

ELŻBIETA SZCZYRBA*¹, AGNIESZKA GĄSZCZAK¹, ANNA SZCZOTKA¹,
TETIANA POKYNBRODA²

MIKROBIOLOGICZNA DEGRADACJA TWORZYW SZTUCZNYCH

¹Instytut Inżynierii Chemicznej Polskiej Akademii Nauk, ul. Bałtycka 5, 44-100 Gliwice

²Department of Physical Chemistry of Fossil Fuels of the Institute of Physical-Organic Chemistry and Coal Chemistry named after L. M. Lytvynenko of the National Academy of Sciences of Ukraine, Naukova str, 79060, Lviv, Ukraine

W pracy poruszono zagadnienia związane z biodegradacją tworzyw sztucznych, których usuwanie ze środowiska naturalnego stało się ogromnym wyzwaniem. Opisano proces degradacji polimerów przez mikroorganizmy oraz przedstawiono podstawowe techniki badań pozwalające na zbadanie stopnia rozkładu tworzyw sztucznych.

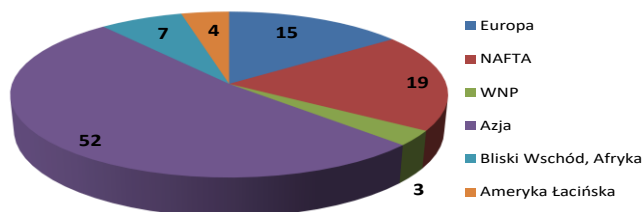
Słowa kluczowe: tworzywa sztuczne, biodegradacja, mikroorganizmy

1. WPROWADZENIE

Tworzywa sztuczne, potocznie zwane plastikami, są syntetycznymi, organicznymi polimerami produkowanymi na bazie paliw kopalnych, takich jak ropa naftowa i gaz ziemny. Ze względu na swoje właściwości substancje te z biegiem czasu stały się niezbędne w codziennym życiu i coraz bardziej wypierają stosowane wcześniej materiały naturalne. Tworzywa sztuczne charakteryzują się lekkością, trwałością, wytrzymałością, elastycznością oraz niskimi kosztami wytwarzania. Materiały te można też stosunkowo łatwo modyfikować pod konkretne wymagania, co ma duży wpływ na coraz szersze ich zastosowanie w nowych obszarach przemysłu. Z każdym rokiem zwiększa się ilość produkowanych polimerów: w 2020 roku światowa produkcja tworzyw sztucznych wyniosła 367 mln

* ✉ eszczyrba@iich.gliwice.pl

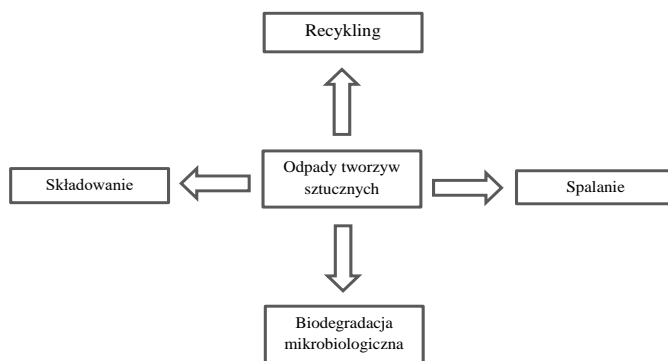
ton w porównaniu do 359 mln ton w roku 2018. Ponad połowa światowej produkcji (52%) przypada na kraje azjatyckie, wśród których największym producentem są Chiny (32%). W samej tylko Europie wyprodukowano 49,1 mln ton polimerów, co daje 15% światowej produkcji. W 2020 r. obroty europejskiego przemysłu tworzyw szacowano na 330 mld euro, a bezpośrednio zatrudnienie w tym sektorze znalazło 1,5 mln osób [1].



Rys. 1. Produkcja tworzyw sztucznych w poszczególnych regionach świata [%] [1]

Fig. 1. Plastic production in various regions of the world [%] [1]

Wraz z wzrastającą produkcją tworzyw sztucznych pojawił się globalny problem z ilością odpadów syntetycznych, zwłaszcza, że według szacunków, około 50% produktów polimerowych jest wyrzucanych po jednorazowym użyciu [2]. Zagospodarowanie odpadów syntetycznych jest ogromnym wyzwaniem, którego celem jest nie tylko ograniczenie ilości gromadzonych śmieci, ale także zabezpieczenie ich przed uwolnieniem do środowiska (Rys.2). Najpowszechniejszymi metodami zagospodarowania odpadów syntetycznych w Europie są spalanie (42,6%), które umożliwia odzyskiwanie energii, oraz recykling (34,6%) - w latach 2006-2018 ilość odpadów poddanych recyklingowi wzrosła dwukrotnie [1, 2]. Jednak nadal duża część odpadów jest składowana, dlatego też poszukiwane są nowe, zrównoważone i przyjazne środowisku metody pozwalające na rozwiązanie problemu rosnącej ilości zużytych tworzyw sztucznych. Dużą nadzieję, co potwierdzają liczne dane literaturowe, budzi degradacja tworzyw sztucznych z wykorzystaniem mikroorganizmów zdolnych do metabolizowania polimerów.



Rys. 2. Zagospodarowanie odpadów [3]

Fig. 2. Waste management [3]

2. CHARAKTERYSTYKA TWORZYW SZTUCZNYCH

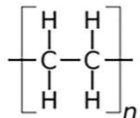

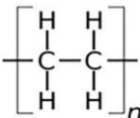

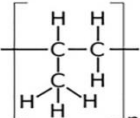

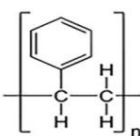

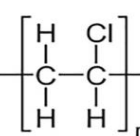

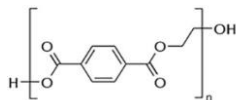

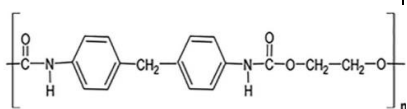

Tworzywa sztuczne pochodzenia petrochemicznego można podzielić na dwie grupy. Do pierwszej z nich należą: polietylen o niskiej i wysokiej gęstości, polipropylen, polistyren i polichlorek winylu. Są to substancje chemiczne, których główny szkielet składa się tylko z atomów węgla. Druga grupa to polimery zawierające heteroatomy w łańcuchu głównym i należą do niej m.in. politereftalan etylenu i poliuretan. W Tabeli 1 przedstawiono najpopularniejsze tworzywa sztuczne oraz sposób ich wykorzystania w codziennym życiu. Aby ułatwić odzyskiwanie materiałów zdalnych do powtórnego użycia, poszczególnym tworzywom sztucznym przypisane zostały tzw. kody recyklingu [3, 4].

