

Akademia Techniczno-Rolnicza
im. Jana i Jędrzeja Śniadeckich w Bydgoszczy
Wydział Rolniczy



Justyna Bauza -Kaszewska

Mikrobiologiczne badania kompostowanych osadów pościekowych przeznaczonych do użytku rolniczego

Biblioteka Główna ATR w Bydgoszczy



000000104082

Rozprawa doktorska
wykonana w Katedrze Mikrobiologii
Wydziału Rolniczego
Promotor: dr hab. **Zbigniew Paluszak**, prof. ATR

Bydgoszcz 2004



Panu

profesorowi ATR, dr hab. **Zbigniewowi Paluszakowi**

za pomoc, cierpliwość i wyrozumiałość okazaną

w trakcie wykonywania badań i pisanie rozprawy

bardzo serdecznie dziękuję

Moim Rodzicom - dziękując za wszystko

SPIS TREŚCI

1. WSTĘP	1
2. PRZEGLĄD LITERATURY	4
2.1. Regulacje prawne dotyczące osadów ściekowych i sposobów ich zagospodarowania ...	4
2.2. Właściwości osadów ściekowych	7
2.3. Sposoby utylizacji osadów ściekowych	8
2.3.1. Stabilizacja beztlenowa	8
2.3.2. Wapnowanie	9
2.3.3. Pasteryzacja	9
2.3.4. Spalanie i piroliza	10
2.3.5. Radiacja	10
2.3.6. Kompostowanie	10
2.3.6.1. Parametry procesu kompostowania	11
2.3.6.2. Technologie kompostowania osadów ściekowych	14
2.3.6.3. Wpływ kompostowanych osadów ściekowych na właściwości gleby	15
2.4. Skażenie mikrobiologiczne osadów ściekowych	17
2.4.1. Wirusy	17
2.4.2. Bakterie	19
2.4.3. Grzyby	20
2.4.4. Pierwotniaki	21
2.4.5. Robaki płaskie i obłe	21
2.4.6. Fitopatogeny	22
2.5. Drobnoustroje wskaźnikowe	23
2.6. Pałeczki <i>Escherichia coli</i>	26
2.7. Pałeczki <i>Salmonella</i>	29
2.8. Paciorkowce grupy D	31
3. MATERIAŁ I METODY.....	33
3.1. Schemat doświadczenia	35
3.2. Badania mikrobiologiczne	37
3.2.1. Uzyskiwanie i namnażanie zawiesiny bakteryjnej	37

3.2.2. Oznaczanie ilościowe paciorkowców grupy D	38
3.2.3. Oznaczanie ilościowe pałeczek z rodzaju <i>Salmonella</i>	38
3.2.4. Oznaczanie ilościowe pałeczek <i>E. coli</i>	39
3.3. Obliczenia statystyczne	39
4. WYNIKI BADAŃ	41
4.1. Obiekt A wiosna 2001	41
4.2. Obiekt A lato 2001	45
4.3. Obiekt A jesień 2001	48
4.4. Obiekt A zima 2001	52
4.5. Obiekt A wiosna 2002	56
4.6. Obiekt A lato 2002	60
4.7. Obiekt A jesień 2002	64
4.8. Obiekt A zima 2003	68
4.9. Obiekt B wiosna 2001	72
4.10. Obiekt B lato 2001	76
4.11. Obiekt B jesień 2001	80
4.12. Obiekt B wiosna 2002	84
4.13. Obiekt B lato 2002	88
4.14. Obiekt B jesień 2002	92
5. DYSKUSJA WYNIKÓW	97
5.1. Temperatura biomasy	97
5.2. Stosunek węgla do azotu w biomasie	100
5.3. Odczyn biomasy (pH)	101
5.4. Wilgotność biomasy	103
5.5. Drobnoustroje wskaźnikowe	104
5.5.1. Pałeczki <i>Escherichia coli</i>	104
5.5.2. Pałeczki <i>Salmonella senftenberg</i> W775	107
5.5.3. Paciorkowce grupy D	110
6. WNIOSKI	113
7. SPIS LITERATURY	115

1. Wstęp

Kompostowanie odpadów organicznych jest jednym z najstarszych sposobów umożliwiających ich zagospodarowanie i przekształcenie w wysokowartościowy nawóz naturalny. W krajach Europy Zachodniej proces ten wykorzystywany jest w skali przemysłowej do utylizacji odpadów komunalnych, stałej fazy gnojowicy, odpadów zielonych i wielu innych (Dirkzwager i in. 1995, Slater i Frederickson 2001). Jest on zgodny z wytycznymi Unii Europejskiej kładącymi szczególny nacisk na włączenie odpadowych substancji organicznych w obieg materii w przyrodzie. Coraz częściej metoda ta wykorzystywana jest również w Polsce w procesach utylizacji osadów ściekowych przeznaczonych do celów nawozowych (Michalcewicz i Maślach 1997, Chmarzyński i in. 2002).

