

SYLWIA ŁABUŹEK<sup>1)</sup>, JOLANTA PAJAŁ<sup>1)</sup>, BOŻENA NOWAK<sup>1)</sup>,  
ELŻBIETA MAJDIUK<sup>2)</sup>, JAGNA KARCZ<sup>3)</sup>

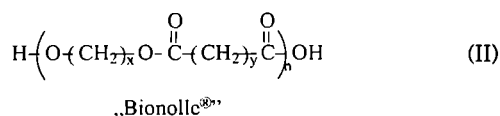
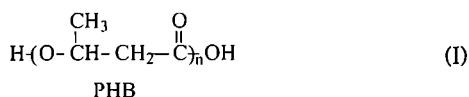
## Biodegradacja polietylenu modyfikowanego poliestrem „Bionolle®”

### BIODEGRADATION OF POLYETHYLENE MODIFIED WITH “BIONOLLE®” POLYESTER

**Summary** — Susceptibility of polyethylene film modified with different quantities (up to 30% by weight — Table 1) of “Bionolle®” polyester to biodegradation caused by various strains of microscopic fungi was investigated. Fungi growth on film (Fig. 1), film weight loss (Table 2) were determined, surface changes were observed by SEM (Fig. 2) and FT-IR spectra of the films were recorded (Fig. 3). It was concluded that changes on film surface and morphological forms of the fungi depend on film composition. 30% addition of polyester accelerates biodegradation of PE.

**Key words:** polyethylene, “Bionolle®” polyester, modification, biodegradation susceptibility.

Polimery syntetyczne o łańcuchu węglowym i dużym ciężarze cząsteczkowym są traktowane w literaturze jako związki odporne na działanie mikroorganizmów [1]. Aby przyspieszyć ich biodegradację, modyfikuje się je polimerami zawierającymi w łańcuchu grupy wrażliwe na enzymatyczny atak mikroorganizmów [2]. Wśród polimerów stosowanych do modyfikacji polietylenu (PE) znalazły się polimery naturalne, takie jak skrobia [3–5], celuloza [6] lub żelatyna oraz polimery syntetyczne, w tym poliestry alifatyczne i aromatyczne [7]. Biodegradowalność poliestrów wiąże się prawdopodobnie z ich podobieństwem chemicznym do występującego w przyrodzie poli(β-hydroksymaślanu) (PHB) o wzorze (I).



Jednym z takich polimerów jest syntetyczny alifatyczny poliester „Bionolle®” otrzymywany na drodze polikondensacji glikoli z kwasami dikarboksyłowymi [8–10]. Właściwości „Bionolle®” [wzór (II)] — termoplastycznego tworzywa o temperaturze topnienia

w przedziale 90–120°C, temperaturze zeszklenia od -45 do -10°C oraz gęstości 1,25 g/m<sup>3</sup> — są zbliżone do właściwości PE-LD.

Dlatego też poliester ten wybraliśmy jako modyfikator PE. Celem pracy stanowiącej przedmiot niniejszego artykułu było określenie podatności folii polietylenowych modyfikowanych poliestrem „Bionolle®” na biodegradację wywołaną przez różne grzyby mikroskopowe.

### CZĘŚĆ DOŚWIADCZALNA

#### Materiały

Jako materiały wyjściowe stosowano polietylen (PE-LD) typu GGNX 18-D003 o masowym wskaźniku szybkości płynięcia (MFI) 0,3 g/10 min (producent ZCh Blachownia — Kędzierzyn Koźle) oraz poliester „Bionolle®” typ # 3001 o wartości MFI 1,5 g/10 min (producent firma Showa Denko Europe, GmbH).

#### Modyfikacja PE

W pierwszej kolejności przygotowywano koncentrat w postaci granulatu składającego się z 60% mas. „Bionolle®” i 40% mas. PE. W tym celu poszczególne składniki, po wymieszaniu ich w mieszalniku szybkoobrotowym, poddawano uplastycznianiu i homogenizacji w wyciarkarce „Ko-Kneter Buss” typu PR 46 (firmy Buss) w temp. 170°C. Otrzymany 60-proc. koncentrat rozcieńczano polietylenem do stężeń wynoszących 10%, 15%, 20% lub 30% „Bionolle®”. Poszczególne kompozycje poddawano procesowi wyciarkania, stosując wyciarkarkę laboratoryjną („Plasti-Corder PLV 151” firmy

<sup>1)</sup> Uniwersytet Śląski, Katedra Biochemii, ul. Jagiellońska 28, 40-032 Katowice.

<sup>2)</sup> Instytut Przemysłu Tworzyw i Farb, ul. Chorzowska 50, 44-100 Gliwice.

<sup>3)</sup> Uniwersytet Śląski, Katedra Anatomii i Cytologii Roślin, ul. Jagiellońska 28, 40-032 Katowice.

