

# Ocena toksyczności dipolioksyetylenoalkiloamin i pośrednich produktów biodegradacji tych substancji

*Elżbieta Grabińska-Sota*

*Marta Janosz-Rajczyk*

*Małgorzata Bienia*

Instytut Inżynierii Wody i Ścieków

Politechnika Śląska

Gliwice

## 1. Wprowadzenie

Substancje powierzchniowo czynne (SPC) z uwagi na swoją wielofunkcyjność mają szerokie zastosowanie w różnych technologiach przemysłowych, w działalności bytowo-gospodarczej człowieka oraz w medycynie (1,2). SPC po wykorzystaniu mogą, w formie niezmienionej przedostawać się do środowiska wodnego, powodując w nim trudne do przewidzenia szkody. SPC po przekroczeniu progu toksyczności mogą przyczynić się do zahamowania procesu samooczyszczania, opóźnienia, a nawet zaniku procesów życiowych roślin i zwierząt wodnych (3,4). SPC mogą wpływać również niekorzystnie na zdrowie ludzi. Ostatnie doniesienia literaturowe sugerują, że w przypadku wprowadzenia do naturalnego środowiska SPC zawierających azot w cząsteczce, istnieje potencjalna możliwość, powstawania podczas biodegradacji niebezpiecznych dla człowieka nitrozoamin w przypadku obecności w wodzie azotanów (5).

Ważne jest zatem, aby nowo zsyntetyzowana substancja powierzchniowo czynna była poddana szczegółowym badaniom biologicznego rozkładu, a także testom toksyczności. Uważa się, że badania toksyczności należy przeprowadzać dla SPC jak i półproduktów, powstałych w procesie ich biodegradacji. Są one ważne także i z tego względu, aby móc zabezpieczyć zdegradowane naturalne środowisko przed dopływem nowych toksycznych substancji. Szczególnie ważne jest to, wtedy gdy można jedne SPC zastąpić innymi nieszkodliwymi SPC o tych samych właściwościach użytkowych.

Podjęto zatem badania biodegradacji i toksyczności wybranych dipolioksyetylenoalkiloamin oraz pośrednich produktów ich biologicznego rozkładu. Badania przeprowadzono dla preparatów o nazwach handlowych: Roka-

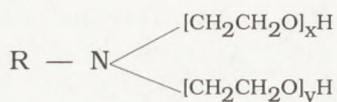
min K<sub>2</sub>, Rokamin K<sub>5</sub>, Rokamin K<sub>11</sub>. Są one wykorzystywane przy produkcji nawozów sztucznych oraz pestycydów (jako dodatek zapobiegający zbrylaniu) (6). Istnieje prawdopodobieństwo pozostawania SPC w środowisku i oddziaływania zarówno na rośliny jak i glony. Testy toksyczności przeprowadzono przy użyciu nasion gorczycy i glonów. Zasadność prowadzenia badań tego typu podkreślał również Shwisher (7), który stwierdził, że w stosunkowo niewielkim stopniu rozpoznany jest problem toksyczności pośrednich produktów rozkładu anionowych i niejonowych, a zupełnie nieznanymi dla kationowych SPC.

## 2. Część doświadczalna

### Metodyka badań

#### Badane substraty i warunki hodowli mikroorganizmów

W badaniach używano, tak jak wspomniano, trzech dipolioksyetylenoalkiloamin o nazwach handlowych Rokamin K<sub>2</sub>, Rokamin K<sub>5</sub>, Rokamin K<sub>11</sub>. Według danych producenta, Zakład Detergentów Instytutu Ciężkiej Syntezy Organicznej „BLACHOWNIA” z Kędzierzyna-Koźła, substancje zostały zsyntetyzowane na bazie kwasów kokosowych, różniły się między sobą tylko ilością spolimeryzowanych grup tlenu etylenu podstawionych przy azocie. Wzór chemiczny SPC przedstawia się następująco:



gdzie:  $x+y=2$  dla Rokaminu K<sub>2</sub>,  $x+y=5$  dla Rokaminu K<sub>5</sub>,  $x+y=11$  dla Rokaminu K<sub>11</sub>, R — łańcuch węglowodorowy posiadający w 95% 12 węgli. Preparaty zawierały 60% substancji aktywnej (s.a.).

#### Aparatura do badań biodegradacji

Aparaturę stanowiły 3 zbiorniki wykonane ze szkła, każdy o pojemności 50 dm<sup>3</sup>, o ścianach osłoniętych folią aluminiową i przykrytych od góry. Każdy zbiornik był zaopatrzony w dwie pompki przeponowe do napowietrzania i utrzymywania mikroorganizmów w stanie zawieszenia, sondę tlenową, elektrodę do pomiaru pH, termometr rtęciowy.