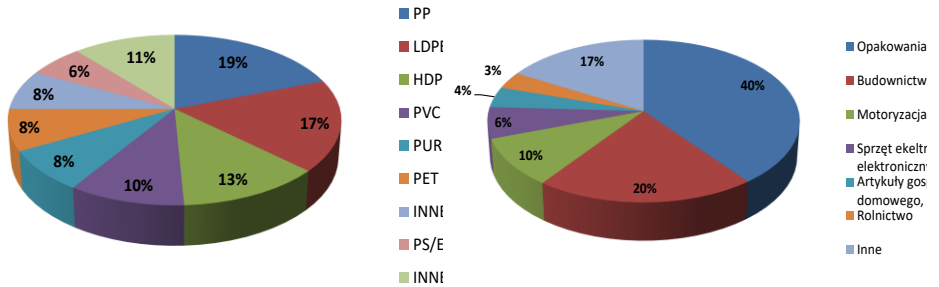
Obecnie polimery syntetyczne są szeroko wykorzystywane w każdej dziedzinie życia (Rys.4) i wydaje się, że nie ma dla nich dobrej alternatywy.

Największym obszarem ich zastosowań jest produkcja opakowań, których przeznaczenie jest często jednorazowe, co powoduje szybki wzrost ilości śmieci. Stosowane są tu takie polimery jak polietylen, polistyren, politereftalan etylenu, polipropylen.

Tabela 1. Tworzywa sztuczne i ich zastosowanie [1, 4]

Table 1. Plastics and their application [1, 4]

Rodzaj	Wzór	Zastosowanie	Kod recyklingu
Polietylen niskiej gęstości (LDPE)		Opakowania, folie, pojemniki, torby wielokrotnego użytku.	
Polietylen wysokiej gęstości (HDPE)		Butelki, zabawki, rury, drobny sprzęt AGD	
Polipropylen (PP)		Opakowania żywności, rury, części samochodowe.	
Polistyren (PS)		Opakowania do żywności, izolacja budynków, sprzęt elektryczny i elektroniczny.	
Poliocetanwiny lu (PVC)		Ramy okien, wykładziny podłogowe, tapety, izolacje kabli, baseny, węże ogrodowe	
Politereftalan etylenu (PET)		Butelki na wodę, soki, napoje gazowane	
Poliuretan (PUR)		Izolacja budynków, materace i poduszki, pianka izolacyjna.	



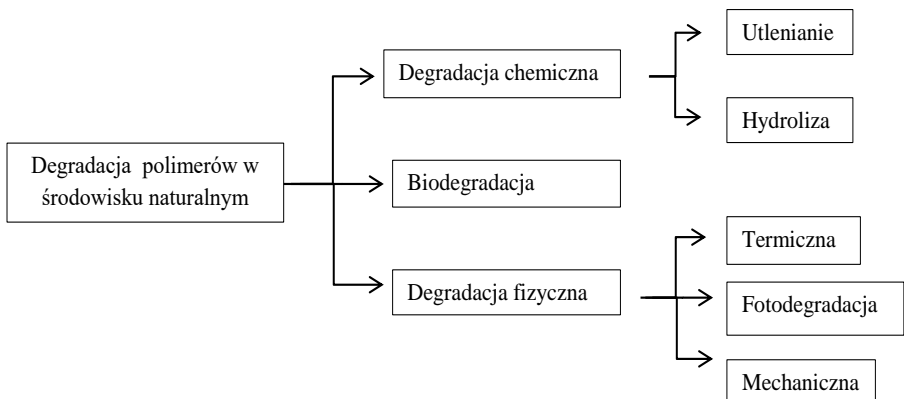
Rys. 3. Udział poszczególnych rodzajów tworzyw sztucznych w ogólnej produkcji [%] [1]

Fig. 3. The share of individual types of plastics in the total production [%] [1]

Rys. 4. Wykorzystanie plastików z podziałem na segmenty w których są stosowane [%] [1]

Fig. 4. The use of plastics divided into segments in which they are used [%] [1]

3. BIODEGRADACJA



Rys. 5. Metody degradacji polimerów w środowisku naturalnym.

Fig. 5. Methods of degradation of polymers in the environment.

W środowisku naturalnym tworzywa sztuczne mogą być degradowane zarówno w procesach abiotycznych (degradacja chemiczna i fizyczna) jak i poprzez biodegradację (Rys.5.).

Biodegradacja w warunkach tlenowych jest procesem podczas którego mikroorganizmy rozkładają tworzywa sztuczne do wody, ditelnu węgla i biomasy. Ten kompleksowy proces zależy od wielu czynników takich jak: warunki otoczenia (pH, temperatura, wilgotność), struktura chemiczna polimeru, jego masa molekularna, zawartość fazy krystalicznej i amorficznej, fizyczna postać polimeru. Stwierdzono, że podatniejsze na rozkład są polimery o niższej masie cząsteczkowej i mniejszym udziale fazy krystalicznej. Odnośnie struktury chemicznej polimeru istnieją następujące zależności: (1) polimery zawierające w szkielecie głównym wyłącznie wiązania C-C ulegają biodegradacji trudniej niż polimery zawierające heteroatomy, (2) polimery o rozgałęzionych łańcuchach są odporniejsze na działanie drobnoustrojów, (3) obecność następujących grup funkcyjnych ułatwia biodegradację: estrowe, eterowe, amidowe, uretanowe [6, 7, 8, 9].

Postać fizyczna polimeru (czy występuje np. w postaci folii lub proszku) wpływa na stopień rozwinięcia powierzchni właściwej. Im jest ona lepiej rozwinięta tym biodegradacja zachodzi łatwiej [6, 7, 8, 9]. Potwierdzono między innymi, że wydajność biodegradacji HDPE wzrasta wraz ze spadkiem wielkości cząsteczek polimeru [10].

Cały proces degradacji tworzyw sztucznych, ze względu na ich właściwości fizyczne i chemiczne, jest skomplikowany i może zawierać kombinację różnych mechanizmów. Często pierwszym etapem są zmiany właściwości fizykochemicznych polimerów spowodowane działaniem abiotycznych czynników środowiska, a kolejnym etapem rozkład przez mikroorganizmy [6, 7, 11, 12].

3.1. MIKROORGANIZMY DEGRADUJĄCE POLIMERY

Pojawienie się w środowisku naturalnym odpadów polimerowych spowodowało, że wiele mikroorganizmów rozwinęło zdolność do wykorzystywania ich jako źródła węgla i energii. Ewolucja układów metabolicznych komórek pozwalająca na uzyskiwanie składników odżywczych z polimerów niejako przystosowuje drobnoustroje do życia w erze materiałów syntetycznych. Mikroorganizmy wykazujące zdolność do degradacji plastiku zostały scharakteryzowane w wielu badaniach naukowych (Tabela 2). Drobnoustroje te izolowane były głównie z gleby i wody, a następnie zidentyfikowane poprzez sekwencjonowanie 16S rRNA [8, 9].