Brabender), zaopatrzoną w głowicę szczelinową. Warunki wytłaczania były następujące: temperatura poszczególnych stref cylindra 220, 230, 230 i 235°C, szybkość obrotowa ślimaka 33 obroty/minutę, moment obrotowy 32–46 Nm (tabela 1).

**Tabela 1.** Skład folii użytych do badań degradacyjnych  
**Table 1.** Composition of films used for degradation research

Składnik	Zawartość składnika, % mas.					
	folia 0	folia I	folia II	folia III	folia IV	folia V
Polietylen	100	90	85	80	70	0
„Bionolle <sup>®</sup> ”	0	10	15	20	30	100

Otrzymane w ten sposób płaskie folie kompozytowe w postaci taśm poddawano badaniom biodegradacyjnym. Próbkki kontrolne w procesie degradacji stanowiły: folia PE niemodyfikowana poliestrem oraz folia wykonana z samego poliestru „Bionolle<sup>®</sup>”.

### Szczepki grzybów

Grzyby *Aspergillus terreus*, *Aureobasidium pullulans*, *Paecilomyces varioti*, *Penicillium ochrochloron*, *Scopulariopsis brevicaulis* oraz *Trichoderma viride* otrzymano z Instytutu Technologii Fermentacji i Mikrobiologii Politechniki Łódzkiej; grzyby *Aspergillus niger* i *Penicillium funiculosum* wyizolowano z wysypiska śmieci w Sosnowcu i oznaczano w Instytucie Ekologii Terenów Przemysłowych w Katowicach. Są to grzyby o niewielkich wymaganiach pokarmowych, szeroko rozpowszechnione w przyrodzie, zdolne do degradacji wielu związków naturalnych i syntetycznych [11].

### Pożywki mikrobiologiczne

Grzyby *Aspergillus niger*, *Aspergillus terreus*, *Paecilomyces varioti*, *Penicillium funiculosum*, *Penicillium ochrochloron* i *Scopulariopsis brevicaulis* hodowano na skosach zawierających podłoże Czapek-Doxa (PN-85/C-89080) o składzie: NaNO<sub>3</sub> — 2 g; KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub> — 0,7 g; K<sub>2</sub>HPO<sub>4</sub> — 0,3 g; KCl — 0,5 g; MgSO<sub>4</sub> · 7 H<sub>2</sub>O — 0,5 g; FeSO<sub>4</sub> · 7 H<sub>2</sub>O — 0,01 g; sacharoza — 30 g; „Bacto Agar” (Difco) — 20 g; woda destylowana — 1000 ml. Odczyn podłoża doprowadzano do wartości pH = 6,0–6,5.

Do hodowli szczepu *Trichoderma viride* używano zmodyfikowanej pożywki Czapek-Doxa. Modyfikacja polegała na zastąpieniu sacharozy celulozą w postaci pasków bibuły „Whatman” numer 2.

Szczep *Aureobasidium pullulans* hodowano na zmodyfikowanym podłożu glukozowo-peptonowym Martina [12] o składzie: KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub> — 1 g; MgSO<sub>4</sub> · 7 H<sub>2</sub>O — 0,5 g; pepton (Difco) — 5 g; glukoza — 10 g; „Bacto Agar” (Difco) — 20 g; woda destylowana — 1000 ml. Modyfikacja polegała na eliminacji różu bengalskiego i aureomycyny z podłoża.

### Metodyka badawcza

Do wizualnej oceny wzrostu grzybów przygotowywano próbki folii o wymiarach 40 × 40 mm (PN-85/C-89080), które sterylizowano zanurzając je w 70-proc. alkoholu izopropylowym, a następnie płukano w sterylnej wodzie destylowanej i umieszczano na zmodyfikowanym podłożu Czapek-Doxa na płytkach Petriego. Modyfikacja podłoża polegała na eliminacji z niego sacharozy. Folie zaszczipiano zawiesiną zarodników o stężeniu 10<sup>6</sup> na mililitr. Płytki inkubowano w cieplarni „Binder” typ BD 240 w temp. 30°C i w warunkach 90-proc. wilgotności względnej. Wzrost grzybów na badanych próbkach obserwowano bezpośrednio w mikroskopie stereoskopowym typu SZH 10 (powiększenie 50×).

Do oceny zmian masy wycinano próbki folii o bokach 40 × 10 mm (PN-85/C-89080). Z próbkami postępowano tak jak w metodzie oceny wizualnej. Zmiany masy określano po 28, 56 i 84 dobach. Zwartą i jednolitą grzybnię, obserwowaną w mikroskopie stereoskopowym, usuwano z powierzchni folii pęsetą. W celu zniszczenia pozostałej biomasy mikroorganizmów próbki zanurzano w roztworze chlorku rtęci(II). Folię suszono w eksykatorze do stałej masy, po czym obliczano procentowy ubytek masy polimerów.