### Pochodzenie drobnoustrojów

Hodowlę zapoczątkowano z próby drobnoustrojów osadu czynnego, pobranej z doświadczalnej komory napowietrzania. Mikroorganizmy osadu czynnego były uprzednio adaptowane do utleniania preparatu Rokamin K<sub>11</sub> w stężeniu 20 mg s.a./dm<sup>3</sup>.

### Hodowla mikroorganizmów

Po napełnieniu zbiornika 50 dm<sup>3</sup> odstaną wodą wodociagową, wprowadzano zawiesinę mikroorganizmów osadu czynnego w ilości 5,0 mg/dm<sup>3</sup>, badany preparat (10 mg SPC/dm<sup>3</sup>), włączano urządzenia napowietrzające i rozpoczęto obserwację procesu.

Proces biochemicznego utleniania preparatów oceniano w oparciu o codzienne badania chemicznego zapotrzebowania tlenu (ChZT) prób niesączo-nych metodą skróconą według PN (8), rozpuszczonego węgla organicznego (RWO) za pomocą aparatu firmy Beckman Industrial Model 915 B Tocamaster, stężenia substancji powierzchniowo czynnej prób niesączonych metodą kolorymetryczną z błękitem disulfinowym (9) oraz pomiary stężenia tlenu za pomocą sondy tlenowej (8) i pH potencjometrycznie. Dwukrotnie, na początku i na końcu procesu biodegradacji, wykonywano dla prób widmo IR, <sup>1</sup>H NMR oraz <sup>13</sup>C NMR. Analizę przeprowadzono według metodyki podanej w pracy (15). Interpretację widm prowadzono zgodnie z literaturą (10 – 13).

### Pochodzenie kultur do badania toksyczności

W badaniach stosowano glon gałęzatką (*Gladophora glomerata*), pobrany ze zbiornika zaporowego w Rybniku, a ziarna gorczycy (*Synapis alba*) z płacówki nasiennej.

### Oznaczanie toksyczności na glonach i ziarnach gorczycy

Testy toksyczności prowadzono wg Sládečkowej i wsp. (14). Badania prowadzono dla roztworów w stężeniach: 5, 10, 15, 20, 30, 40, 50, 100 mg SPC/dm<sup>3</sup>, a także dla prób uzyskiwanych po procesie biodegradacji w temperaturze 20°C.

Testy na glonach prowadzono w cylindrach 100 cm<sup>3</sup>. Obserwowano wynoszenie plechy glonów przez tlen wydzielający się w procesie fotosyntezy po 1, 2, 4, 8, 24, 48 godzin inkubacji. Wyniki odnoszono do próby kontrolnej, która nie zawierała SPC. Badania wykonano w 3 powtórzeniach.

Płytki z ziarnami (30 sztuk) inkubowano w termostacie. Obserwacje prowadzono po 72 i 96 godzin. Notowano długość korzenia i hypokotyłu. Wyniki odnoszono do próby kontrolnej.

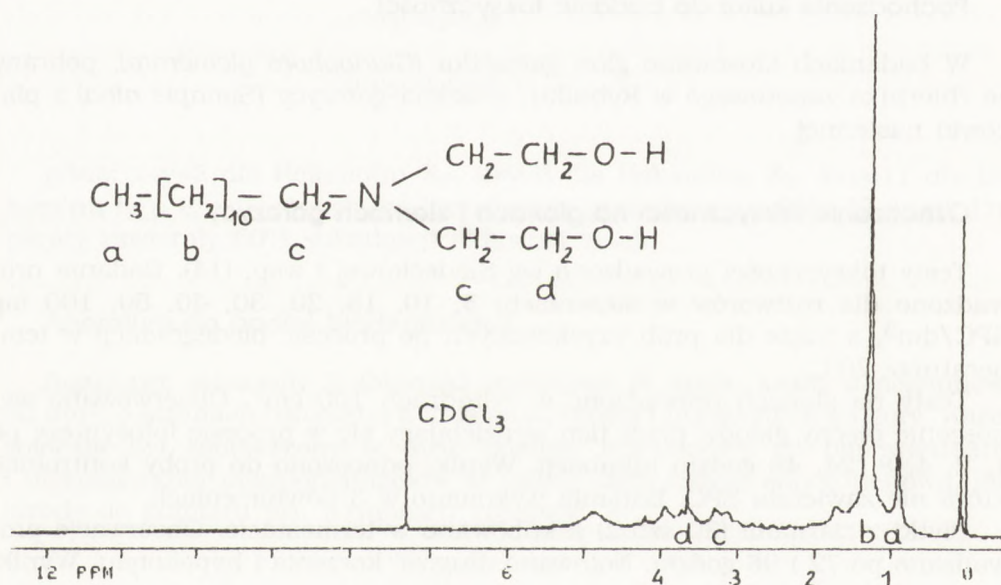
### 3. Wyniki badań i dyskusja

#### Biodegradacja preparatów Rokamin K<sub>2</sub>, Rokamin K<sub>5</sub>, Rokamin K<sub>11</sub>, przy udziale mikroorganizmów uprzednio adaptowanych do rozkładu preparatu Rokamin K<sub>11</sub>