Tabela 2. Zestawienie danych literaturowych dotyczących degradacji tworzyw sztucznych przez mikroorganizmy

Table 2. Summary of literature data on the degradation of plastics by microorganisms

Lp	Szczep	Rodzaj plastiku	Metody analityczne	Utrata masy [%]	Czas trwania badania [dni]	Pochodzenie szczepu	Lit.
1	<i>Bacillus licheniformis</i> SARR1	LDPE	FTIR SEM XRD GC-MS	33,32	30	gleba	[11]
2	<i>Serratia</i> sp.	LDPE	FTIR	40	150	plastik ze składowiska odpadów stałych	[13]
3	<i>Stenotrophomonas</i> sp.	LDPE	FTIR	32	150	j.w.	[13]
4	<i>Pseudomonas</i> sp.	LDPE	FTIR	21	150	j.w.	[13]
5	Konsorcjum	LDPE zmodyfikowane Bionolle	SEM	0,13-0,28	225	gleba	[14]
6	<i>Ralstonia</i> sp. SKM2	LDPE	FTIR Mikroskop AmScope	39,2	180	gleba	[15]
7	<i>Bacillus</i> sp. SM1	LDPE	FTIR Mikroskop AmScope	1 8,9	180	gleba	[15]
8	<i>Bacillus</i> sp. AIIW2	LDPE	FTIR AFM SEM	0,96	90	woda	[16]
9	<i>Bacillus subtilis</i> MCC 8183	LDPE	FTIR	9,26	30	kolekcja MCC	[17]
10	<i>Pseudomonas aeruginosa</i> SKN1	LDPE	FTIR SEM	10,32	60	gleba	[18]
11	<i>Lysinibacillus</i> sp. JJY0216	LDPE	FTIR XRD GC-MS	9	26	gleba	[19]

12	<i>Halomonas</i> sp.H255	LDPE	ATR-FTIR	1,72	90	kolekcja The Biotechno- logy and Phycology Division of CSIR- CSMCRI, Bhavnagar izolowany ze środowiska morskiego	[20]
13	<i>Pseudomonas</i> <i>aeruginosa</i> (PAO1) (ATCC 15729)	LDPE	FTIR SEM TS GC-MS	20	120	kolekcja ATCC	[21]
14	<i>Pseudomonas</i> <i>aeruginosa</i> (ATCC15692)	LDPE	FTIR SEM TS GC-MS	11	120	kolekcja ATCC	[21]
15	<i>Pseudomonas</i> <i>putida</i> (KT2440 ATCC47054)	LDPE	FTIR SEM TS GC-MS	9	120	kolekcja ATCC	[21]
16	<i>Pseudomonas</i> <i>syrigae</i> (DC3000 ATCC10862)	LDPE	FTIR SEM TS GC-MS	11,3	120	kolekcja ATCC	[21]
17	<i>Bacillus</i> <i>siamensis</i>	LDPE	FE-SEM FTIR XRD	8,46	90	gleba	[22]
18	<i>Bacillus cereus</i>	LDPE	FE-SEM FTIR XRD	6,33	90	gleba	[22]
19	<i>Bacillus</i> <i>wiedmannii</i>	LDPE	FE-SEM FTIR XRD	5,39	90	gleba	[22]

20	<i>Bacillus amyloliquefaciens</i>	LLDPE	FTIR ESI-MS TGA GPS	3,2	60	kolekcja; polimer z kompostow- wni	[23]
21	<i>Lysinibacillus fusiformis</i> TPB	LDPE	FTIR SEM	9,51	30	Gleba	[24]
22	<i>Nocardiopsis alba</i>	LDPE	FTIR SEM	32,25	30	gleba	[25]
23	<i>Acinetobacter</i> sp. LW-1	LDPE	SEM FTIR XPS AFM Kąt zwilżania	15	90	gleba	[26]
24	<i>Bacillus tropicus</i>	LDPE	Kąt zwilżania FTIR SEM AFM TS	10,15	40	gleba	[27]
25	<i>Bacillus</i> sp. AIIW2	HDPE	FTIR AFM SEM	1,0	90	woda	[16]
26	<i>Streptomyces</i> sp.	HDPE	SEM GC-MS	18,2	18	gleba	[10]
27	<i>Microbulbifer hydrolyticus</i> IRE-31	PE	FTIR SEM	bd.	30	kolekcja DSM 11525, ATCC 700072	[8]
28	<i>Staphylococcus</i> sp. (P1A)	PE		20	40	gleba	[28]
29	<i>Bacillus</i> sp (P1C)	PE		42,5	40	gleba	[28]
30	<i>Pseudomonas</i> sp. (P1B)	PE		7,5	40	gleba	[28]
31	<i>Lysinibacillus</i> sp. JJY0216	PP	FTIR XRD GC-MS	4	26	gleba	[19]

32	<i>Bacillus</i> sp. strain 27	PP	FTIR SEM	6,4	40	osady namorzy- nowe	[29]
33	<i>Rhodococcus</i> sp. strain 36	PP	FTIR SEM	4	40	osady namorzy- nowe	[29]
34	<i>Bacillus flexus</i>	PP	FTIR SEM	2,5	365	gleba	[30]
35	<i>Pseudomonas lini</i> JNU01	PS	Kąt zwilżania FTIR SEM BOD	1,52	30	gleba	[31]
36	<i>Acinetobacter johnsonii</i> JNU01	PS	Kąt zwilżania FTIR SEM BOD	1,45	30	gleba	[31]
37	<i>Bacillus</i> sp. AIIW2	PVC	FTIR AFM SEM	0,26	90	woda	[16]
38	<i>Pseudomonas citronellolis</i> DSM 50332	PVC	FTIR TGA GPC	19	30	kolekcja DSM	[32]
39	<i>Bacillus</i> sp. AIIW2	PET	Kąt zwilżania FTIR AFM SEM	1,93	90	woda	[33]

3.2. MECHANIZM BIODEGRADACJI

Pierwszym etapem biodegradacji jest osadzenie mikroorganizmów na powierzchni polimeru. Decydującą rolę w procesie jej kolonizacji przez komórki mikroorganizmów odgrywa hydrofobowość/hydrofilowość powierzchni tworzywa. Im silniejsze właściwości hydrofilowe powierzchni, tym etap ten przebiega łatwiej. Dlatego też w przypadku tworzyw o silnie hydrofobowej powierzchni często niezbędna jest wstępna obróbka fizykochemiczna polimerów, której celem jest

zmiana właściwości powierzchni na bardziej hydrofilowe, co w konsekwencji umożliwia rozwinięcie się warstwy biofilmu na powierzchni polimeru.