Mikrografy folii polimerowych wykonano przy użyciu skaningowego mikroskopu elektronowego „TESLA BS 340”. Próbki pokrywano złotem technicznym metodą odparowania metalu w napyłarce typu „PELCO S.C. 6” w ciągu 40 s w warunkach natężenia prądu 25 mA, pod ciśnieniem 0,8 hPa.

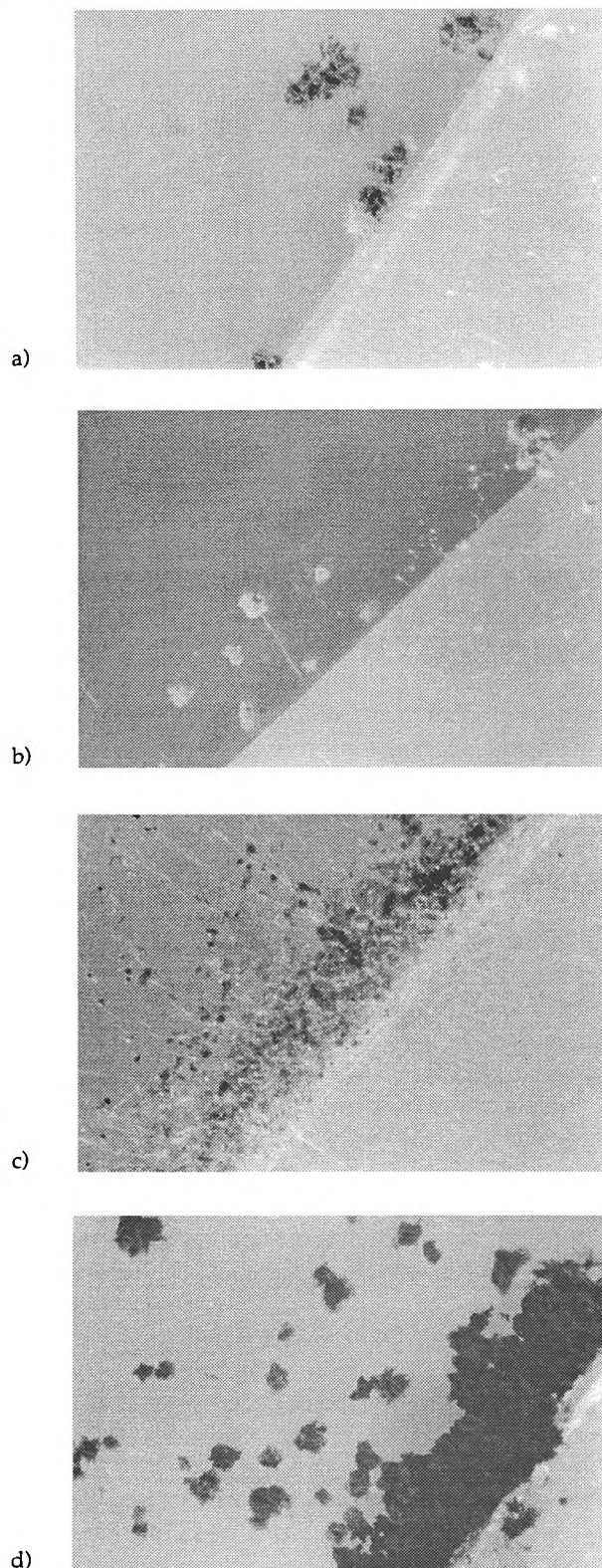
Badane folie polimerowe analizowano w podczerwieni, stosując spektrofotometr FTS 40A firmy BIO-RAD; widma rejestrowano w zakresie 3700–700 cm<sup>-1</sup> z rozdzielczością 2 cm<sup>-1</sup> i z liczbą skanów równą 32. Próbki rozpuszczano w dekalinie z dodatkiem dimetyloformamidu w temp. 70°C i po odparowaniu dekaliny analizowano w postaci błon na płytkach z chlorku sodu.

## WYNIKI I ICH OMÓWIENIE

### Wzrost mikroorganizmów na foliach

Na folii PE (folia 0 wg tabeli 1) po 28 dobach inkubacji obserwowano słaby wzrost *Aspergillus niger*, *Penicillium funiculosum* i *Trichoderma viride* (rys. 1a) oraz mieszanej populacji grzybów.