Stwierdzono, że po 14-dniowej inkubacji całkowicie zanikła trwała piana z powierzchni roztworu, a stężenie SPC obniżyło się do wartości śladowych. Stwierdzono, że zaszła biodegradacja pierwotna związana z utratą właściwości powierzchniowo czynnych cząstek SPC. Zaobserwowano dla Rokaminu K<sub>2</sub> 72% spadek ChZT i 84% RWO, dla Rokaminu K<sub>5</sub> 75% usunięcie ChZT i RWO 90%, natomiast dla Rokaminu K<sub>11</sub> 75% dla ChZT i 81% RWO (15).

Wykonywana na początku i końcu procesu hodowlanego analiza widmowa IR wskazywała, że stosunek  $\Delta A_1/\Delta A_2$  w procesie biodegradacji nie zmienił się. Oznaczało to, że wśród zagęszczonych składników roztworu po biodegradacji były obecne łańcuchy alkilowe, dla których stosunek ilościowy grup metylowych do metylenowych był taki sam jak w łańcuchu alkilowym przed procesem biochemicznego utleniania.

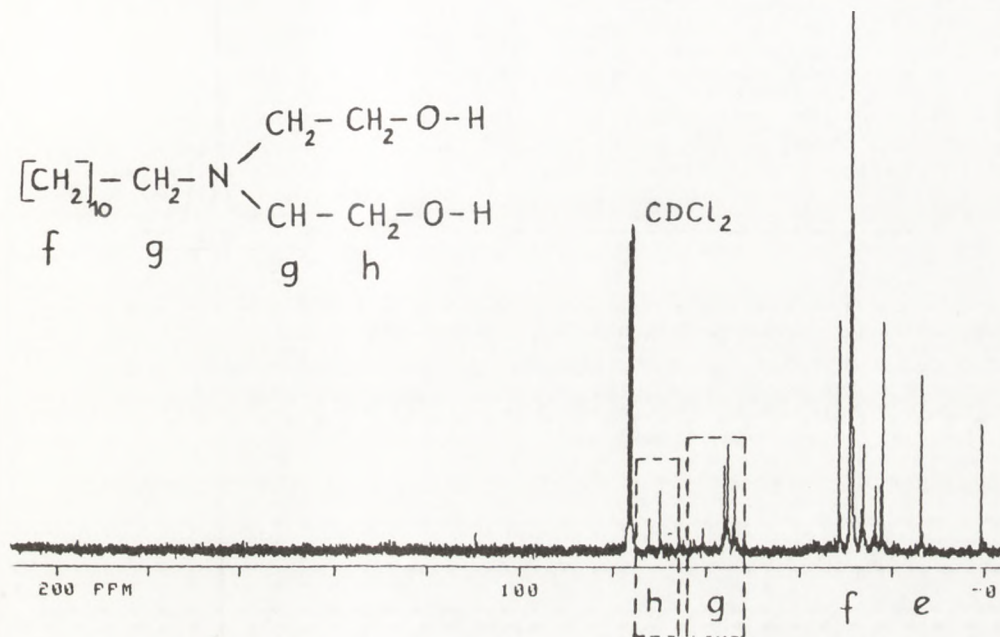
Przeprowadzona analiza widmowa <sup>1</sup>H NMR dla trzech roztworów przed procesem inkubacyjnym pozwoliła wyróżnić sygnały pochodzące od protonów grupy metylowej oraz należące do protonów grup metylenowych związanych z łańcuchem alkilowym. Uwidoczniły się też szerokie sygnały pochodzące od protonów grup metylenowych związanych z azotem oraz sygnały pochodzące od protonów związanych z tlenem (rys. 1). Ponieważ widma dla trzech bada-



Rys. 1. Widmo <sup>1</sup>H NMR dla Rokaminu K<sub>2</sub> przed biodegradacją.

nych roztworów są do siebie podobne w pracy przedstawiono tylko widmo dla Rokaminu K<sub>2</sub>.

