio  $10^8$  i  $10^7$  jtk/cm<sup>3</sup>.

Porównując ilość biomasy grzybni szczepu *Aspergillus niger* w obu hodowlach stwierdzono, że w pożywce zawierającej folię ilość biomasy grzybni była wyższa o 6% niż ilość biomasy w pożywce kontrolnej bez źródła węgla. Zmiany strukturalne folii obserwowane po hodowli ze szczepem *Aspergillus niger*

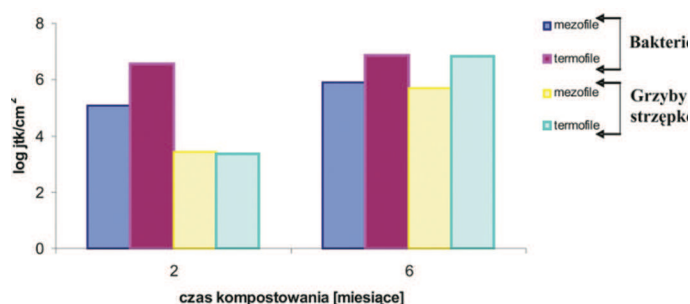


Rys. 1. Liczebność komórek bakterii *Bacillus coagulans* i *Bacillus firmus*, promieniowców *Streptomyces roseochromogenes* i *Streptomyces* sp. oraz ilość biomasy grzybni *Aspergillus niger* po 14 dniach hodowli w podłożu minimalnym bez glukozy i podłożu zawierającym folię jako źródło węgla.



Fot. 4. Struktura folii po 2 miesiącach kompostowania a) folia kontrolna, b) w temperaturze 30°C, c) w temperaturze 48°C

Rys. 2. Analiza mikrobiologiczna powierzchni folii po 2 i 6 miesiącach kompostowania w temperaturze 30°C i 48°C.

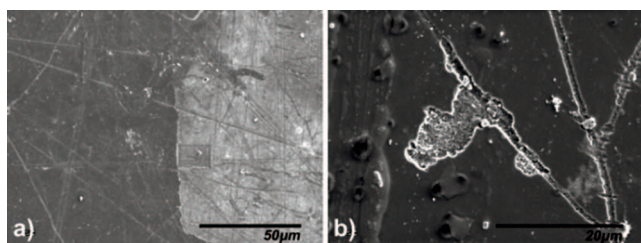


(Fot. 3.d) mogą być spowodowane przez wytwarzane metabolity grzybów strzępkowych (tj.: enzymy zewnątrzkomórkowe, kwasy organiczne), ale również mogą być wynikiem wykorzystywania folii jako źródła węgla.

#### Test glebowy

Po 2 miesiącach biodegradacji folii w glebie kompostowej przeprowadzono obserwacje mikroskopowe powierzchni materiału. Stwierdzono, że w temperaturze 48°C materiał został bardziej zniszczony niż w temperaturze 30°C (Fot. 4.). Na powierzchni folii widoczne były głębokie wżery i ubytki, natomiast w temperaturze 30°C struktura folii została niezmienną w porównaniu z folią przed biodegradacją.

Badana folia z poli (kwasu mlekowego) w temperaturze 30°C została zmieniona dopiero po 6 miesiącach kompostowania (Fot.5.a). Po tym czasie na powierzchni materiału stwierdzono ubytki i zmatowienia świadczące o jego rozkładzie. W temperaturze 48°C zmiany na skutek aktywności mikroflory termofilnej były bardziej rozległe i zaawansowane niż w przypadku działania mikroflory mezofilnej (Fot.5.b.).



Fot. 5. Struktura folii po 6 miesiącach kompostowania a) folia w temperaturze 30°C, b) w temperaturze 48°C

Analiza mikrobiologiczna powierzchni folii pozwoliła określić mikroflorę odpowiedzialną za rozkład biologiczny badanego materiału (Rys. 2).

Mikroflorą mezofilną dominującą po 2 miesiącach kompostowania były bakterie, które występowały w ilości ponad  $10^5$  jtk/cm<sup>2</sup>. Liczba grzybów strzępkowych była niższa o 2 rzędy wielkości. Po 2 miesiącach kompostowania nie stwierdzono promieniowców na powierzchni badanego materiału (Rys. 2).

Liczba bakteryjnej mikroflory termofilnej wynosiła ponad  $10^6$  jtk/cm<sup>2</sup> powierzchni folii i była wyższa o rząd wielkości od liczby bakterii mezofilnych. Liczba termofilnych grzybów strzępkowych była na tym samym poziomie, co liczba grzybów mezofilnych, tj.:  $10^3$  jtk/cm<sup>2</sup> powierzchni folii.