Na folii I po takim samym czasie inkubacji stwierdzono wzrost *Aspergillus niger*, *Penicillium funiculosum*, *Trichoderma viride* oraz mieszanej populacji grzybów. Obserwowane w mikroskopie stereoskopowym szczepki *Aureobasidium pullulans*, *Penicillium ochrochloron* i *Paecilomyces varioti* po 56 dobach inkubacji zasiedlały miejsce niewielkie fragmenty na krawędziach folii. Nie stwierdzono wzrostu *Aspergillus terreus*.



Rys. 1. Wzrost grzybów mikroskopowych po 28 dobach inkubacji: a) *Trichoderma viride* na folii I, b) *Aspergillus terreus* na folii II, c) *Penicillium funiculosum* na folii III, d) *Aspergillus niger* na folii IV (symbole folii wg tabeli 1)

Fig. 1. Fungi growth on modified polyethylene films after 28 days of incubation: a) *Trichoderma viride* on the film I, b) *Aspergillus terreus* on the film II, c) *Penicillium funiculosum* on the film III, d) *Aspergillus niger* on the film IV

Po 28 dobach inkubacji wszystkie szczepy grzybów wykazywały zdolność do wzrostu na folii II. W ciągu 56 dób obserwowano wzrost *Aspergillus terreus* (rys. 1b), *Aureobasidium pullulans*, *Paecilomyces varioti* i *Penicillium ochrochloron* tylko na obrzeżach folii, a pozostałych grzybów także na jej powierzchni. Wszystkie szczepy grzybów zasiedlały mniej niż 25% powierzchni folii.

Na folii III po 28 dobach inkubacji najlepszym wzrostem charakteryzowały się *Aspergillus niger*, *Penicillium funiculosum* oraz mieszana populacja grzybów. Szczep *Penicillium funiculosum* (rys. 1c) w postaci grzybni zasiedlał folię w ponad 25%, podczas gdy mieszana populacja grzybów, bez widocznej struktury strzępkowej, zajmowała mniej niż 25% powierzchni próbki.

Na folii IV po 28 dobach inkubacji hodowla *Trichoderma viride* rosła w skupieniach na obrzeżach tworzywa. Pozostałe grzyby zasiedlały brzegi i powierzchnię folii, ale tylko *Penicillium funiculosum*, *Aspergillus niger* (rys. 1d) oraz mieszana populacja grzybów zasiedliły ponad 25% jej powierzchni.

Szczepy *Penicillium funiculosum* i *Scopulariopsis brevicaulis* oraz mieszana populacja grzybów po 28 dobach inkubacji pokrywały ponad 50% powierzchni próbek folii V.

### Ubytek masy polimerów

Procentowe ubytki masy folii polimerowych w wyniku działania mikroorganizmów przedstawia tabela 2.

Tak więc, w ciągu 84 dób inkubacji jedynie grzyby *Aspergillus terreus* i *Aureobasidium pullulans* nie powodowały ubytku masy PE. Największe ubytki masy — 0,21% i 0,16% — powodowały odpowiednio *Aspergillus niger* i mieszana populacja grzybów.

*Paecilomyces varioti* i *Penicillium ochrochloron* nie powodowały ubytku masy folii I po upływie 28 dób, a *Aspergillus terreus* i *Aureobasidium pullulans* — w ciągu 56 dób inkubacji. Po 84 dobach 0,23-proc. ubytek masy polimerów powodował *Penicillium funiculosum*, natomiast *Aspergillus niger* oraz mieszana populacja grzybów degradowały odpowiednio 0,21 i 0,20% masy folii.

*Aspergillus terreus* nie degradował folii II podczas pierwszych 28 dób inkubacji; po 84 dobach *Penicillium funiculosum* degradował 0,39%, a mieszana populacja grzybów 0,31% masy folii. Pozostałe grzyby wywoływały ciągły, powolny ubytek masy folii w ciągu całego okresu trwania doświadczeń.

Wszystkie szczepy grzybów i ich mieszana populacja po 28 dobach inkubacji charakteryzowały się zdolnością do degradacji folii III. Po 84 dobach 0,5-proc. ubytek masy powodowały *Aspergillus niger* i *Penicillium funiculosum*, a najslabszymi zdolnościami degradacyjnymi charakteryzował się szczep *Aureobasidium pullulans*, który rozkładał tylko 0,07% masy polimerów.