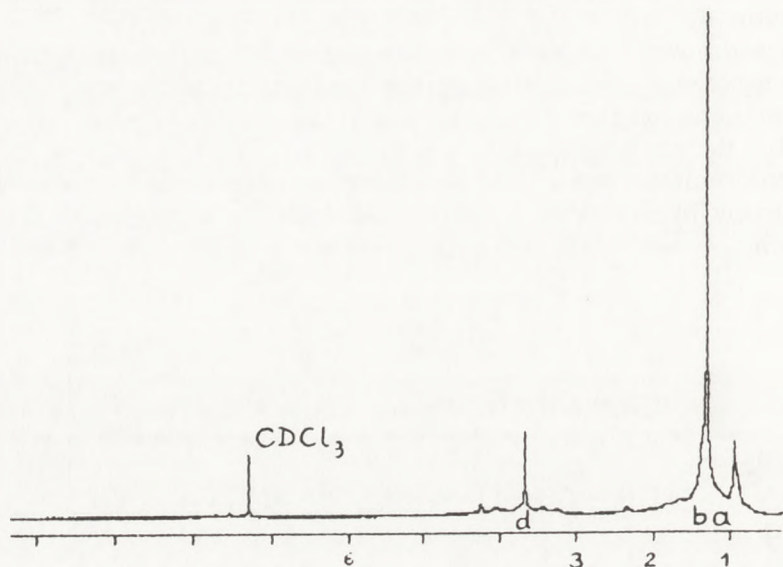
Analiza widmowa <sup>13</sup>C NMR wykonana także dla trzech roztworów przed inkubacją wykazała obecność sygnałów pochodzących od węgli grup -CH<sub>3</sub> i -CH<sub>2</sub>- łańcucha węglowodorowego jak i impulsu pochodzącego od węgli związanych z tlenem oraz sygnału węgli związanych z azotem (rys. 2). Analizy widmowe informowały więc, że w roztworze był obecny azot oraz przyłączone do niego grupy hydrofobowe i hydrofilowe czyli, że w roztworze znajdowały się SPC (15).



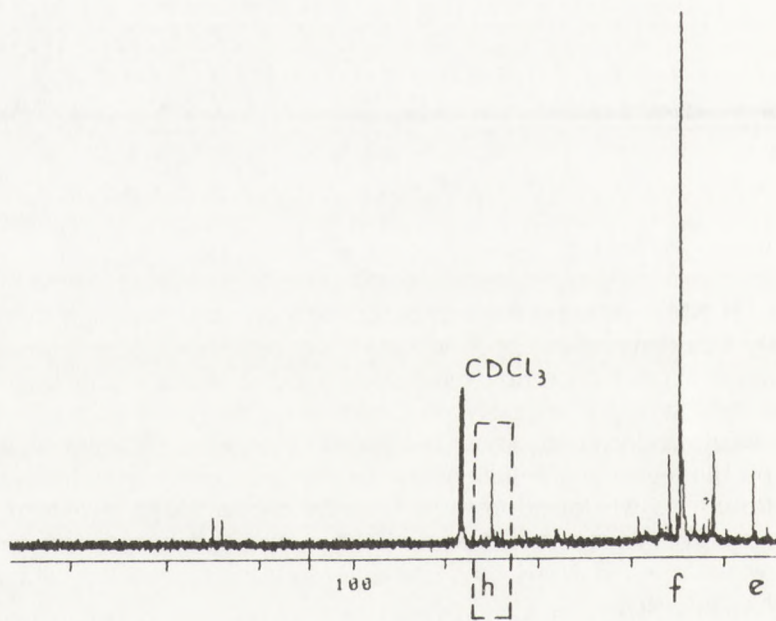
Rys. 2. Widmo <sup>13</sup>C NMR dla Rokaminu K<sub>2</sub> przed biodegradacją.

Widma <sup>1</sup>H NMR składników wszystkich trzech roztworów po biodegradacji wskazywały brak sygnałów pochodzących od protonów przy azocie. Obecny był natomiast sygnał protonów pochodzący od łańcucha polieterowego. Widoczne też były wyraźne sygnały protonów grup metyloowych i metylenowych łańcucha węglowodorowego (rys. 3). Również widma <sup>13</sup>C NMR składników roztworu po biodegradacji wskazywały na obecność grup metylenowych i metyloowych łańcucha węglowodorowego oraz łańcucha wieloeterowego. Nie znaleziono sygnałów związanych z azotem (rys. 4). Brak impulsów związanych z azotem w widmie <sup>1</sup>H NMR i <sup>13</sup>C NMR świadczył o nieobecności tego pierwiastka w cząsteczce.

Oznaczało to, że SPC uległy rozkładowi, który był związany z utratą właściwości powierzchniowo czynnych przez cząsteczki. W roztworze pozostawały niezdegradowane łańcuchy wieloeterowe i hydrofobowe (15).



Rys. 3. Widmo  $^1\text{H}$  NMR dla Rokaminu  $\text{K}_2$  po biodegradacji.