Osady ściekowe wytwarzane są jako produkt uboczny w trakcie oczyszczania ścieków i zgodnie z ustaleniami polskiego prawa należą do kategorii odpadów (Dz. U. Nr 62, poz. 628). Ze względu jednak na wysoką zawartość substancji odżywczych i korzystny wpływ na właściwości fizyko-chemiczne gleby, zaleca się, w miarę możliwości, wykorzystywanie ich do celów rolniczych. Jakkolwiek kompostowanie nie wpływa na obniżenie zawartości metali ciężkich w osadach, to proces ten, przeprowadzony prawidłowo, likwiduje inny istotny problem ograniczający rolnicze wykorzystanie osadów - prowadzi bowiem do ich higienizacji i stabilizacji (Feachem i in. 1983, Strauch 1996, Brown i in. 2000).

Inaktywacja groźnych dla środowiska drobnoustrojów w efekcie procesu kompostowania jest przede wszystkim wynikiem wytworzonych w biomase warunków termofilnych, powstających dzięki wysokiej aktywności życiowej przeprowadzających ten proces mikroorganizmów. Obowiązujący system oceny skuteczności tego procesu oparty o analizy mikrobiologiczne produktu końcowego wydaje się być niewystarczający. Dla zmniejszenia ryzyka mikrobiologicznego skażenia środowiska w efekcie stosowania osadów do celów rolniczych poszukuje się nowych metod walidacji pozwalających na obiektywną ocenę efektywności stosowanych technologii.

Hipoteza badawcza zakłada, że na skuteczność kompostowania osadów ściekowych przeznaczonych na cele rolnicze zasadniczy wpływ ma przede wszystkim prawidłowy skład pryzm, sposób ich napowietrzania i warunki termiczne panujące w pryzmach.

Ponieważ stopień higienizacji biomasy w zależności od rozmieszczenia drobnoustrojów w pryzmie może być zróżnicowany, zakłada się, że warunki termiczne panujące w zewnętrznej warstwie pryzmy mogą być niewystarczające dla pełnej utylizacji kompostowanej biomasy.

W przeprowadzonych badaniach za celowe uznano zastosowanie innego niż dotychczas, pośredniego sposobu walidacji skuteczności procesu kompostowania osadów ściekowych. Polegał on na obserwacji zmian liczebności populacji drobnoustrojów indykatorowych, wprowadzonych do pryzm w specjalnie skonstruowanych nośnikach, pod wpływem oddziaływania niekorzystnych warunków powstałych w trakcie analizowanego procesu.

Uzyskane w ten sposób wyniki są bardziej szczegółowe w porównaniu do rezultatów badań prowadzonych metodami bezpośrednimi i mogą zostać poddane analizom statystycznym umożliwiającym formułowanie dalszych wniosków dotyczących funkcjonowania danej technologii.

Założono, że wprowadzenie nowego mikrobiologicznego systemu walidacji pośredniej odpowiadającego trendom obserwowanym w Unii Europejskiej umożliwi wyliczenie tempa inaktywacji drobnoustrojów w trakcie procesu w odmiennych warunkach klimatycznych, w różnych miejscach pryzm o zróżnicowanym składzie czego efektem będzie zmniejszenie transmisji drobnoustrojów do gleby i wód gruntowych.

Ze względu na specyfikę badanego materiału i wysoką temperaturę w trakcie procesu kompostowania za celowe uznano obserwację drobnoustrojów wskaźnikowych z rodziny *Enterobacteriaceae* i enterokoków, które obecne są w dużej ilości w osadach ściekowych. Podstawowym kryterium oceny skuteczności kompostowania była przeżywalność pałeczek *E. coli*, pałeczek *Salmonella senftenberg* W775 i paciorkowców grupy D. Przyjęto, że metoda pośredniej kontroli procesu uzdatniania osadów, polegająca na okresowej obserwacji liczebności drobnoustrojów wprowadzonych w różne miejsca pryzmy, daje możliwość ciągłej mikrobiologicznej kontroli procesu i jest w stanie zagwarantować otrzymanie właściwego pod względem higienicznym produktu dla celów rolniczych.

Głównym celem przeprowadzonych badań była ocena mikrobiologiczna dwóch wybranych metod kompostowania komunalnych osadów ściekowych przeznaczonych na

cele nieprzemysłowe. Najistotniejszym elementem różniącym porównywane technologie był system napowietrzania kompostowanej biomasy.

2. Przegląd literatury

2.1. Regulacje prawne dotyczące osadów ściekowych i sposobów ich zagospodarowania

Gospodarka osadami ściekowymi wymaga, poza stosowaniem i ulepszaniem właściwych metod umożliwiających ich utylizację, ustanowienia odpowiednich uregulowań prawnych. Powinny one ułatwiać rozwiązywanie ewentualnych problemów pojawiających się w trakcie podejmowania działań zmierzających do zmniejszenia ilości osadów lub przekształcenia ich w produkt bezpieczny dla środowiska.