Spośród folii modyfikowanych, największe ubytki masy polimerów w wyniku działania mikroorganizmów stwierdzono w folii IV. *Penicillium funiculosum* i mieszana

**T a b e l a 2.** Ubytek masy folii polimerowych (symbole folii wg tabeli 1) poddanych biodegradacji przez wybrane szczepy grzybów mikroskopowych

**T a b l e 2.** Weight loss (in percent) of polymeric films (coded acc. to Table 1) after incubation with selected fungi strains

Szczep	Folia 0		Folia I		Folia II		Folia III		Folia IV		Folia V	
	czas, doby		czas, doby		czas, doby		czas, doby		czas, doby		czas, doby	
	28	84	28	84	28	84	28	84	28	84	28	84
	ubytek masy, %											
<i>Aspergillus niger</i>	0,08	0,21	0,20	0,21	0,08	0,22	0,15	0,50	0,41	1,90	5,98	84,4
<i>Aspergillus terreus</i>	0,00	0,00	0,00	0,06	0,00	0,11	0,06	0,12	0,21	1,30	1,03	1,95
<i>Aureobasidium pullulans</i>	0,00	0,00	0,00	0,05	0,02	0,10	0,04	0,07	0,14	0,64	0,25	1,45
<i>Paecilomyces varioti</i>	0,00	0,04	0,00	0,12	0,03	0,16	0,15	0,23	0,54	0,81	1,47	1,98
<i>Penicillium funiculosum</i>	0,00	0,05	0,02	0,23	0,25	0,39	0,34	0,51	2,18	10,07	54,9	100
<i>Penicillium ochrochloron</i>	0,00	0,03	0,00	0,16	0,09	0,22	0,14	0,23	0,21	0,67	0,60	1,45
<i>Scopulariopsis brevicaulis</i>	0,00	0,03	0,04	0,12	0,06	0,17	0,15	0,23	0,52	1,31	1,10	3,83
<i>Trichoderma viride</i>	0,00	0,03	0,02	0,12	0,06	0,13	0,19	0,34	0,30	0,66	0,46	0,73
Mieszana populacja grzybów	0,08	0,16	0,12	0,20	0,17	0,31	0,32	0,40	2,00	8,01	36,6	100

populacja grzybów powodowały odpowiednio 10,07% i 8,01% ubytku masy polimerów.

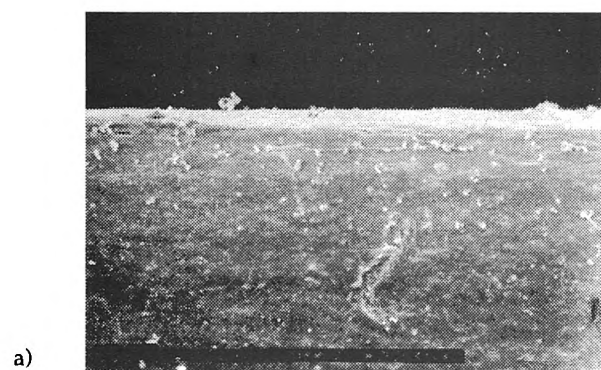
Stwierdzono, że *Penicillium funiculosum* po 56 dobach, a mieszana populacja grzybów po 84 dobach powodowały całkowitą degradację folii V (czysty poliester). W ciągu 84 dób *Aspergillus niger* degradował 84,4% masy poliestru. Może to świadczyć o wydzielaniu przez te szczepy enzymów degradujących wiązania estrowe w „Bionolle®”.

#### Stan powierzchni próbek

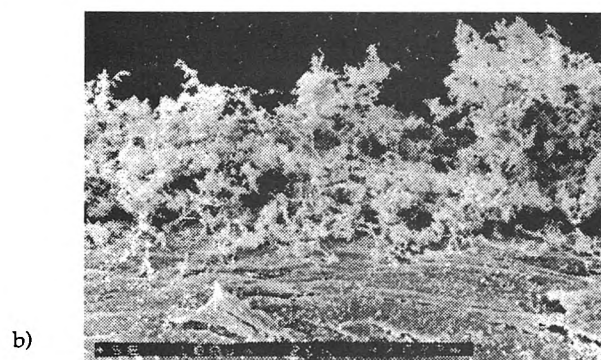
Na powierzchni folii 0 poddanej działaniu grzybów mikroskopowych jedynie szczep *Penicillium funiculosum*

powodował widoczne w postaci szczelin zmiany degradacyjne.

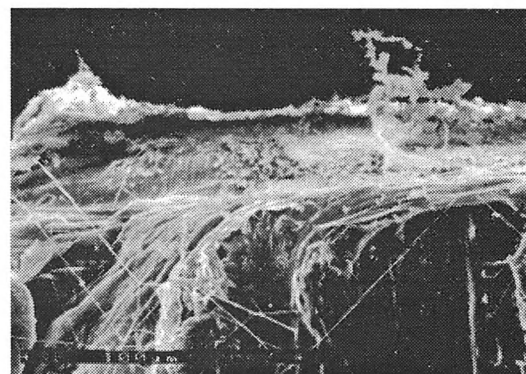
Wszystkie grzyby, z wyjątkiem *Aureobasidium pullulans*, wywoływały po 84 dobach inkubacji zmiany folii I w postaci dziur, szczelin i łuszczenia.