Biodegradacja polimerów syntetycznych prowadzona jest dzięki zdolności mikroorganizmów do wytwarzania specyficznych enzymów zewnątrzkomórkowych, które poprzez hydrolizę, utlenianie lub hydroksylację powodują rozpad głównego łańcucha polimerów na mniejsze fragmenty – oligomery, dimery i monomery. Następnie cząsteczki te transportowane są do wnętrza komórki, gdzie w wyniku reakcji oksydacyjnych następuje dalsze cięcie łańcucha polimerowego i formowanie kwasów tłuszczowych. Kolejnym etapem biodegradacji tworzyw syntetycznych jest metabolizowanie kwasów tłuszczowych, w wyniku czego powstają końcowe produkty rozkładu, którymi w warunkach tlenowych są woda, CO₂ i biomasa. Cały proces biodegradacji jest długotrwały i może trwać nawet kilkaset lat [6, 7, 8, 9].

Enzymy wydzielane przez mikroorganizmy mogą modyfikować powierzchnię tworzywa albo degradować polimery. Do pierwszej grupy można zaliczyć między innymi lipazy, karboksyloesterazy, kutynazy i proteazy należące do grupy hydrolaz. Natomiast do enzymów rzeczywiście degradujących tworzywa zalicza się oksydazy, amidazy, lakkazy, hydrolazy i peroksydazy [34]. Obecność lakkazy, peroksydazy manganowej, esterazy i lipazy została stwierdzona w komórkach czterech szczepów degradujących LDPE, wyizolowanych przez Kahandare i współpracowników [20]. Produkcja esterazy i lipazy, enzymów hydrolizujących kwasy tłuszczowe i glicerol, została stwierdzona również podczas degradacji LDPE przez *Bacillus licheniformis* SARR1 [11]. Obecność lakkaz, enzymów wielomiedziowych należących do grupy oksydoreduktaz wykryto u *Bacillus subtilis* podczas degradacji polipropylenu [30] oraz u *Rhodococcus ruber* rozkładającego polietylen [35].

3.3. BIOFILM

Biodegradacja mikrobiologiczna tworzyw sztucznych wymaga uformowania się na powierzchni polimeru warstwy biofilmu, co pozwala drobnoustrojom na efektywną utylizację nierozpuszczalnego substratu.

Na formowanie się biofilmu mają wpływ zarówno czynniki środowiskowe np. temperatura, jak i zdolność mikroorganizmów do rozwijania mechanizmów zwiększających przyczepność do powierzchni (zmiana ładunku i hydrofobowości powierzchni komórek czy wytworzenie polisacharydów zewnątrzkomórkowych (EPS)). Kolonizacja powierzchni polimeru może wpływać na jej właściwości i tym samym ułatwiać dalszy rozwój biofilmu. Zasiedlenie polimeru przez komórki i ich silne przyleganie do powierzchni dzięki wytwarzaniu odpowiednich polisacharydów

zewnątrzkomórkowych, powoduje zmianę właściwości mechanicznych tworzywa, co jest wynikiem aktywności katalitycznej enzymów zewnątrzkomórkowych wydzielanych przez bakterie. Na dalszym etapie zachodzi rozpad tworzyw sztucznych na mniejsze fragmenty, które mogą być asymilowane przez mikroorganizmy, co wiąże się z przyrostem biomasy. [34, 36, 37].

Znaczenie zdolności do tworzenia warstwy komórek na powierzchni LDPE potwierdzili Gilian i współpracownicy [37]. Wyizolowany przez nich szczep C208 skutecznie skolonizował powierzchnię polietylenu, którego biodegradację zaobserwowano już po 14 dniach od zaszczepienia. Natomiast otrzymane z tego samego konsorcjum co C208 izolaty C332, B334 i E478 nie potrafiły wytworzyć biofilmu na powierzchni LDPE, dlatego też były mniej wydajne w rozkładaniu polietylenu.

Potwierdzono rozwój warstwy biofilmu na powierzchni LDPE po 30 dniach trwania hodowli *Bacillus* sp. AIIW2 [16] oraz po 40 dniach hodowli *Pseudomonas aeruginosa* (PAO1) [21]. Dodatkowo szczep *Bacillus* sp. AIIW2 skolonizował również HDPE i PVC, przy czym biofilm rozwinął się lepiej na polietylenie niż na PVC. Szczep *Streptomyces* sp. wykazał silne przyleganie do powierzchni folii PE, gdzie ilość komórek była ponad 50-krotnie większa niż wolnych komórek w hodowli [38]. W przypadku szczepu *Arthrobacter* sp. zdolność do formowania biofilmu była mniejsza, a ilość komórek na powierzchni LDPE była 1,4 raza większa niż w zawieszynie, co pozwoliło stwierdzić, że oba badane szczepy mają potencjał do degradacji tworzyw sztucznych [38].

Aby zwiększyć zdolność komórek *Rhodococcus ruber* do tworzenia biofilmu, Gilian i współpracownicy [37] zaproponowali zmianę charakteru powłoki PE poprzez dodanie oleju mineralnego i surfaktantów niejonowych, takich jak Tween 60 i Tween 80. Badania te wykazały, że dodając olej mineralny zmniejszono hydrofobowość tworzywa, co w efekcie spowodowało lepszą adhezję komórek do powierzchni polimeru i zwiększyło wydajność biodegradacji o 50%. Surfaktanty niejonowe nie miały wpływu na rozwój biofilmu w przypadku *Rhodococcus ruber* [37], natomiast Tween 80 ułatwiał kolonizację LDPE przez *Lysinibacillus fusiformis* TPB podobnie jak zużyty olej silnikowy [24].

3.4. OBRÓBKA WSTĘPNA TWORZYW SZTUCZNYCH

Tworzywa sztuczne charakteryzują się wysoką trwałością i odpornością na biodegradację, dlatego też, aby ułatwić mikroorganizmom rozkład polimerów często niezbędna jest obróbka wstępna. Celem tych zabiegów jest zmniejszenie średniej długości łańcucha polimerowego lub modyfikacja jego powierzchni. Modyfikacja ta

może polegać na: (1) obniżeniu hydrofobowości polimeru, co ułatwia mikroorganizmom utworzenie biofilmu lub (2) wprowadzeniu na powierzchnię tworzywa grup karbonylowych lub hydroksylowych, które są bardziej podatne na działanie enzymów wydzielanych przez mikroorganizmy. Najczęściej stosowane techniki obróbki wstępnej to promieniowanie UV, promieniowanie gamma, wysoka temperatura i działanie kwasem azotowym.

W literaturze można znaleźć liczne publikacje potwierdzające pozytywny wpływ wymienionych wyżej technik na skuteczność procesu biodegradacji tworzyw sztucznych.

Novotny i współpracownicy [23] stwierdzili, że o ile szczep *Bacillus amyloliquefaciens* był zdolny do kolonizacji LLDPE, to jednak nie zaobserwowano zmian w strukturze tworzywa pod wpływem mikroorganizmów. Dopiero obróbka wstępna z zastosowaniem promieniowania gamma i temperatury pozwoliła badanemu szczepowi na rozkład polimeru, co pozwala podkreślić znaczenie takiego działania [23]. Zwiększenie ilości grup karbonylowych na powierzchni polimerów powstałych w wyniku fotooksydacji, termooksydacji oraz utleniania w wyniku działania kwasu azotowego została udowodniona w wielu pracach, których autorzy podkreślają znaczenie obróbki wstępnej w biodegradacji tworzyw [7, 24, 37, 39, 40].