Rys. 4. Widmo  $^{13}\text{C}$  NMR dla Rokaminu  $\text{K}_2$  po biodegradacji.

### Ocena toksyczności badanych preparatów oraz pośrednich produktów ich rozkładu prowadzona na glonach

Stwierdzono, że w próbie kontrolnej fotosynteza zachodziła intensywnie już w ciągu pierwszych godzin inkubacji. Wydzielające się pęcherzyki tlenu spowodowały, po 4 godzinach oderwanie się plechy glonów od dna, a po ośmiu — wyniesienie jej na powierzchnię. Stwierdzono, że po 24, 48 i 72 godzinach proces fotosyntezy zachodził nadal z dużą intensywnością (tab. 1). Świadczyło to o dobrej kondycji glonów.

TABELA 1

WPLYW PREPARATU ROKAMIN  $K_2$  NA PROCES FOTOSYNTETYZACJI GLONÓW *CLADOPHORA GLOMERATA* PODCZAS 72 GODZ INKUBACJI, PRZY RÓŻNYM STĘŻENIU POCZĄTKOWYM SPC

Stężenie SPC (mg/dm <sup>3</sup> )	1	2	4	8	24	48	72
0*	+++**	+++	+++	+++	+++	+++	+++
5	+++**	+++	+++	+++	+++	+++	+++
10	+++**	+++	+++	+++	+++	+++	+++
15	+++**	+++	+++	+++	+++	+++	+++
20	++***	+	+	+++	+++	+++	+++
30	++***	+	+	+	+	+	+
40	+****	+	+	+	+	+	+
50	+****	+	+	+	+	+	+
100	+****	+	+	+	+	+	+

O\* — próba kontrolna,

+++\*\* — intensywne wydzielanie tlenu,

++\*\*\* — zmniejszenie intensywności wydzielania tlenu,

+\*\*\*\* — zahamowanie procesu fotosyntezy.

Stwierdzono, że w próbach zawierających preparaty Rokamin  $K_2$ , Rokamin  $K_5$ , Rokamin  $K_{11}$  w stężeniach od 5 do 30 mg SPC/dm<sup>3</sup> proces fotosyntezy zachodził z podobną intensywnością jak w kontroli. W próbach zawierających preparaty w stężeniach 40, 50 mg SPC/dm<sup>3</sup> obserwowano zahamowanie fotosyntezy, które objawiało się sporadycznym wydzielaniem pęcherzyków tlenu, po 72 godzinach zaobserwowano zmianę koloru plechy. Przy stężeniu 100 mg SPC/dm<sup>3</sup> proces fotosyntezy został zahamowany (tab. 1 – 3).

TABELA 2

WPLYW PREPARATU ROKAMIN K<sub>5</sub> NA PROCES FOTOSYNTETYZYLONÓW *CLADOPHORA GLOMERATA*  
PODCZAS 72 GODZ INKUBACJI PRZY RÓŻNYM STĘŻENIU POCZĄTKOWYM SPC

Czas inkubacji [h]							
Stężenie SPC (mg/dm <sup>3</sup> )	1	2	4	8	24	48	72
0*	+++****	+++	+++	+++	+++	+++	+++
5	+++****	+++	+++	+++	+++	+++	+++
10	+++****	+++	+++	+++	+++	+++	+++
15	+++****	+++	+++	+++	+++	+++	+++
20	+++****	+++	+++	+++	+++	+++	+++
30	+++****	+++	+	+	+	+	+
40	++***	+	+	+	+	+	+
50	++***	+	+	+	+	+	+
100	+****	+	+	+	+	+	+

\*, \*\*, \*\*\*, \*\*\*\* — jak w tab. 1.

TABELA 3

WPLYW PREPARATU ROKAMIN K<sub>11</sub> NA PROCES FOTOSYNTETYZYLONÓW *CLADOPHORA GLOMERATA*  
PODCZAS 72 GODZ INKUBACJI PRZY RÓŻNYM STĘŻENIU POCZĄTKOWYM SPC

Czas inkubacji [h]							
Stężenie SPC (mg/dm <sup>3</sup> )	1	2	4	8	24	48	72
0*	+++**	+++	+++	+++	+++	+++	+++
5	+++**	+++	+++	+++	+++	+++	+++
10	+++**	+++	+++	+++	+++	+++	+++
15	+++**	+++	+++	+++	+++	+++	+++
20	+++**	+++	+++	+++	+++	+++	+++
30	+++**	+++	+++	+++	+++	+++	+++
40	++****	+	+	+	+	+	+
50	++****	+	+	+	+	+	+
100	+****	+	+	+	+	+	+

\*, \*\*, \*\*\*, \*\*\*\* — jak w tab. 1.