W Polsce najważniejszymi dokumentami podnoszącymi te kwestie są:

- ustawa z dnia 27 kwietnia 2001 r. o odpadach (Dz. U. Nr. 62, poz. 628),
- rozporządzenie Ministra Środowiska z dnia 1 sierpnia 2002 r. w sprawie komunalnych osadów ściekowych (Dz. U. Nr. 134, poz. 1140).

Przepisy obowiązujące w Unii Europejskiej charakteryzuje znacznie bardziej szczegółowe potraktowanie każdej z kategorii odpadów. Zasady postępowania z osadami ściekowymi regulowane są przez Dyrektywę Rady Wspólnot Europejskich 86/278/EEC z dnia 12 czerwca 1986 r. w sprawie ochrony środowiska, a w szczególności gleb, przy stosowaniu osadów ściekowych w rolnictwie (znowelizowana Dyrektywą Rady 91/692/EEC).

Komunalne osady ściekowe, zgodnie z ustawą o odpadach z 27 kwietnia 2001 roku, to „pochodzący z oczyszczalni ścieków osad z komór fermentacyjnych oraz innych instalacji służących do oczyszczania ścieków komunalnych oraz innych ścieków o składzie zbliżonym do składu ścieków komunalnych.” Ustawa, której jednym z głównych celów jest „ograniczenie ilości odpadów i ich negatywnego oddziaływania na środowisko” pozwala również bez żadnych wątpliwości sklasyfikować osady jako jedną z kategorii odpadów. Szczegółowo określa to punkt Q9 załącznika I do tej ustawy.

W artykule 43 podane są z kolei dokładne wytyczne dotyczące zakresu stosowania osadów ściekowych. Zgodnie z treścią ustępu 1 można je wykorzystywać:

- 1) w rolnictwie, rozumianym jako uprawa wszystkich płodów rolnych wprowadzanych do obrotu handlowego, włączając w to uprawy przeznaczone do produkcji pasz,
- 2) do rekultywacji terenów, w tym gruntów na cele rolne,

3) do dostosowania gruntów do określonych potrzeb wynikających z planów gospodarki odpadami, planów zagospodarowania przestrzennego lub decyzji o warunkach zabudowy i zagospodarowania terenu,

4) do uprawy roślin przeznaczonych do produkcji kompostu,

5) do uprawy roślin nieprzeznaczonych do spożycia i do produkcji pasz.”

W ustępie 2 podkreśla się, że osady komunalne mogą być stosowane tylko po ich ustabilizowaniu przez poddanie procesom obniżającym ich podatność na zagniwanie i prowadzącym do eliminacji zagrożenia dla środowiska lub zdrowia ludzi.

Ustęp 6 tej samej ustawy w szczegółowy sposób określa ograniczenie terenowe uniemożliwiające stosowanie komunalnych osadów ściekowych. Zakaz taki obejmuje, między innymi, parki narodowe i rezerваты przyrody, tereny przylegające do ujęć wodnych, brzegi rzek i jezior, tereny zagrożone czasowym podtapianiem i zamarzaniem, grunty o dużej przepuszczalności i spadku ponad 10%, pastwiska, łąki oraz grunty, na których uprawiane są rośliny sadownicze i warzywa, zwłaszcza te, których części jadalne bezpośrednio stykają się z ziemią.

Rozporządzenie MOŚ w sprawie komunalnych osadów ściekowych wyznacza ścisłe kryteria, w oparciu o które dopuszcza się ich stosowanie. Do najważniejszych należą:

1) zawartość metali ciężkich – ilość w $\text{mg}\cdot\text{kg}^{-1}$ s.m. osadu w przypadku stosowania osadów w rolnictwie i do rekultywacji gruntów na cele rolne nie może przekraczać:

- ołów 500
- kadm 10
- rtęć 5
- nikiel 100
- cynk 2500
- miedź 800
- chrom 500

W przypadku uprawy roślin przeznaczonych do produkcji kompostu i roślin nieprzeznaczonych do spożycia i produkcji pasz wartości te są od 2 do 5 razy wyższe (załącznik nr 1)

2) obecność bakterii z rodzaju *Salmonella* – nie mogą one występować w 100 g osadu przeznaczonego do zastosowania w rolnictwie i do rekultywacji gruntów na cele rolne;

3) liczba żywych jaj pasożytów z rodzaju *Ascaris* sp., *Trichuris* sp., *Toxocara* sp. - w 1 g s. m. osadu stosowanego w rolnictwie wynosi 0, w pozostałych przypadkach jest nie większa niż 300;

4) zawartość metali ciężkich w glebach, na których stosowane mają być osady (załączniki nr 2 i 3);

5) odczyn pH gleby – nie mniejszy niż 5,6;

6) stosowanie osadów nie może pogorszyć jakości gleby i wód powierzchniowych i podziemnych.