Wpływ promieniowania UV na powierzchnię LDPE zostały udowodnione przez Montzer i współpracowników. Przeprowadzone badania wykazały pojawienie się na powierzchni polietylenu grup karboksylowych, a wizualizacja powierzchni LDPE z zastosowaniem mikroskopu skaningowego uwidoczniła, zmiany struktury z gładkiej na szorstką, z licznymi pęknięciami i marszczeniami w porównaniu z LDPE nie poddanym działaniu promieniowania UV [39]. Wykazano również, że po inkubacji polietylenu ze szczepem C2O8 ilość reszt karbonylowych w polietylenie zmniejszyła się, co świadczy o ich wykorzystaniu przez mikroorganizmy [37]. W przypadku *Lysinibacillus fusiformis* TPB naświetlanie UV zwiększyło biodegradację LDPE o 44,90% [24]. Potwierdzono również wzrost degradacji o 18% polistyrenu poddanego działaniu promieniowania UV i wprowadzonego do hodowli *Cephalosporium* NCIM 1251 [41].

Powstawanie aktywnych grup na powierzchni tworzyw sztucznych udowodniono również w przypadku polistyrenu poddanego ozonowaniu, co ułatwiło działanie *Penicillium variable* [42], podobnie jak działanie kwasu azotowego ułatwiło rozkład LDPE przez *Microbacterium paraoxydans* [40]. Poddanie natomiast LDPE obróbce termicznej i inkubacja polimeru w obecności *Lysinibacillus fusiformis* TPB zwiększyła degradację o 35,54% [24].

4. OCENA BIODEGRADACJI

Najczęściej stosowanymi technikami oceny postępu procesu biodegradacji tworzyw sztucznych są: pomiar ilości utraconej przez polimer masy, pomiar hydrofobowości powierzchni tworzywa, ocena zmian powierzchni metodami obrazowymi takimi jak SEM oraz określenie zmian chemicznego składu polimeru z wykorzystaniem spektroskopii w podczerwieni z transformacją Fouriera. Często konieczne jest zastosowanie szeregu metod badawczych, aby poprawnie ocenić wpływ działania mikroorganizmów na tworzywa sztuczne.

4.1. UTRATA MASY/STOPIEŃ BIODEGRADACJI

Prostą metodą pomiaru stopnia biodegradacji jest określenie ilości utraconej przez polimer masy, co można zapisać równaniem:

$$\text{utrata masy [\%]} = \left(\frac{W_0 - W}{W_0} \right) \times 100\% \quad (1)$$

gdzie W_0 i W to odpowiednio początkowa i końcowa masa polimeru. Największą utratę masy LDPE zaobserwowano do tej pory w badaniach wykorzystujących szczepy *Bacillus* sp. (P1C) – 42,5% [28], *Serratia* sp. – 40% [13], *Ralstonia* sp. SKM2 – 39,2% [15], *Bacillus licheniformis* SARR1 – 33,32% [11] i *Nocardioopsis alba* – 32,25% [25]. Opisane powyżej badania różniły się czasem prowadzenia eksperymentu, który wynosił od 30 do 180 dni. Biorąc pod uwagę ilość utraconej masy oraz czas trwania eksperymentu, najbardziej obiecujące wyniki uzyskano dla szczepu *Bacillus* sp. (P1C), który zredukował masę LDPE o 42,5% w 40 dni [28]. Dane literaturowe odnoszące się do biodegradacji innych polimerów są znacznie ograniczone. W prawie wszystkich opisanych przypadkach utrata masy polimeru nie przekraczała 6,5% dla eksperymentów trwających od 26 do 365 dni. Wyjątkiem są badania biodegradacji PVC przez *Pseudomonas citronellolis* DSM 50332, w których uzyskano 19% utratę masy tworzywa w ciągu 30 dni [32].

Pomiar zmian masy polimeru pozwala na określenie stałej szybkości degradacji tworzywa z zastosowaniem modelu kinetyki pierwszorzędowej,

$$K = -\frac{1}{t} \left(\ln \frac{W}{W_0} \right) \quad (2)$$

gdzie K jest stałą szybkości usuwania plastiku na jednostkę czasu a t czasem, w którym badano utratę masy polimeru. Dane literaturowe odnośnie wartości stałej K

dla różnych szczepów i tworzyw sztucznych przedstawiają się następująco: w przypadku *Bacillus licheniformis* SARRE1 szybkość usuwania LDPE wyniosła 0,069 [dzień⁻¹] [11], dla *Rhodococcus* sp. stała K wyniosła 0,002 [dzień⁻¹] [29] i dla *Streptomyces* sp szybkość usuwania HDPE wyniosła 0,0122 [dzień⁻¹] [10].

4.2. HYDROFOBOWOŚĆ

Hydrofobowość tworzyw sztucznych ma kluczowe znaczenie dla rozwoju biofilmu. Użytecznym wskaźnikiem hydrofobowości/hydrofilowości danej powierzchni jest pomiar kąta zwilżania. Jest to kąt, jaki tworzy styczna do powierzchni kropli osadzonej na powierzchni ciała stałego, w punkcie styku trzech faz: stałej, ciekłej i gazowej. Kąt zwilżania tworzyw hydrofobowych mieści się w zakresie od 90° do 180°, natomiast materiały hydrofilowe to takie, których kąt zwilżania mieści się w zakresie pomiędzy 0° a 90° [9,27].

Autorzy prac, w których badano zmiany hydrofobowości tworzyw sztucznych, wykazali, że mikroorganizmy degradujące LDPE powodują spadek wielkości kąta zwilżania, a tym samym wzrost hydrofilowości powierzchni. W przypadku szczepów *Bacillus tropicus* (MK318648) [27] i *Acinetobacter* sp. LW-1 [26] wykazano spadek kąta zwilżania odpowiednio z 98,7° do 69,5° (po 40 dniach biodegradacji) i 86,5° do 70,7° (po 90 dniach biodegradacji). Zhang i współpracownicy [26] sugerują, że wzrost właściwości hydrofilowych LDPE jest efektem zwiększania ilości tlenu na powierzchni polimeru wskutek procesów oksydacyjnych prowadzonych przez *Acinetobacter* sp. LW-1. W przypadku polistyrenu, szczepy *Acinetobacter johnsonii* JNU01 i *Pseudomonas lini* JNU01 spowodowały zmianę kąta zwilżania z 84,29° do odpowiednio 66,03° i 49,81°, co wskazuje również na wzrost właściwości hydrofilowych powierzchni [31].