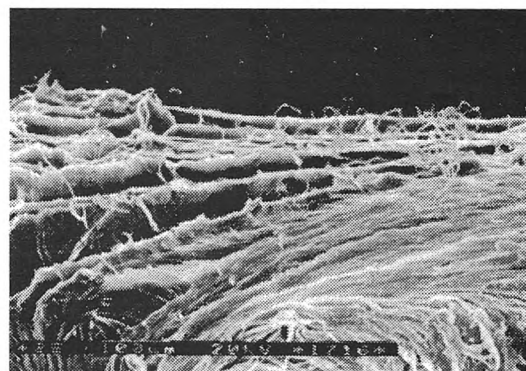
a)



b)



c)



d)

Rys. 2. Zdjęcia wykonane z zastosowaniem skaningowego mikroskopu elektronowego: a) *Scopulariopsis brevicaulis* na folii II, b) *Penicillium funiculosum* na folii III, c) *Aspergillus niger* na folii IV, d) *Penicillium ochrochloron* na folii IV (symbole folii wg tabeli 1)

Fig. 2. Scanning electron micrographs: a) *Scopulariopsis brevicaulis* on the film II, b) *Penicillium funiculosum* on the film III, c) *Aspergillus niger* on the film IV, d) *Penicillium ochrochloron* on the film IV

*Aspergillus niger* na folii II wytwarzał niewiele strzępek i konidioforów, natomiast cała popękana powierzchnia tworzywa pokryta była zarodnikami. *Aureobasidium pullulans*, *Penicillium ochrochloron*, *Scopulariopsis brevicaulis* (rys. 2a) i *Trichoderma viride* powodowały zmiany w strukturze folii tylko na jej obrzeżach, natomiast *Penicillium funiculosum* i mieszana populacja grzybów degradowały całą powierzchnię tworzywa.

Folia III pod wpływem *Aspergillus niger*, *Penicillium ochrochloron*, *Trichoderma viride* i mieszanej populacji grzybów rozpadła się na dwie warstwy. Szczepy *Paecilomyces varioti* i *Penicillium funiculosum* (rys. 2b) zasiedlały brzegi i powierzchnię folii. W wyniku ich aktywności nastąpiło pęknięcie próbek.

Wszystkie szczepy grzybów powodowały rozwarstwienie folii IV. Na powierzchni próbek obserwowano różniące się wymiarami szczeliny i dziury. Po inkubacji z *Aspergillus niger* (rys. 2c), na powierzchni próbki obserwowano wyciągnięte nici polimerowe zasiedlane przez zarodniki grzybów. *Penicillium funiculosum* i mieszana populacja grzybów wytwarzały dobrze rozwiniętą, umiejscowioną na brzegach grzybnię. *Penicillium ochrochloron* (rys. 2d) rozwarstwia folię na płyty i zasiedlał — w postaci łańcuchów zarodników — przeważnie szczeliny tworzywa. W wyniku działania *Aspergillus terreus* na powierzchni folii powstały szczeliny różnych wymiarów, *Aureobasidium pullulans* powodował rozwarstwie-

nie części brzegowej folii i łuszczenie jej powierzchni a *Scopulariopsis brevicaulis* zasiedlał całą powierzchnię w postaci plecionki strzępek powietrznych.

## Analiza IR

W celu sprawdzenia, czy w foliach PE modyfikowanych „Bionolle®” degradacji ulegał wyłącznie poliester, czy również polietylen, analizowano metodą IR folie poddane działaniu grzybów. Analizie poddano wszystkie rodzaje folii wg tabeli 1 po 84 dobach inkubacji z *Penicillium funiculosum*, który charakteryzował się największą aktywnością biodegradacyjną. Analiza widma FT-IR folii zawierających 10–20% poliesteru wykazała, że pojawiły się w nich grupy C=O (ketonowe lub aldehydowe) w zakresie 1700–1800  $\text{cm}^{-1}$  (rys. 3a). Te nowe grupy pochodziły prawdopodobnie z rozpadu poliesteru, ponieważ nie zaobserwowano zmian w pasmach absorpcji charakterystycznych dla PE.

Analiza widma FT-IR folii IV wykazała pojawienie się wielu nowych pasm w zakresach 800–1800  $\text{cm}^{-1}$  oraz 3100–3600  $\text{cm}^{-1}$  (rys. 3b). Powstałe tu grupy ketonowe, aldehydowe, estrowe, kwasowe, eterowe i hydroksylowe wskazują na degradację zarówno polietylenu, jak i poliesteru.