Kolejne paragrafy rozporządzenia określają dawki obowiązujące przy stosowaniu osadów ściekowych (załącznik nr 4), formę w jakiej powinno się je wprowadzać do gleby oraz zakres badań, którym poddaje się zarówno osady, jak i gleby, na których będą zastosowane (załączniki nr 5 i 6).

2.2. Właściwości osadów ściekowych

Osady ściekowe powstają w trakcie mechanicznego i biologicznego oczyszczania ścieków. Stosunek C/N w surowych osadach jest niski i waha się od 5 do 15 (Sharma i in. 1997). Odczyn zbliżony jest do obojętnego (Boost i Poon 1998, Wong i in. 1998, Chmarzyński i in. 2002). Charakterystyczną cechą osadów jest bardzo wysoki stopień uwodnienia, wiążący się z koniecznością ich odwadniania przed właściwymi procesami stabilizacji i higienizacji.

W skład świeżego osadu wchodzi, poza wodą, związki organiczne (70%) i mineralne (30%). Substancje organiczne, których większość powinna ulec mineralizacji prowadzącej do ustabilizowania biomasy, to przede wszystkim białka, aminokwasy, cukry i tłuszcze, ale niekiedy również toksyczne węglowodory aromatyczne, fenole i dioksyny (Chaney i in. 1996, Schnaak i in. 1997, Canadian Handbook 1999).

Wśród związków mineralnych, oprócz pierwiastków takich, jak azot (od 1 do 4% w suchej masie) czy fosfor, stwierdza się często występowanie metali ciężkich. Szczególną uwagę zwraca się na zawartość w osadzie kadmu, rtęci, ołowiu, miedzi, niklu, chromu i cynku (Deportes i in. 1995, Ramachandran i D'Souza 1998).

Obecność metali ciężkich w osadach pościekowych jest zjawiskiem wysoce niepożądanym ze względu na możliwość ich akumulacji w nawożonej glebie oraz tkankach uprawianych na tej glebie roślin (Bergqvist i in. 2003). Po włączeniu do łańcucha troficznego, jako substancje toksyczne, mogą stanowić poważne zagrożenie dla ludzi i zwierząt.

Redukcja nadmiernej ilości metali ciężkich powinna następować jeszcze na etapie oczyszczania ścieków. Najczęściej wykorzystuje się w tym celu reakcję strącania w postaci siarczków lub wodorotlenków. Są one trudno rozpuszczalne w wodzie i dzięki temu łatwo je usunąć ze ścieków (Łomotowski i Szpindor 1999). W sytuacji, gdy stężenie metali ciężkich w ściekach jest niewielkie, w celu zmniejszania ich ilości zaleca się stosowanie metod biologicznych z użyciem mikroorganizmów (Klimiuk i Łebkowska 2003).

W przypadku gdy żadne z tych działań nie doprowadzą do obniżenia wartości stężeń metali ciężkich poniżej wyznaczonych ustawowo norm – osady takie nie mogą być stosowane do celów nieprzemysłowych.

patogenów wynosi ok. 1-2 $\log_{10}$, natomiast w termofilnych (ok. 50°C) wartość ta może przekraczać 4 $\log_{10}$.

2.3.2. Wapnowanie

W celu pozbycia się ładunku patogenów z osadu stosuje się często wapnowanie przy użyciu wapna palonego lub gaszonego (Allievi i in. 1994, Herbst 2000). Czynnikiem prowadzącym do eliminacji patogenów jest bardzo wysokie pH, a w przypadku wykorzystania wapna palonego, również podwyższona temperatura. Warunki konieczne do uzyskania całkowitej lub znacznej redukcji mikroorganizmów w poddanym wapnowaniu osadzie, to:

- ♦ pH > 12 przez co najmniej 2 godziny;
- ♦ temperatura > 55°C przez co najmniej 2 godziny (Ødegaard i in. 2002).

W efekcie zbyt długiego przechowywania i postępującego spadku pH, w wapnowanych osadach może dojść do ponownego namnożenia się drobnoustrojów stanowiących zagrożenie dla środowiska (Gantzer i in. 2001).

Częste stosowanie wapna w celu higienizacji osadów ściekowych wynika z prostoty tej metody i stosunkowo niskich nakładów finansowych. Oprócz tego otrzymany w ten sposób produkt może być wykorzystany w rolnictwie jako nawóz wapniowy (Boost i Poon 1998, Łomotowski i Szpindor 2002).