Po 6 miesiącach kompostowania liczba bakterii, zarówno mezofilnych, jak i termofilnych, była na tym samym poziomie jak po 2 miesiącach, natomiast liczba grzybów strzępkowych wyraźnie wzrosła. Grzyby mezofilne wzrosły o 2 rzędy wielkości, a grzyby termofilne o 3 rzędy w porównaniu z liczbą tych drobnoustrojów po 2 miesiącach kompostowania. Należy zaznaczyć, że po 6 miesiącach kompostowania w temperaturze 30°C z powierzchni materiału wyizolowano promieniowce w ilości ponad  $10^5$  jtk/cm<sup>2</sup> powierzchni folii.

Mikroflorą mezofilną kolonizującą powierzchnię folii były bakterie z rodzaju *Bacillus* i *Pseudomonas*, natomiast mikroflorę grzybową stanowiły szczepy z rodzaju *Aspergillus*

i *Penicillium*, z dominującymi gatunkami *Penicillium chrysogenum* i *Aspergillus versicolor*. Mikroflorą termofilną wyizolowaną z badanej folii były bakterie z rodzaju *Bacillus* i pleśnie z rodzaju *Aspergillus*, z dominującym gatunkiem *Aspergillus fumigatus*.

#### Dyskusja wyników

Wyniki badań wskazują, że folia polimleczanowa jest niewrażliwa na aktywność bakterii i promieniowców, co potwierdził brak ich wzrostu na jej powierzchni. Materiał okazał się podatny na działanie mikroflory grzybowej, a zwłaszcza na szczep *Thermomyces lanuginosus*. Szczep ten na podłożu zawierającym dodatkowe źródło węgla pokrył powierzchnię folii w ponad 50%. Te obserwacje skłaniają do stwierdzenia, że mikroflora termofilna może przeprowadzać efektywny proces rozkładu materiału z poli (kwasu mlekowego).

Na rolę mikroflory termofilnej w procesie biodegradacji poli (kwasu mlekowego) zwrócił również uwagę Tomita, który ze wsp. z gleby wyizolował termofilne szczepy bakterii z rodzaju *Brevibacillus* i *Geobacillus* zdolne do rozkładu tego polimeru w temperaturze 60°C [12–14].

Mniejszą podatność na biodegradację badanej folii stwierdzono w odniesieniu do bakteryjnej mikroflory mezofilnej. Po hodowli dynamicznej ze szczepami bakterii z rodzaju *Bacillus* i promieniowców z rodzaju *Streptomyces* nie stwierdzono żadnych zmian powierzchniowych świadczących o rozkładzie folii. Wykazano natomiast, że działanie szczepu *Aspergillus niger* spowodowało pojawienie się zmian na powierzchni materiału, świadczących o początkowych etapach jego rozkładu.

Potwierdziły to wyniki określające stan namnożenia komórek bakterii i promieniowców w pożywce zawierającej folię jako źródło węgla oraz w pożywce kontrolnej bez dodatku glukozy. Liczba komórek bakterii i promieniowców w pożywce zawierającej folię w porównaniu z liczbą komórek w pożywce minimalnej była na tym samym poziomie, co świadczyło o niewykorzystaniu przez badaną mikroflorę folii z poli (kwasu mlekowego). Przyrost biomasy grzybni *Aspergillus niger* w pożywce z badaną folią był wyższy o 6% niż przyrost biomasy grzybni w pożywce bez dodatku glukozy. Można przypuszczać, że zmiany strukturalne folii obserwowane po hodowli z *Aspergillus niger* świadczą o wykorzystaniu materiału przez ten szczep jako źródła węgla lub o ewentualnych interakcjach wytwarzanych metabolitów (tj.: enzymów zewnątrzkomórkowych, kwasów organicznych) z badaną powierzchnią.