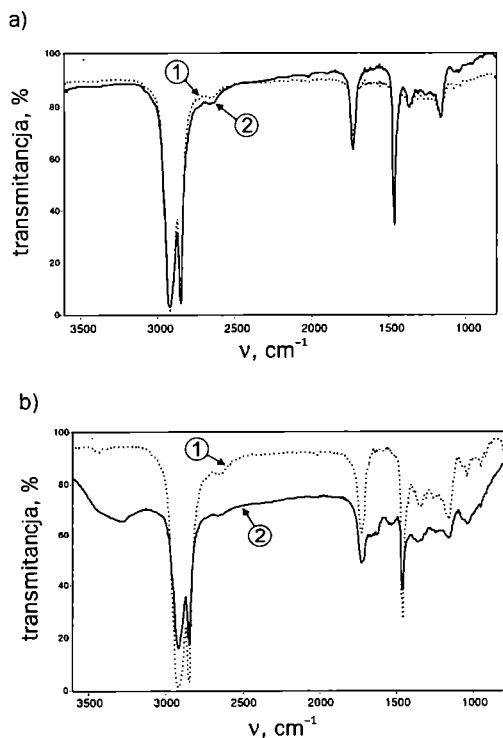
## WNIOSKI

Wzrost grzybów mikroskopowych na foliach polietylen/poliester zwiększa się wraz z zawartością poliesteru w folii. Szczepy *Aspergillus niger*, *Penicillium funiculosum* oraz mieszana populacja grzybów zasiedlają próbki folii w największym stopniu; wzrost pozostałych grzybów jest powolny, ale wyraźny.

Największy ubytek masy występuje w foliach zawierających 30% poliesteru. Najmniejsze ubytki masy folii — 0,64% i 0,66% po 84 dobach inkubacji — powodują odpowiednio szczepy *Aureobasidium pullulans* i *Trichoderma viride*, natomiast największą aktywnością degradacyjną charakteryzuje się szczep *Penicillium funiculosum* (10,07%) oraz mieszana populacja grzybów.

Zmiana powierzchni próbek oraz postacie morfologiczne grzybów zależą od procentowej zawartości poliesteru w folii. Zmiany są widoczne w postaci szczelin, dziur i łuszczenia folii. Największe zmiany powierzchni dotyczą próbek o 20-proc. i 30-proc. zawartości „Bionolle®”; pod wpływem działania mikroorganizmów ulegają one rozwarstwieniu. Na powierzchniach folii zawierających 10, 15 i 20% poliesteru obserwuje się konidiofory z konidiami i pojedyncze strzępki. Grzybnie występują dopiero na foliach o 30-proc. zawartości poliesteru.

Analiza widm FT-IR wykazała, że biodegradacja folii o małej zawartości „Bionolle®” (10–20%) zachodzi w wyniku usuwania poliesteru z matrycy polimerowej, natomiast w PE nie przebiegają istotne zmiany chemiczne. W foliach zawierających 30% „Bionolle®” przemianom chemicznym podlega zarówno poliester, jak i PE.



Rys. 3. Widma FT-IR folii I (a) oraz folii IV (b): 1 — przed degradacją, 2 — po 84 dobach inkubacji z *Penicillium funiculosum* (symbole folii wg tabeli 1)

Fig. 3. FT-IR spectra a) film I, b) film IV: 1 — before degradation, 2 — after 84 days of incubation with *Penicillium funiculosum*

Wyniki badań wskazują, że folie PE modyfikowane poliestrem „Bionolle<sup>®</sup>” ulegają biodegradacji szybciej niż sam polietylen.

*Badania, których wyniki przedstawiono w niniejszym artykule, zostały zrealizowane w ramach projektu badawczego finansowanego przez KBN [6 P04G 048 20].*

#### LITERATURA

1. Scott G., Gilead D.: „Degradable Polymers”, Chapman & Hall, Londyn 1995.
2. Kaczmarek H.: *Polimery* 1997, **42**, 521.
3. Leszczyński W.: *Biotechnol.* 1999, nr 2, 50.
4. Spasówka E., Rudnik E.: *Przem. Chem.* 1999, **78**, 243.
5. Klecan T., Kurcok M., Szewczyk P., Łabużek S., Groborz P.: *Ekoplast* 1996, nr 3, 44.
6. Praca zbiorowa: „Chemia polimerów” (red. Florjańczyk Z., Penczek S.), Oficyna Wydawnicza Politechniki Warszawskiej, Warszawa 1997, tom III, str. 57.
7. Arvanitoyannis I. S.: *J. M. S. Rev. Macromol. Chem. Phys.* 1999, nr 2, 205.
8. Fujimaki T.: *Polym. Degrad. Stab.* 1998, **59**, 209.
9. Khan M. A., Idriss K. M., Yoshii F., Makuuchi K.: *Polym. Degrad. Stab.* 1999, **63**, 261.
10. Zainuddin, Razzak M. T., Yoshii F., Makuuchi K.: *Polym. Degrad. Stab.* 1999, **63**, 311.
11. Schnabel W.: „Polymer Degradation”, Akademie Verlag, Berlin 1981, str. 164.
12. Badura L., Górska B.: „Teoretyczne i praktyczne elementy mikologii”, Uniwersytet Śląski, Katowice 1975, str. 60.