2.3.3. Pasteryzacja

Efektywnym i sprawdzonym sposobem higienizacji osadów pościekowych jest pasteryzacja, poprzedzająca zwykle ich właściwą stabilizację. W trakcie tego procesu poddaje się osady działaniu temperatury nie wyższej niż 100°C, przekraczającej jednak 65°C, przez minimum pół godziny. Dopuszczalne jest również stosowanie wyższych temperatur przez mniej niż 30 minut, jednak czas pasteryzacji nie może być nigdy krótszy od 10 minut (Strauch 1993, Maciak 1996, Ødegaard i in. 2002).

W celu zapewnienia higienizacji całej objętości biomasy konieczne jest niekiedy rozdrobnienie zawieszonych w niej cząstek do odpowiednio małych rozmiarów (Strauch 1991).

2.3.4. Spalanie i piroliza

W celu utylizacji osadów zawierających związki szczególnie niebezpieczne stosuje się metody opierające się na działaniu bardzo wysokich temperatur. W procesie spalania, w temperaturach od 750 do 1600°C, dochodzi do znaczącej redukcji objętości osadów, a powstałe odpady, ze względu na wysoką koncentrację substancji toksycznych, muszą być odpowiednio zabezpieczone (Łomotowski i Szpindor 2002). Piroliza, polegająca na beztlenowym rozkładzie związków organicznych w podwyższonej temperaturze (600-1200°C), prowadzi do powstania stałej substancji uwęglonej, produktów ciekłych i palnych gazów (Bresters i in. 1997, Żygadło 1999). Metody te gwarantują pełną higienizację osadu, jednak ze względu na wysokie koszty technologiczne nie są jeszcze szeroko rozpowszechnione.

2.3.5. Radiacja

Wśród najnowszych rozwiązań na uwagę zasługuje odkażanie osadów poprzez działanie promieni jonizujących (metoda radiacyjna) (von Brodotti i Manhel 1980, Maciak 1996, Al-Bachir i in. 2003). Skuteczność ich działania zależy przede wszystkim od zastosowanej dawki promieniowania – wartości 5-6 kGy uznawane są za wystarczające do redukcji liczebności występujących w osadach patogenów do bezpiecznego poziomu. Istotną rolę odgrywa także temperatura, wilgotność i ilość tlenu w osadzie, jak również wielkość mikroorganizmów zasiedlających poddaną radiacji biomasę - wirusy są mniej wrażliwe na działanie promieniowania niż bakterie (Borelly i in. 1998).

2.3.6. Kompostowanie

Metodą zapewniającą uzyskanie produktu finalnego o wysokiej wartości nawozowej i wolnego od patogenów jest kompostowanie.

Kompostowanie różnego rodzaju resztek i odpadów organicznych powstających w gospodarstwie w celu uzyskania wartościowego nawozu organicznego znane jest w rolnictwie od wieków. Wykorzystanie tej metody do stabilizacji i higienizacji osadów pościekowych wyniknęło z konieczności znalezienia rozwiązania problemu

zagospodarowania nieustannie rosnącej ilości tych specyficznych odpadów (Hamer 2003, Hermann 2003). Sposób ten okazał się bardzo skuteczny i jest obecnie coraz powszechniej wykorzystywany w wielu państwach na świecie (Gagnon 1995, Dirkzwager i in. 1997, Kosobucki i in. 2000, Wei i in. 2000, Amir i in. 2002).

Większość źródeł określa kompostowanie jako przebiegający w kontrolowanych warunkach proces tlenowej degradacji zawartych w biomase substancji organicznych przy udziale zasiedlających ją mikroorganizmów. Produktem finalnym kompostowania powinien być ustabilizowany, próchnico - podobny materiał, wolny od patogenów i nasion chwastów, który może być bezpiecznie stosowany do wielu celów, w tym także wykorzystywany rolniczo (Sharma i in. 1997, Hassouneh i in. 1999, Brown i in. 2000).

Aby otrzymać kompost o wymaganych parametrach, konieczne jest stworzenie, utrzymanie i ciągła kontrola czynników decydujących o właściwym przebiegu procesu.

2.3.6.1. Parametry procesu kompostowania

- **Temperatura**

Kompostowanie jest procesem prowadzącym do rozkładu i przebudowy substancji organicznych przy udziale mikroorganizmów tlenowych. Rezultatem utleniania związków organicznych jest, poza wytworzeniem związków mineralnych, CO_2 i H_2O , uwolnienie zawartej w nich energii i, w efekcie, zagrzanie kompostowanej biomasy. Ilość uwalnianego ciepła jest uzależniona od aktywności mikrobiologicznej, składu i ilości substancji organicznej oraz zaopatrzenia przyzmy w tlen (Rheinbaben 1979).

W procesie kompostowania wyróżnia się kilka faz, w których główną rolę odgrywają zróżnicowane populacje mikroorganizmów (Tuomela i in. 2000, Hassen i in. 2001).