4.3. MIKROSPEKTROSKOPIA W PODCZERWIENI Z TRANSFORMACJĄ FOURIERA

Najczęściej stosowaną techniką pozwalającą na określenie wpływu mikroorganizmów na tworzywa sztuczne jest spektroskopia w podczerwieni z transformacją Fouriera (Fourier-transform infrared spectroscopy FTIR), FTIR pozwala na ocenę zmian chemicznych zachodzących na powierzchni polimeru. Do pomiaru stopnia degradacji polietylenu można wykorzystać indeks karbonylowy (CI) ponieważ jego wartość zależy od ilości zdegradowanych wiązań karboksylowych. Indeks karbonylowy oblicza się wg wzoru:

$$CI = \frac{\text{absorpcja w zakresie } 1650 - 1780 \text{ cm}^{-1}}{\text{absorpcja w zakresie } 1440 - 1485 \text{ cm}^{-1}} \quad (3)$$

gdzie zakres 1650-1780 cm^{-1} odpowiada grupie karboksylowej, a 1440-1485 cm^{-1} odpowiada grupie metylowej [19,21,38].

Dane literaturowe potwierdzają spadek indeksu karbonylowego polietylenu poddanego działaniu następujących szczepów: *Pseudomonas aeruginosa* PAO1 [21], *Pseudomonas syringae* [21], *Bacillus siamensis* [22] i *Sphingobacterium moltivorum* IRN11 [39] o odpowiednio 80%, 78%, 61% i 51%, co wskazuje na postęp degradacji PE i zdolność tych szczepów do wytwarzania oksydoreduktaz.

4.4. BADANIE POWIERZCHNI POLIMERU

Zaobserwowanie fizycznych zmian na powierzchni tworzywa sztucznego jest możliwe dzięki wizualnej obserwacji powierzchni tworzywa, którą prowadzi się najczęściej z wykorzystaniem skaningowego mikroskopu elektronowego. W wyniku działalności mikroorganizmów rozkładających polimery na powierzchni tworzyw powstają różnego rodzaju zmiany, opisywane jako pęknięcia, marszczenia, dziury i pory. Pojawienie się deformacji na powierzchni polimeru dowodzi, że badane mikroorganizmy były zdolne do adhezji komórek i kolonizowania tworzywa. Zastosowanie mikroskopii skaningowej pozwala również na ocenę biofilmu, który rozwinął się na powierzchni polimeru [10, 20, 22, 29].

WNIOSKI

- Opisane w literaturze badania potwierdzają zdolność wybranych szczepów do wykorzystywania tworzyw sztucznych jako źródła węgla i energii.
- Efektywność biodegradacji polimerów zależy od ich budowy, aparatu enzymatycznego stosowanych mikroorganizmów oraz ich zdolności do formowania warstwy biofilmu na powierzchni degradowanego polimeru.
- Obróbka wstępna tworzyw sztucznych jest często niezbędna, aby mikroorganizmy mogły degradować polimery.
- Biodegradacja tworzyw sztucznych jest procesem długotrwałym i trudnym do zbadania, dlatego konieczne jest zastosowanie różnych technik umożliwiających ocenę tego zjawiska.

OZNACZENIA – SYMBOLS

<i>AFM</i>	– mikroskopia sił atomowych. atomic force microscopy
<i>CI</i>	– indeks karbonylowy carbonyl index
<i>BOD</i>	– biologiczne zapotrzebowanie na tlen biological oxygen demand
<i>FTIR</i>	– spektroskopia w podczerwieni z transformacją Fouriera Fourier-transform infrared spectroscopy
<i>K</i>	– stała szybkości usuwania polimeru, [dzień ⁻¹], plastic removal rate constant [dzień ⁻¹],
NAFTA	– Północnoamerykański Układ o Wolnym Handlu pomiędzy USA, Kanadą i Meksykiem North American Free Trade Agreement between the USA, Canada and Mexico
SEM	– skaningowy mikroskop elektronowy scanning electron microscopy
<i>t</i>	– czas [dni] time [days]
<i>W</i>	– masa końcowa polimeru [g] residual weight of the polymer [g]
<i>W₀</i>	– masa początkowa polimeru [g] initial weight of the polymer [g]
<i>WNP</i>	– Wspólnota Niepodległych Państw Commonwealth of Independent States
<i>XRD</i>	– dyfrakcja rentgenowska X-ray diffraction

PIŚMIENNICTWO CYTOWANE – REFERENCES

- [1] Stowarzyszenie producentów Tworzyw Sztucznych, Tworzywa – Fakty 2021 - Analiza produkcji, zapotrzebowania oraz odzysku tworzyw sztucznych w Europie. <https://plasticseurope.org/pl/>.

- [2] I.E. Napper, R.C. Thompson, Environmental Deterioration of Biodegradable, Oxo-biodegradable, Compostable, and Conventional Plastic Carrier Bags in the Sea, Soil, and Open-Air Over 3 years, *Environ. Sci. Technol.* 53 (2019), 4775–4783. DOI: 10.1021/acs.est.8b06984.
- [3] J.S. Jadaun, S. Bansal, A. Sonthalia, A.K. Rai, S.P. Singh, Biodegradation of plastics for sustainable environment, *Bioresource Technology.* 347 (2022), 126697. DOI: 10.1016/j.biortech.2022.126697.
- [4] N. Mohanan, Z. Montazer, P.K. Sharma, D.B. Levin, Microbial and Enzymatic Degradation of Synthetic Plastics, *Front. Microbiol.* 11 (2020), 580709, 1-22. DOI: 10.3389/fmicb.2020.580709.
- [5] Y. Baldera-Moreno, V. Pino, A. Farres, A. Banerjee, F. Gordillo, R. Andler, Biotechnological Aspects and Mathematical Modeling of the Biodegradation of Plastics under Controlled Conditions, *Polymers.* 14 (2022), 375. DOI: 10.3390/polym14030375.
- [6] S.S. Ali, T. Elsamahy, R. Al-Tohamy, D. Zhu, Y.A. Mahmoud, E. Koutra, M.A. Metwally, M. Kornaros, J. Sun, Plastic wastes biodegradation: Mechanisms, challenges, and future prospects, *Sci Total Environ.* 780 (2021), 146590. DOI: 10.1016/j.scitotenv.2021.146590.
- [7] J. Arutchelvi, M. Sudhakar, A. Arkatkar, M. Doble, S. Bhaduri, P. Uppara, Biodegradation of polyethylene and polypropylene, *Indian Journal of Biotechnology.* 7 (2008), 9-22.
- [8] Z. Li, R. Wei, M. Gao, Y. Ren, B. Yu, K. Nie, H. Xu, L. Liu, Biodegradation of low-density polyethylene by *Microbulbifer hydrolyticus* IRE-31, *Journal of Environmental Management,* 263 (2020) 110402, DOI: 10.1016/j.jenvman.2020.110402.
- [9] S.K. Sen, S. Raut, Microbial degradation of low density polyethylene (LDPE): A review, *Journal of Environmental Chemical Engineering.* 3 (2015), 1: 462-473. DOI: 10.1016/j.jece.2015.01.003.
- [10] A. Farzi, A. Dehnad, N. Shirzad, F. Norouzifard, Biodegradation of high density polyethylene using *Streptomyces* species, *Journal of Coastal Life Medicine.* 5 (2017) 11: 474-479. DOI: 10.12980/jclm.5.2017J7-94.
- [11] R. Rani, J. Rathee, P. Kumari, N.P. Singh, A.R. Santal, Biodegradation and detoxification of low-density polyethylene by an indigenous strain *Bacillus licheniformis*, *J Appl Biol Biotech.* 10(01) (2022), 9–21. DOI: 10.7324/JABB.2021.100102.
- [12] T. Matjašič, T. Simčič, N. Medvešček, O. Bajt, T. Dreo, N. Mori, Critical evaluation of biodegradation studies on synthetic plastics through a systematic literature review, *Science of The Total Environment,* 752 (2021), 141959. DOI: 10.1016/j.scitotenv.2020.141959.