#### KALENDARZ IMPREZ

cd. z III okładki

**1—4 lipca 2002 r.** Praga, Czechy. „**International Rubber Conference — IRC 2002**”.

Organizator: Institute of Chemical Technology, Praha 6, Czech Republic.

Informacje: Conference Secretariat: Eva Zalinková, Guarant Ltd., IRC 2002, Opletalova 22, 110 00 Praha 1, Czech Republic. Tel.: +420(0)2 84 001 144, fax: +420(0)2 84 001 148, e-mail: IRC2002@quarant.cz, internet: <http://www.IRC2002.cz> oraz Institute of Chemical Technology, Techniká 6, Czech Republic. Tel.: +420(0)2 2435 4121, fax: +420(0)2 2431 1082, e-mail: Antonin.Kuta@vscht.cz.

**7—12 lipca 2002 r.** Pekin, Chiny. „**39<sup>th</sup> International Symposium on Macromolecules**”.

Organizatorzy: IUPAC World Polymer Congress 2002 + China International Conference Center of Science and Technology (CICCST).

Informacje: Macro 2002, Secretariat, P. O. Box 2709, Beijing 100080, China. Tel.: +86-10-62554184, fax: +86-10-62562417, e-mail: macro2002@pdccs.org.cn + macro2002@infoc3.icas.ac.cn. internet: <http://www.ciccst.org.cn/macro2002>.

Informacje dla wystawców: Congress Agency, MACRO 2002 Office, China International Conference Center for Science and Technology (CICCST), P. O. Box 2709, Beijing 100080, China. Tel.: +86-10-62554184, fax: +86-10-62562417, e-mail: ciccst@public.bta.net.cn + ilwang@ciccst.org.cn.

**14—18 lipca 2002 r.** San Diego, La Jolla, CA USA. **Polymers and Organic Chemistry 2002**.

Organizatorzy: University of California, San Diego, CA USA + American Chemical Society, Division of Polymer Chemistry (POLY) + International Union of Pure and Applied Chemistry (IUPAC)

Informacje: Lesia Robertson, Division of Polymer Chemistry, Inc., Virginia Tech, 410 Davidson Hall, MC 0279, Blacksburg, VA 24061. Tel.: 540 231 3029, fax.: 540 231 2588, e-mail: Lesiar@vt.edu

**8—11 września 2002 r.** Ostenda, Belgia. **2. Międzynarodowe sympozjum nt. materiałów wyjściowych i nowatorskich technik recyklingu tworzyw sztucznych: „Feedstock Recycling of Plastics and Other Innovative Plastics Recycling Techniques — ISFR'2002”**.

Organizatorzy: Research Association for Feedstock Recycling of Plastics, Japan (FSRJ); Plastic Waste Management Institute, Japan (PWMI); Association of Plastics Manufacturers Europe, Belgium (APME); European Council of Vinyl Manufacturers, Belgium (ECVM).

Tematyka: Recykling odpadów z zastosowaniem pirolizy i solwolizy, produkcja gazu syntezowego drogą gazyfikacji lub pirolizy oksydacyjnej, uzysk energii z przetwarzania odpadów tworzyw sztucznych, gumy i innych wysokokalorycznych źródeł ciepła; techniki innowacyjne recyklingu mechanicznego włączające naukowe i badawcze czynniki logistyczne i ekonomiczne w zbiorce, sortowaniu, przetwarzaniu i dokumentacji produktu oraz poszerzaniu rynków zbytu.

Informacje: Mrs. Kristel Praet, M.Sc., Research and Development Belgium (RDB), Leo de Bethunelaan 80, 9300 Aalst, Belgium. Tel/fax: 00 32 53 78 63 55, e-mail: kristel.praet@skynet.be + Prof. Dr. Ir. A. Buekens, Free University of Brussels, Dept. Chemical Engineering CHIS-2, Pleinlaan 2, 1050 Brussels, Belgium. Tel.: 00 32 2 629 3247, e-mail: abuekens@vub.ac.be.

**30 września—4 października 2002 r.** Birmingham, W. Brytania. „**Interplas 2002**” — **Europejska wystawa tworzyw sztucznych i gumy**.

Organizatorzy: Reed Exhibition Companies (REC) + UK's Polymer Machinery Manufacturers + Distributors Association (PMMDA).

Informacje: Syreeta Tranfield, Reed Exhibition Companies, tel.: 44(0) 181 910 7947, 44(0) 208 010 7947, fax: 44(0) 181 190 7829, e-mail: syreeta.transfield@reedexpo.co.uk.