Pierwszy etap kompostowania zachodzi w warunkach mezofilnych. Zaobserwować można wówczas wysoką aktywność mikroorganizmów przeprowadzających procesy mineralizacji łatwo degradowanych związków organicznych (cukry, aminokwasy) (Sharma i in. 1997). Temperatury graniczne dla drobnoustrojów mezofilnych wynoszą 40-50°C (Dickerson 1999, Hassen i in. 2001). W wyniku intensywnych przemian uwalniane jest ciepło, co prowadzi do gwałtownego wzrostu temperatury w przyzmy - nawet do 70°C (Brown i in. 2000). Warunki takie z jednej strony sprzyjają higienizacji przyzmy, z drugiej jednak, w wyniku równoczesnej z patogenami inaktywacji mikroflory mezofilnej

odpowiedzialnej za dekompozycję frakcji organicznej biomasy, przyczyniają się do spowolnienia tempa tego procesu (Stentiford 1996). W temperaturze powyżej 50°C pojawiają się mikroorganizmy termofilne. Początkowo są to grzyby i promieniowce, natomiast w temperaturze 65°C bakterie wytwarzające spory. W tej fazie rozkładowi ulega celuloza i hemiceluloza. Celulozę rozkładają przede wszystkim grzyby, promieniowce i termofilne bakterie (Gotschall 1990). Granica funkcjonowania tych drobnoustrojów wynosi około 70°C (Dickerson 1999).

Wraz z wyczerpaniem źródła łatwo dostępnych substancji organicznych intensywność przemian maleje. Wiąże się to ze spadkiem temperatury wewnątrz pryzmy co umożliwia rekontaminację biomasy i rozkład celulozy i ligniny, przeprowadzany przede wszystkim przez grzyby, które są odporne na suszę, wysokie i niskie temperatury oraz tolerują szeroki zakres pH (Haug 1980, Sharma i in. 1997, Brown i in. 2000, Tuomela i in. 2000).

W fazie dojrzewania kompostu, kiedy nie jest on dodatkowo napowietrzany, temperatura stopniowo spada, a zachodzące w biomase powolne przemiany substancji organicznej prowadzą do jej humifikacji i powstania substancji próchnico – podobnej (Sharma i in. 1997). Stabilność pryzmy osiągnięta jest w momencie, gdy po jej przerzuceniu nie następuje podwyższenie temperatury.

Interesującym zagadnieniem jest przebieg temperatur w pryzmach o różnym systemie napowietrzania. W kompoście z wymuszonym obiegiem powietrza regulacja jego dopływu umożliwia w pewnym stopniu ciągle utrzymanie temperatury na wymaganym poziomie. W pryzmach przerzucanych mechanicznie wykres przebiegu temperatury jest mniej regularny – po nagłym wzroście następuje gwałtowny jej spadek spowodowany przemieszczaniem pryzmy, po czym temperatura ponownie rośnie (Stentiford 1996, Dickerson 1999).

• Wilgotność

Zawartość wody w kompostowanej biomase wpływa w znaczący sposób na tempo biodegradacji zawartych w niej substancji oraz właściwości strukturalne otrzymanego materiału. Przyjmuje się, że optymalna wilgotność biomasy na początku kompostowania powinna wahać się w granicach 55-65% (Stentiford 1996, Sharma i in. 1997). W trakcie procesu wartość ta ulega obniżeniu na skutek parowania, nie powinna jednak spaść poniżej 40-50%. Zbyt niska wilgotność prowadzi do zahamowania aktywności mikrobiologicznej

w pryzmie. Zbyt wysoka z kolei utrudnia napowietrzanie kompostu, prowadząc w ten sposób do powstania warunków anaerobowych (de Bertoldi i in. 1985, Dickerson 1999, Hassouneh i in. 1999).

- **Odczyn**

Wartości pH gwarantujące prawidłowy i skuteczny przebieg procesu kompostowania wahają się w granicach 5,5-8,0 (Eberhardt i Pipes 1974, de Bertoldi i in. 1985). W początkowej fazie pH może być niższe (5-6) na skutek podwyższonej aktywności bakterii tlenowych (de Bertoldi i in. 1983). Niedobór tlenu, do którego może wówczas dojść powoduje, że przez pewien okres kwasy organiczne zawarte w biomase nie mogą być rozkładane i ich ilość wzrasta (Bildingmeier 1983). Jak podaje Holmes (1981) w przypadku procesów kompostowania przebiegających w warunkach beztlenowych pH może się obniżyć nawet do 4,5.

Odczyn biomasy w końcowym etapie kompostowania wzrasta do 8,5-9,0 (Holmes 1981, Sharma i in. 1997, Hassouneh i in. 1999, Holmqvist i Stenström 2001).