- [13] H. Nadeem, K.B Alia, F. Muneer, I. Rasul, M.H. Siddique, F. Azeem, M. Zubair, Isolation and identification of low-density polyethylene degrading novel bacterial strains, *Arch Microbiol.* 203 (2021), 5417–5423. DOI: 10.1007/s00203-021-02521-1.
- [14] B. Nowak, J. Pająk, M. Drozd-Bratkowicz, G. Rymarz, Microorganisms participating in the biodegradation of modified polyethylene films in different soils under laboratory conditions, *International Biodeterioration & Biodegradation*, 65 (2011), 6: 757-767. DOI:10.1016/j.ibiod.2011.04.007.
- [15] S.P. Biki, S. Mahmud, S. Akhter, J. Rahman, J.J. Rix, A. Al Bachchu, M. Ahmed, Polyethylene degradation by *Ralstonia* sp. strain SKM2 and *Bacillus* sp. strain SM1 isolated from landfill soil site, *Environmental Technology & Innovation*, Volume 22 (2021) 101495, DOI: 10.1016/j.eti.2021.101495.
- [16] A. Kumari, D.R. Chaudhary, B. Jha, Destabilization of polyethylene and polyvinylchloride structure by marine bacterial strain. *Environ Sci Pollut Res.* 26 (2019), 1507–1516. DOI: 10.1007/s11356-018-3465-1.
- [17] P.P. Vimala, L. Mathew, Biodegradation of Polyethylene using *Bacillus subtilis*, *Procedia Technology* 24 (2016) 232 – 239. DOI: 10.1016/j.protcy.2016.05.031.
- [18] A. Nourollahi, S. Sedighi-Khavidak, M. Mokhtari, G. Eslami, M. Shiranian, Isolation and identification of low-density polyethylene (LDPE)biodegrading bacteria from waste landfill in Yazd, *International Journal of Environmental Studies*,76 (2019), 2: 236-250. DOI 10.1080/00207233.2018.1551986.
- [19] J.M. Jeon, S.J. Park, T.R. Choi, J.H.Park, Y.H. Yang, J.J. Yoon, Biodegradation of polyethylene and polypropylene by *Lysinibacillus* species JJY0216 isolated from soil grove, *Polymer Degradation, and Stability.* 191 (2021), 109662. DOI: 10.1016/j.polymdegradstab.2021.109662.
- [20] S.D. Khandare, D.R Chaudhary, B. Jha, Marine bacterial biodegradation of low-density polyethylene (LDPE) plastic. *Biodegradation.* 32 (2021), 127–143. DOI: 10.1007/s10532-021-09927-0.
- [21] B.M. Kyaw, R. Champakalakshmi, M.K. Sakharkar, C.S. Lim, K.R. Sakharkar, Biodegradation of Low Density Polythene (LDPE) by *Pseudomonas* Species, *Indian J Microbiol.* 52 (2012), 411–419. DOI: 10.1007/s12088-012-0250-6.
- [22] L. Maroof1, I. Khan, H.S. Yoo, S. Kim, H.T. Park, B. Ahmad, S. Azam, Identification and characterization of low density polyethylene-degrading bacteria isolated from soils of waste disposal sites, *Environ. Eng. Res.* 26 (2021), 3: 200167, DOI:10.4491/eer.2020.167.

- [23] Č. Novotný, K. Malachová, G. Adamus, M. Kwiecień, N. Lotti, M. Soccio, V. Verney, F. Fava, Deterioration of irradiation/high-temperature pretreated, linear low-density polyethylene (LLDPE) by *Bacillus amyloliquefaciens*, *International Biodeterioration & Biodegradation*. 132 (2018), 259-267. DOI:10.1016/j.ibiod.2018.04.014.
- [24] A. Kalia, M. S. Dhanya, Effect of Used Engine Oil and UV-Thermal Pretreatments on Biodegradation of Low-Density Polyethylene by *Lysinibacillus fusiformis* TPB, *Journal of Scientific & Industrial Research*. 81 (2022), 606-612.
- [25] P. Priyadarshini, S. Rafiq, S.K. Jasmine Shahina, K. Vijaya Ramesh, Biodegradation of Low Density Polyethylene(LDPE) by *Nocardioopsis alba* from municipal landfill in Chennai, *International Journal of Advanced Scientific Research and Management*. 3 (2018) 8.
- [26] H. Zhang, Y. Lu, H. Wu, Q. Liu, W. Sun, Effect of an *Acinetobacter pittobacter* on low-density polyethylene. *Environ Sci Pollut Res*. (2022). DOI: 10.1007/s11356-022-22658-w
- [27] S. Samanta, D. Datta, G. Halder, Biodegradation efficacy of soil inherent novel sp. *Bacillus tropicus* (MK318648) onto low density polyethylene matrix. *J Polym Res*. 27 (2020), 324. DOI: 10.1007/s10965-020-02296-x.
- [28] G. Singh, A. K. Singh, K. Bhatt, Biodegradation of polythenes by bacteria isolated from soil, *Int. J. Res. Dev. Pharm. L. Sci*. 5 (2016), 2: 2056-2062.
- [29] H.S. Auta, C.U. Emenike, B. Jayanthi, S.H. Fauziah, Growth kinetics and biodeterioration of polypropylene microplastics by *Bacillus* sp. and *Rhodococcus* sp. isolated from mangrove sediment, *Marine Pollution Bulletin*. 127 (2018), 15-21. DOI: 10.1016/j.marpolbul.2017.11.036.
- [30] A. Arkatkar, A.A. Juwarkar, S. Bhaduri, P.V. Uppara, M. Doble, Growth of *Pseudomonas* and *Bacillus* biofilms on pretreated polypropylene surface, *International Biodeterioration & Biodegradation*. 64, (2010) 6: 530-536. DOI: 10.1016/j.ibiod.2010.06.002.
- [31] H.W. Kim, J.H. Jo, Y.B. Kim, T.K. Le, C.W. Cho, C.H. Yun, W.S. Chi, S.J. Yeom, Biodegradation of polystyrene by bacteria from the soil in common environments, *Journal of Hazardous Materials*. 416 (2021), 126239. DOI:10.1016/j.jhazmat.2021.126239.
- [32] L. Giacomucci, N. Raddadi, M. Soccio, N. Lotti, F. Fava, Polyvinyl chloride biodegradation by *Pseudomonas citronellolis* and *Bacillus flexus*, *New Biotechnology*. 52(2019), 35-41. DOI: 10.1016/j.nbt.2019.04.005.
- [33] A. Kumari, N. Bano, S.K. Bag, D.R Chaudhary, B. Jha, Transcriptome-Guided Insights Into Plastic Degradation by the Marine Bacterium. *Front. Microbiol*. 12 (2021) 751571. DOI: 10.3389/fmicb.2021.751571.