Badania przeprowadzone dla produktów rozkładu preparatów Rokamin K<sub>2</sub>, Rokamin K<sub>5</sub>, Rokamin K<sub>11</sub> wykazały, że proces fotosyntezy nie został zahamowany (tab. 4).



TABELA 4

WPLYW POŚREDNICH PRODUKTÓW ROZKŁADU WYBRANYCH PREPARATÓW NA PROCES FOTOSYNTETYZYLONÓW  
CLADOPHORA GLOMERATA PODCZAS 72 GODZ INKUBACJI

Czas inkubacji [h]	1	2	4	8	24	48	72
Nazwa preparatu							
ROKAMIN K <sub>2</sub>	—*	+	++	+++	++++	+++	+++
ROKAMIN K <sub>5</sub>	—	+	+	+	+++	+++	+++
ROKAMIN K <sub>11</sub>	—	+	+	+	+++	+++	+++

—\* — nie stwierdzono wydzielania tlenu,

\*\*, \*\*\*, \*\*\*\* — jak w tab. 1.

### Ocena toksyczności badanych preparatów oraz pośrednich produktów ich rozkładu na ziarna gorczycy

Stwierdzono, że wzrost rośliny (korzeń plus hypokotyl) w próbach zawierających preparat Rokamin K<sub>2</sub> lub Rokamin K<sub>5</sub> lub Rokamin K<sub>11</sub> w stężeniach od 5 do 15 mg SPC/dm<sup>3</sup> był szybszy w porównaniu z próbą kontrolną. Po 72 i 96 godzinach inkubacji wyliczono, że oznaczony symbolem B stosunek długości całkowitej rośliny hodowanej na podłożu zawierającym preparat do długości rośliny z próby kontrolnej był większy od 1,0 (tab. 5 – 7).

TABELA 5

WPLYW OBECNOŚCI PREPARATU ROKAMIN K<sub>2</sub> NA PROCES KIELKOWANIA GORCZYCY SINAPIS ALBA

Czas inkubacji [h]	72	72	72	72	72	96	96	96	96	96
Stężenie SPC [mg/dm <sup>3</sup> ]	X [mm]	Y [mm]	Z [mm]	A	B	X [mm]	Y [mm]	Z [mm]	A	B
0	18	9	9	1,00	—	21	10	11	0,91	—
5	17	8	9	0,89	0,94	27	14	13	1,08	1,29
10	13	7	6	1,16	0,72	17	7	10	0,70	0,81
15	26	11	15	0,73	1,44	41	18	23	0,78	1,95
20	10	6	4	1,50	0,56	13	7	6	1,16	0,62
30	9	5	4	1,25	0,50	14	8	6	1,33	0,67
40	8	4	4	1,00	0,44	10	6	4	1,50	0,45
50	6	5	1	5,00	0,33	6	5	1	5,00	0,33
100	4	3	1	3,00	0,22	4	3	1	3,00	0,22

X — suma długości hypokotyli i korzenia, Y — długość hypokotyli, Z — długość korzenia, A — stosunek długości hypokotyli do długości korzenia, B — stosunek długości całkowitej rośliny w próbce z SPC do długości całkowitej rośliny w próbce kontrolnej.

TABELA 6  
WPLYW OBECNOŚCI PREPARATU ROKAMIN K<sub>5</sub> NA PROCES KIELKOWANIA I WZROSTU  
ZIAREN GORCZYCY *SINAPIS ALBA*

Czas inkubacji [h]	72	72	72	72	72	96	96	96	96	96
Stężenie SPC [mg/dm <sup>3</sup> ]	X [mm]	Y [mm]	Z [mm]	A	B	X [mm]	Y [mm]	Z [mm]	A	B
0	18	9	9	1,00	–	21	10	11	0,91	–
5	24	15	9	1,67	1,33	31	19	12	1,58	1,48
10	27	11	16	0,69	1,50	33	16	17	0,94	1,57
15	15	9	6	1,50	0,83	22	14	8	1,75	1,05
20	14	8	6	1,33	0,78	16	10	6	1,67	0,76
30	10	8	2	4,00	0,56	10	8	2	4,00	0,56
40	7	5	2	2,50	0,39	7	5	2	2,50	0,39
50	5	3	2	1,50	0,28	5	3	2	1,50	0,28
100	4	3	1	3,00	0,22	4	3	1	3,00	0,22

A, B, X Y, Z — jak w tab. 5.