- **Napowietrzenie pryzmy**

Optymalna koncentracja tlenu w kompostowanej biomase wynosi od 5 do 15%. (Sharma i in. 1997). Wymagania dotyczące jego ilości ulegają zmianom w trakcie procesu i zależne są od składu pryzmy, fazy wzrostu mikroorganizmów i temperatury. Największe zapotrzebowanie na tlen występuje w okresie podwyższonej aktywności drobnoustrojów i związaną z nią wysoką temperaturą utrzymującą się w zakresie 30 - 55°C (de Bertoldi i in. 1985, Schuckardt 1987). Kompost w fazie dojrzewania nie wymaga już dodatkowego napowietrzania, a powstałe w ten sposób warunki mikroaerofilne sprzyjają nawet zachodzącym wówczas procesom humifikacji (Sharma i in. 1997).

Niższa od optymalnej zawartość tlenu w pryzmie prowadzi do zahamowania aktywności metabolicznej tlenowców przeprowadzających mineralizację i wypierania ich przez drobnoustroje beztlenowe. Skutkiem tego jest spowolnienie procesu kompostowania (Cooperband 2002).

W celu zapewnienia odpowiedniej ilości tlenu w kompostowanej biomase konieczne jest napowietrzanie pryzm.

- **Stosunek węgla do azotu (C/N)**

Stosunek ilości węgla do azotu jest doskonałym wskaźnikiem stopnia dojrzałości kompostu. Na początku procesu wartość ta nie powinna przekraczać 30, w produkcie końcowym optimum wynosi 15-20 (Sharma i in. 1997, Dickerson 1999). Przy zbyt dużej ilości węgla spowolnieniu ulega tempo zachodzących w biomase przemian, nadmiar azotu z kolei prowadzi do dużych strat tego pierwiastka (de Bertoldi i in. 1985).

Ze względu na niską wartość C/N w surowych osadach, z reguły kompostuje się je po uprzednim wymieszaniu z materiałem zawierającym dużą ilość węgla: korą, trocinami, słomą i innymi. Przyczyniają się one także do znaczącej poprawy struktury pryzmy i ułatwiają jej napowietrzenie (Sharma i in. 1997, Kluczek 1999).

2.3.6.2. Technologie kompostowania osadów ściekowych

Podstawowym elementem decydującym o wyborze metody kompostowania osadów przeznaczonych na cele rolnicze jest jej skuteczność, gwarantująca osiągnięcie zadowalającego efektu końcowego w postaci wartościowego i bezpiecznego dla środowiska nawozu organicznego. W zależności od skali przedsięwzięcia i przeznaczenia produktu finalnego wykorzystuje się różne metody, wśród których najszersze zastosowanie znajdują:

- składowanie wymieszanego materiału organicznego w statycznych pryzmach, bez napowietrzania - dystrybucja powietrza zapewniona jest tylko dzięki naturalnej porowatości biomasy. Utylizacja osadów przy pomocy tej metody trwa bardzo długo, a jej efektywność jest niska (Sharma i in. 1997).
- przerzucanie pryzmy przy użyciu specjalistycznego sprzętu, w odstępach czasu zależnych przede wszystkim od generowanej w niej temperatury. Przemieszczenie biomasy z jednej strony służy jej napowietrzeniu, z drugiej zaś umożliwia równomierne oddziaływanie czynników higienizacyjnych w całej objętości (Bresters i in. 1997, Cooperband 2002).
- napowietrzenie pryzmy z użyciem wymuszonego obiegu powietrza, poprzez jego wdmuchiwanie lub zasysanie przy pomocy systemu perforowanych rur umieszczonych wewnątrz pryzmy lub u jej podstawy i połączonych z urządzeniem

wydmuchującym lub ssącym powietrze pod dużym ciśnieniem (de Bertoldi i in. 1984, Stentiford i in. 1985, Sharma i in. 1997).

- kompostowanie w bioreaktorach, wymagające dużych nakładów finansowych umożliwiające jednak ścisłą kontrolę parametrów decydujących o prawidłowym przebiegu procesu takich, jak temperatura, wilgotność czy ilość tlenu w biomacie (Cooperband 2002, Stelmachowski i in. 2003).

2.3.6.3. Wpływ kompostowanych osadów ściekowych na właściwości gleby

Prawidłowo przeprowadzony proces kompostowania osadów pościekowych prowadzi do uzyskania produktu o wysokiej wartości nawozowej. Wprowadzenie go do gleby wpływa pozytywnie na jej właściwości fizyczne i chemiczne podnosząc przez to jej żyzność i urodzajność.

Mimo, że kompost nie zapewnia roślinom natychmiastowej dawki łatwo przyswajalnych składników, to dzięki swej strukturze zapobiega wymywaniu obecnych już w glebie pierwiastków. Zhumifikowana materia organiczna kompostu jest źródłem niezbędnych dla roślin makro- i mikroelementów, jednak proces mineralizacji prowadzący do ich uwolnienia wymaga dłuższego czasu (Brown i in. 2000, Paré i in. 1998).