W literaturze spotyka się wiele informacji na temat rozkładu poli (kwasu mlekowego) przez niektóre szczepy grzybów strzępkowych. Torres ze wsp. badał zdolność rozkładu poli (kwasu mlekowego) przez mikroflorę grzybową, między innymi przez szczepy z rodzaju *Aspergillus*, *Fusarium* i *Penicillium*. Po 7 dniach hodowli w pożywce płynnej w temperaturze 30°C zawierającej oligomery kwasu DL — mlekowego jako źródła węgla oznaczal końcową zawartość kwasu w pożywce. Spośród 14 badanych szczepów tylko *Fusarium moniliforme* i *Penicillium roqueforti* całkowicie rozkładały badany kwas, pozostałe szczepy proces degradacji prowadziły nie do końca [7]. Jarerat i Tokiwa badali zdolność rozkładu poli (kwasu mlekowego) przez szczep pleśni *Tritriachum album* w pożywce płynnej. Wykazali oni, że w pożywce wzbogaconej w 0,1% roztwór żelatyny de-

gradacja PLA przebiega znacznie efektywniej niż w podłożu niezawierającym tego związku [15]. Wyniki cytowane oraz prezentowane w niniejszej publikacji wykazały więc, że czynnikiem wspomagającym proces rozkładu materiału z poli (kwasu mlekowego) jest natlenienie środowiska. Ponadto Torres ze wsp. zauważył, że mieszanina szczepów glebowych lepiej przyswaja oligomery tego polimeru o masie cząsteczkowej 1000 kDa niż mieszanina wyselekcjonowanych szczepów *Fusarium* i *Pseudomonas* [8], co potwierdza konieczność prowadzenia degradacji polimerów ze zróżnicowaną mikroflorą glebową.

Badania rozkładu polimerów prowadzone w środowisku mikroflory glebowej są więc istotnym elementem uzupełniającym wyniki badań modelowych. W prezentowanych badaniach podczas przechowywania folii w glebie kompostowej przez 6 miesięcy zwrócono ponownie uwagę, że temperatura zdecydowanie wpływa na efekt degradacji badanego materiału. Stwierdzono, że w temperaturze 48°C zmiany strukturalne powierzchni folii pojawiły się zdecydowanie szybciej niż w temperaturze 30°C, bo już po 2 miesiącach kompostowania. Po tym czasie obserwowano na powierzchni badanej folii ubytki i wżery, podczas gdy w temperaturze 30°C zmiany powierzchni były widoczne dopiero po 6 miesiącach biodegradacji.

Wpływ temperatury na proces biodegradacji zostały przedstawione również w pracy Itavaara i wsp., w której wykazano, że proces rozkładu poli (kwasu mlekowego) w środowisku glebowym zdecydowanie szybciej przebiegał w temperaturach 50–60°C niż 25–37°C. W wyższych temperaturach stopień mineralizacji związku wynosił 90% po 4 miesiącach, podczas gdy w temperaturach 25–37°C poziom degradacji PLA kształtował się na poziomie 10% po 7 miesiącach [3].

Lotto ze wsp. również wskazał na znaczący wpływ temperatury w procesie biodegradacji poliestrów alifatycznych. Stwierdził, że parametrem odpowiedzialnym za przyspieszenie rozkładu tych polimerów w warunkach podwyższonej temperatury, tj. przynajmniej 46°C jest naturalna selekcja mikroorganizmów glebowych, która powoduje, że w środowisku zostają drobnoustroje zdolne do wzrostu w tych warunkach, a dzięki zmniejszonej konkurencji mogą degradować złożone polimery [16]. Dane literaturowe wskazują także, że większy poziom degradacji poli (kwasu mlekowego) w wyższej temperaturze ma związek z chemiczną hydroлизą polimeru, która przebiega szybciej w wysokich temperaturach [17].

Badania własne oraz cytowane [3, 9, 12–14, 16] dotyczące rozkładu poli (kwasu mlekowego) jednoznacznie dowodzą, że proces ten przebiega stosunkowo szybko w temperaturach wyższych. Jednakże dane literaturowe, ze względu na przedmiot badań, jakim był często czysty poli (kwas mlekowy), nie zawsze znajdują proste przełożenie na proces rozkładu finalnych produktów wytwarzanych z PLA. Oczywiście jest, że rozkład materiału handlowego, ze względu na złożoność składu chemicznego, prowadzony w podobnych warunkach może przebiegać inaczej. Dlatego wprowadzenie na rynek nowych materiałów polimerowych musi zostać poprzedzone badaniami podatności ich na rozkład biologiczny, zarówno w warunkach modelowych, jak i w środowisku glebowym. Wyniki prezentowane w niniejszej publikacji dotyczące biodegradacji folii handlowej, zawierającej w składzie nie tylko poli (kwas mlekowy), są zgodne z pracami

innych autorów. Potwierdzają, że efektywny proces rozkładu, zarówno poli (kwasu mlekowego), jak i materiału opakowaniowego z tego polimeru wymaga wyższej temperatury dla uaktywnienia typowej mikroflory termofilnej. W dotychczasowych badaniach wykazano, że prowadzenie degradacji w temperaturze 48°C nie umożliwiło rozkładu folii w ciągu 6 miesięcy, ale zdecydowanie przyspieszyło ten proces.