TABELA 7  
WPLYW OBECNOŚCI PREPARATU ROKAMIN K<sub>11</sub> NA PROCES KIELKOWANIA I WZROSTU  
ZIAREN GORCZYCY *SINAPIS ALBA*

Czas inkubacji [h]	72	72	72	72	72	96	96	96	96	96
Stężenie SPC [mg/dm <sup>3</sup> ]	X [mm]	Y [mm]	Z [mm]	A	B	X [mm]	Y [mm]	Z [mm]	A	B
0	18	9	9	1,00	–	21	10	11	0,91	–
5	24	10	14	0,71	1,33	40	17	23	0,74	1,90
10	21	10	11	0,91	1,16	33	17	16	1,06	1,57
15	24	10	14	0,71	1,33	37	16	21	0,76	1,76
20	16	8	8	1,00	0,89	22	10	12	0,83	1,05
30	8	6	2	3,00	0,44	11	8	3	2,67	0,38
40	7	5	2	2,50	0,39	9	5	4	1,25	0,43
50	6	4	2	2,00	0,33	8	5	3	1,67	0,38
100	5	3	2	1,50	0,28	5	3	2	1,67	0,24

A, B, X Y, Z — jak w tab. 5.

Stwierdzono, że preparaty w stężeniach 5 do 15 mg SPC/dm<sup>3</sup> stymulowały wzrost rośliny. Dalsze obserwacje wykazały, że w próbach z SPC w stężeniach 20, 30, 40, 50, 100 mg SPC/dm<sup>3</sup> wzrost roślin był wolniejszy. Stwierdzono, że stosunek oznaczony symbolem B był mniejszy od 1,0 (tab. 5 – 7). Wykazano, że preparaty w stężeniach 20 do 100 mg SPC/dm<sup>3</sup> hamowały rozwój rośliny.

W dalszej kolejności rozpatrywano prawidłowość rozwoju rośliny, określając stosunek długości hypokotyłu do korzenia (oznaczony symbolem A).

Stwierdzono, że dla próby kontrolnej stosunek A po 72 godz wynosił 1,0, po 96 godz 0,91, oznaczało to, że korzeń przyrastał szybciej od hypokotyłu. Była to zależność prawidłowa. Zaobserwowano, że po 72 i 96 godz inkubacji, przy obecności preparatów w stężeniach 5 do 15 mg SPC/dm<sup>3</sup> zarówno wzrost hypokotyłu jak i korzenia znacznie różnił się od próby kontrolnej. Stwierdzono poza jednym przypadkiem (tab. 5 stężenie 10 mg SPC/dm<sup>3</sup>), że przyrost hypokotyłu po 96 godz inkubacji był szybszy. Stosunek A po 72 i 96 godz ekspozycji zmieniał się w granicach od 0,69 do 1,75 (tab. 5 – 7). Oznaczało to, że została zachwiana proporcja w kształcie rośliny w porównaniu z próbą kontrolną. Następnie stwierdzono, że przy obecności preparatu w stężeniach 20 do 100 mg SPC/dm<sup>3</sup> (poza jednym przypadkiem tab. 5) wzrost korzenia i hypokotyłu był zahamowany, w porównaniu z próbą kontrolną (tab. 5 – 7). Stosunek A po 72 i 96 godz hodowli zmieniał się w zakresie od 1,0 do 5,0. Zaobserwowano, że przy stężeniu 20 mg SPC/dm<sup>3</sup> wystąpiło ciemnienie stożka wzrostu korzenia.

Badania wpływu pośrednich produktów biochemicznego rozkładu, na rozwój ziaren gorczycy, nie wykazały hamowania wzrostu rośliny. Stwierdzono, że stosunek B długości rośliny, inkubowanej w roztworze otrzymanym po biodegradacji, w porównaniu z próbą kontrolną, był większy od 1,0, dla trzech preparatów (tab. 8). Zaobserwowano zatem stymulujące działanie pośrednich produktów biodegradacji. Wykazano również, że stosunek A był mniejszy od 1,0. Świadczyło to, że proporcje rośliny podczas wzrostu były prawidłowe.

TABELA 8

WPLYW OBECNOŚCI POŚREDNICH PRODUKTÓW ROZKŁADU WYBRANYCH PREPARATÓW  
NA PROCES KIELKOWANIA I WZROSTU ZIAREN GORCZYCY *SINAPIS ALBA*

Czas inkubacji [h]	72	72	72	72	72	96	96	96	96	96
Nazwa preparatu	X	Y	Z	A	B	X	Y	Z	A	B
ROKAMIN K <sub>2</sub>	25	11	14	0,79	1,39	46	20	24	0,83	2,19
ROKAMIN K <sub>5</sub>	21	9	12	0,75	1,17	39	14	25	0,56	1,86
ROKAMIN K <sub>11</sub>	21	10	11	0,91	1,17	33	15	18	0,83	1,57

A, B, X Y, Z — jak w tab. 5

#### 4. Podsumowanie i wnioski

Badania biodegradacji całkowitej prowadzono dla trzech preparatów, w których substancją aktywną były dipolioksyetylenoalkiloaminy. Biodegradację prowadzono przy współdziałaniu mieszanej populacji drobnoustrojów osadu czynnego wstępnie adaptowanej do rozkładu SPC. W oparciu o analizę spektralną wykazano, że w trakcie procesu dochodziło tylko do częściowej

biodegradacji SPC związanej z utratą właściwości powierzchniowo czynnych cząsteczek SPC. Nie ulegały biodegradacji łańcuchy węglowodorowe i wieloeterowe.