- [34] A. Debroy, N. George, G. Mukherjee, Role of biofilms in the degradation of microplastics in aquatic environments, *J Chem Technol Biotechnol.* 97 (2022), 3271-3282. DOI: 10.1002/jctb.6978.
- [35] M. Santo, R. Weitsman, A. Sivan, The role of the copper-binding enzyme – laccase – in the biodegradation of polyethylene by the actinomycete *Rhodococcus ruber*, *International Biodeterioration & Biodegradation.* 84 (2013), 204-210. DOI: 10.1016/j.ibiod.2012.03.001.
- [36] S. Ghosh, A. Qureshi, H. Purohit, Microbial degradation of plastics: Biofilms and degradation pathways. In: *Contaminants in Agriculture and Environment: Health Risks and Remediation, Agro Environ Media*, 2019, Edition: 1, Chapter: 14, pp.184-199. DOI:10.26832/AESA-2019-CAE-0153-014.
- [37] I.Gilan (Orr),, Hadar, Y. & Sivan, A. Colonization, biofilm formation and biodegradation of polyethylene by a strain of *Rhodococcus ruber*. *Appl Microbiol Biotechnol* 65 (2004), 97–104. DOI: 10.1007/s00253-004-1584-8.
- [38] Y.N. Han, M. Wei, F. Han, C. Fang, D. Wang, Y.J. Zhong, C.L. Guo, X.Y. Shi, Z.K. Xie, F.M. Li, Greater Biofilm Formation and Increased Biodegradation of Polyethylene Film by a Microbial Consortium of *Arthrobacter* sp. and *Streptomyces* sp., *Microorganisms.* 8 (2020) 1979. DOI:10.3390/microorganisms8121979.
- [39] Z. Montazer, M.B. Habibi-Najafi, M. Mohebbi, Abdulasool Oromiehei, Microbial Degradation of UV-Pretreated Low-Density Polyethylene Films by Novel Polyethylene-Degrading Bacteria Isolated from Plastic-Dump Soil, *J Polym Environ*, 26 (2018), 3613–3625. DOI: 10.1007/s10924-018-1245-0.
- [40] H. Rajandas, S. Parimannan, K. Sathasivam, M. Ravichandran, L.S. Yin, A novel FTIR-ATR spectroscopy based technique for the estimation of low-density polyethylene biodegradation, *Polymer Testing.* 31(2012), 8: 1094-1099. DOI:10.1016/j.polymertesting.2012.07.015.
- [41] A.K. Chaudhary, K. Chaitanya, R.P. Vijayakumar, Synergistic effect of UV and chemical treatment on biological degradation of Polystyrene by *Cephalosporium* strain NCIM 1251, *Arch Microbiol* 203 (2021), 2183–2191. DOI:10.1007/s00203-021-02228-3.
- [42] L. Tian, B. Kolvenbach, N. Corvini, S. Wang, N. Tavanaie, L. Wang, Y. Ma, S. Scheu, P. F.X. Corvini, R. Ji, Mineralisation of ¹⁴C-labelled polystyrene plastics by *Penicillium variable* after ozonation pre-treatment, *New Biotechnology.* 38, part B (2017), 101-105. DOI: 10.1016/j.nbt.2016.07.008.

ELŻBIETA SZCZYRBA, AGNIESZKA GĄSZCZAK, ANNA SZCZOTKA,
TETYANA POKYNBRODA

MICROBIOLOGICAL DEGRADATION OF PLASTICS

Plastics are long chain synthetic polymers produced based on fossil fuels such as oil and natural gas. Due to their properties, like lightness, durability, strength, flexibility, and low production costs, they have become indispensable in everyday life. Every year, the amount of polymers produced increases, in 2020 only in Europe 49.1 million tonnes of polymers were produced. With the increasing production of plastics and their widespread use, a global problem with the accumulation of waste in the natural environment has arisen. In Europe, synthetic waste is mostly incinerated (42.6%) and recycled (34.6%). In the natural environment, plastics can be degraded both by abiotic processes and by biodegradation (Fig.5.). The susceptibility to degradation of polymers depends on their physicochemical properties, the length of the polymer chain, and their composition. Long-chain polymers containing only carbon, such as polyethylene and polypropylene, are more resistant to degradation, while in the case of polyurethane and polyethylene terephthalate, the presence of heteroatoms in the chain, e.g. oxygen, causes greater susceptibility to biodegradation. The appearance of polymer waste in the natural environment caused many microorganisms to develop the ability to use plastics as a source of carbon and energy. The evolution of the metabolic systems of cells, which allows obtaining nutrients from polymers, somehow adapts microbes to live in the era of synthetic materials. Microorganisms equipped with the ability to degrade plastic have been characterized in many scientific studies (Tab. 2).

The biodegradation of plastics is a complex process that depends on several factors: substrate availability, surface characteristics, morphology, and molecular weight. The first stage of biodegradation is the deposition of microorganisms on the surface of the polymer, which is largely influenced by the hydrophobicity / hydrophilicity of the material. Microorganisms then produce specific extracellular enzymes that break down the main polymer chain into smaller fragments - dimers

and monomers. Then the polymer molecules are transported inside the cell and the final products of polymer decomposition are water, CO₂, and biomass.

Plastics are characterized by high durability and resistance to biodegradation, therefore pre-aging or pre-treatment of synthetic materials is often necessary. The purpose of these treatments is to modify the surface, which increases susceptibility to the action of enzymes secreted by microorganisms. The most commonly used pre-treatment techniques are UV, gamma, high temperature, and nitric acid treatment. These techniques either reduce hydrophobicity or introduce more biodegradable groups on the surface of the polymer.

Describing the process of biodegradation of plastics is a technical challenge because it is a long-term process and difficult to study. The most commonly used methods of assessing the biodegradation of a polymer are the examination of the amount of mass lost by polymers, the examination of hydrophobicity and surface changes by imaging techniques such as SEM, and the chemical composition of polymers using Fourier transform infrared spectroscopy.

Keywords: plastics, biodegradation, microorganisms

Received: 30.12.2022

Accepted: 10.02.2023