## Podsumowanie

Przeprowadzenie efektywnego procesu biodegradacji folii z poli (kwasu mlekowego) powinno odbywać się w temperaturze 48°C. W wyniku działania termofilnej mikroflory zmiany powierzchniowe folii następują po 2 miesiącach kompostowania, natomiast w temperaturze 30°C zmiany te odnotowano dopiero po 6 miesiącach. Analiza mikrobiologiczna badanej folii po biodegradacji w glebie kompostowej wskazująca na wyższą liczbę mikroflory termofilnej kolonizującej jej powierzchnię niż liczba mikroflory mezofilnej dowodzi, że ta grupa drobnoustrojów może być odpowiedzialna za efektywny proces destrukcji biologicznej materiału. Dodatkowo wykazano, że proces rozkładu folii jest intensyfikowany przy dostępie tlenu do środowiska.

## LITERATURA

- [1] Leszczyński W.: Materiały opakowaniowe z polimerów biodegradowalnych. *Przemysł Spożywczy*, 8, 2001
- [2] Poltynowicz Z., Jakubiak P.: Poli(kwas mlekowy) — biodegradowalny polimer otrzymywany z surowców roślinnych. *Polimery*, 47, 2002
- [3] Itavaara M., Karjomaa S., Selin J.–F.: Biodegradation of polylactide in aerobic and anaerobic thermophilic conditions. *Chemosphere*, 46, 2002
- [4] Tokiwa Y., Amnat J.: Biodegradation of poly(L–lactide). *Biotechnology Letters*, 26, 2004
- [5] Williams D. F.: Enzymatic hydrolysis of polylactic acid. *Eng. Med.*, 10, 1981
- [6] MacDonald R.T., McCarthy S.P., Gross R.A.: Enzymatic Degradability of Poly (lactide): Effects of Chain Stereochemistry and Material Crystallinity. *Macromolecules*, 29, 1996
- [7] Torres A., Li S.M., Roussos S., Vert M.: Screening of Microorganisms for biodegradation of poly (lactic acid) and lactic acid–containing polymers. *Applied and Environmental Microbiology*, 61, 1996
- [8] Torres A., Li S.M., Roussos S., Vert M.: Degradation of L– and D,L– lactic acid oligomers in the presence of *Fusarium moniliforme* and *Pseudomonas putida*. *Journal of Environmental Polymer Degradation*, 4, 1996
- [9] Pranamuda H., Tokiwa Y., Tanaka H.: Polylactide degradation by an *Amycolatopsis* sp. *Applied and Environmental Microbiology*, 63, 1997
- [10] Pranamuda H., Tsuchii A., Tokiwa Y.: Poly — (L — lactide)– degrading enzyme produced by *Amycolatopsis* sp. *Macromolecular Bioscience*, 1, 2001
- [11] Ikura Y., Kudo T.: Isolation of a microorganism capable of degrading poly — (L — lactide). *Journal of General and Applied Microbiology*, 45, 1999
- [12] Tomita K., Kuroki Y., Nagai K.: Isolation of thermophiles degrading poly (L–lactic acid). *Journal of Bioscience and Bioengineering*, 87, 6, 1999
- [13] Tomita K., Tsuji H., Nakajima T., Kikuchi Y., Ikarashi K., Kieda N.: Degradation of poly (D–lactic acid) by a thermophile. *Polymer Degradation and Stability*, 81, 2003
- [14] Tomita K., Nakajima T., Kikuchi Y., Miwa N.: Degradation of poly (L–lactic acid) by a newly isolated thermophile. *Polymer Degradation and Stability*, 84, 2004
- [15] Jarereat A., Tokiwa Y.: Degradation of poly(L–lactide) by a fungus. *Macromolecular Bioscience*, 1, 2001
- [16] Lotto N.T., Calil M.R., Guedes C.G.F., Rosa D.S.: The effect of temperature on the biodegradation test. *Materials Science and Engineering*, 24, 2004
- [17] Gartiser S., Wallrabenstein M., Stiene G.: Assessment of several test methods for the determination of the anaerobic biodegradation of polymers. *Journal of Environmental Polymer Degradation*, 6 (3), 1998