Testy toksyczności prowadzone dla glonu *Cladophora glomerata*, wykazały, że proces fotosyntezy był zakłócany przy obecności SPC w stężeniu 40 mg SPC/dm<sup>3</sup>, stwierdzano spadek intensywności wydzielania tlenu, a także zanik chlorofilu.

Testy toksyczności prowadzone dla nasion *Sinapis alba* wykazały, że przy stężeniach 5 do 15 mg SPC/dm<sup>3</sup> występowała stymulacja wzrostu rośliny związana z niekorzystną zmianą proporcji pomiędzy korzeniem i hypokotylem. Przy stężeniach od 20 do 100 mg SPC/dm<sup>3</sup> stwierdzano zahamowanie wzrostu rośliny. Nie stwierdzono przy badanych stężeniach zahamowania prosesu kiełkowania nasion.

Testy toksyczności przeprowadzone dla pośrednich produktów biodegradacji badanych preparatów wykazały, że obecne w roztworze hodowlanym niezdegradowane łańcuchy wieloeterowe i węglowodorowe nie hamowały zarówno procesu fotosyntezy u *Cladophora glomerata* jak i kiełkowania nasion *Sinapis alba*. Stwierdzono natomiast, działanie stymulujące na rozwój rośliny *Sinapis alba*. Stwierdzono, że SPC w stężeniach 5 – 15 mg/dm<sup>3</sup> wywoływały niekorzystną stymulację wzrostu roślin, natomiast produkty pośrednie po biodegradacji takiej zmiany nie wywoływały.

## Literatura

1. Haupt D.E., (1983), *JAOCB*, 60, 11, 1914.
2. Jungermann E., (1970), *Cationic Surfactants*, Ed. M. Dekker INC, New York.
3. Możajew E.A., (1976), *Zagiaznienia wodojemow powierzchniowo-aktywnymi wieszczestwami*, Izdat, Medicina, Moskwa.
4. Grabińska-Sota E., (1990), *Chemik*, 11, 279.
5. Challis B.C., (1992), *III Surf. Cong. Section F*, 138, London.
6. Misiurny W., Jerzykiewicz W., (1991), *Przemysł Chemiczny*, 12, 508.
7. Swisher R.D., (1987), *Surfactant biodegradation*, Ed. M. Dekker, New York.
8. PN-74/C-04578/03.
9. Mrvová Z., (1976), *Stanoveni kationo-aktivnich tenzidu ve wodach*, praca dyplomowa, VŠChT, Praha.
10. Alpert L. i in., (1974), *Spektroskopia w podczerwieni*, PWN, Warszawa.
11. Günther H., (1983), *Spektroskopia magnetycznego rezonansu jądrowego*, PWN, Warszawa.
12. Szafran M., Dega-Szafran Z., (1988), *Określanie struktury związków organicznych metodami spektroskopowymi*, PWN, Warszawa.
13. Pr. zb., red. Rajca A., (1989), *Spektroskopowe metody badania struktury związków organicznych*, Skrypt Pol. Śl., 1415, Gliwice.
14. Sládečková A., Vymazal J., (1982), *Navody k laboratorim z technicke hydrobiologie*, Skrypt VŠChT, Praha.
15. Janosz-Rajczyk M., Grabińska-Sota E., Jurkiewicz S., (1993), *Biodegradation des chlorues polyoxyethylalcoyloaminum*, *Tribune de l'eau*, Cebedeau, (w druku).

## Toxicity of alkyldipolyethoxyamines and their intermediates

### Summary

Investigations were carried out on three alkyldipolyethoxyamines (ADPEA) and their intermediates. Biodegradation was carried out by the river water test at a start concentration of 10,0 mg ADPEA/dm<sup>3</sup>. Presence of intermediates was investigated using IR, <sup>1</sup>H NMR and <sup>13</sup>C MR spectrum analyses. In the test of toxicity, two organisms were used — algae *Cladophora glomerata* and seeds *Synapis alba*. It was shown that the intermediates were not toxic for investigated organisms.

### Key words:

algae, biodegradation, seeds, surfactants, toxicity.

### Adres dla korespondencji:

Elżbieta Grabińska-Sota, Instytut Inżynierii Wody i Ścieków, Politechnika Śląska, ul. Konarskiego 18, 44-100 Gliwice.