Rezultaty doświadczeń polowych, których celem była ocena wpływu kompostowanych osadów pościekowych na wysokość i jakość plonów różnych roślin uprawnych (ziemniaki, pszenica, kukurydza, burak) potwierdzają, że jest to w pełni wartościowy nawóz organiczny. Mimo różnic w składzie chemicznym (kompost - mniejsza ilość K, większa P, Ca i mikroelementów) jego działanie zbliżone jest do obornika, podobne są także zalecenia dotyczące dawkowania tych dwóch nawozów (Baldoni i in. 1996, Harasimowicz-Hermann i Hermann 1999, Petersen i in. 2003, Ros i in. 2003).

Zastosowanie kompostu, poza wzbogaceniem gleby w składniki odżywcze, zwiększa również jej porowatość, wpływając w ten sposób na polepszenie struktury. Gleby nawożone tym nawozem charakteryzuje także wyższa retencja glebowa, pojemność sorpcyjna i zdolność buforowa (Pinamonti i Zorci 1996, Brown i in. 2000).

Badania prowadzone od wielu lat w USA i kilku krajach europejskich dowiodły, że kompostowane osady pościekowe mogą prowadzić również do poprawy jakości gleby pod względem fitosanitarnym (Cotxarrera i in. 2002, Bailey i Lazarovits 2003). Wprowadzone

do gleby, hamują rozwój wielu drobnoustrojów chorobotwórczych w stosunku do roślin, wśród nich grzybów z rodzaju *Rhizoctonia*, *Pythium*, *Phytophthora*. Dzieje się to, między innymi, dzięki obecności w dojrzałym kompoście wielu mikroorganizmów wykazujących właściwości antagonistyczne w stosunku do tych patogenów. Oprócz tego sugeruje się, że w roślinach uprawianych na glebach nawożonych kompostem dochodzi do indukcji genu odpowiedzialnego za zjawisko oporności systemicznej, przez co są one mniej wrażliwe na ataki fitopatogenów.

Przyjmując jako nie budzący wątpliwości fakt zmniejszenia stopnia porażenia roślin uprawnych przez grzyby chorobotwórcze dzięki stosowaniu kompostu z udziałem osadów pościekowych, podkreślić należy że skuteczność tego oddziaływania zależy od wielu czynników, np. wilgotności, pH, C/N czy stopnia dojrzałości nawozu (Lumsden i in. 1983, Hoitink i in. 1996, Granatstein 1997, Sullivan 2001).

2.4. Skażenie mikrobiologiczne osadów ściekowych

Wśród czynników limitujących rolnicze wykorzystanie osadów ściekowych, oprócz ponadnormatywnej zawartości metali ciężkich, ogromne znaczenie przypisuje się również obecności w nich drobnoustrojów potencjalnie patogennych dla ludzi i zwierząt. Stopień mikrobiologicznego skażenia osadów zależy w dużej mierze od ogólnego stanu zdrowia ludzi w danym regionie oraz od liczby szpitali, garbarni, rzeźni i innych tego typu jednostek mogących stanowić potencjalne źródło skażenia ścieków odprowadzanych do danej oczyszczalni (Strauch 1991, Fransen i in. 1996, Dumontet i in. 2001).

Liczba i zróżnicowanie mikroorganizmów chorobotwórczych, które można wyizolować z surowych osadów, stanowi o poważnym ryzyku środowiskowym, jakie niesie ze sobą wprowadzenie ich do gleby bez wcześniejszego poddania skutecznym procesom higienizacji. Dodatkowe niebezpieczeństwo stwarza również możliwość rozprzestrzeniania się tych drobnoustrojów poprzez aerozole (Pillai i in. 1996, Barabasz i in. 2000).

Ze względu na te zagrożenia oczywistą stała się potrzeba zastosowania ograniczeń w rolniczym wykorzystaniu osadów ściekowych w przypadku zbyt wysokiej zawartości w nich drobnoustrojów patogennych. Dopuszczalne wartości określone są z reguły w odpowiednich aktach prawnych, regulujących zagadnienia związane z zagospodarowaniem różnego typu odpadów. W Polsce kryterium decydującym o przydatności osadów do rolniczego wykorzystania jest brak obecności pałeczek *Salmonella* oraz żywych jaj *Ascaris* sp., *Trichuris* sp. i *Toxocara* sp., jednak różnorodność mikroorganizmów mogących stwarzać ryzyko dla środowiska jest znacznie większa.

2.4.1. Wirusy

Szczególą rolę, ze względów sanitarnych, odgrywają występujące w ściekach komunalnych wirusy. Przy dotychczas stosowanych technologiach, w procesie oczyszczania ścieków nie dochodzi do całkowitej ich eliminacji. Wirusy, które wraz z nawozami organicznymi wprowadza się do środowiska, z jednej strony podlegają inaktywacji, z drugiej zaś - mogą być adsorbowane na cząstkach gleby, a następnie przenoszone w jej głębsze warstwy. Do zakażeń może dochodzić wskutek spożywania roślin z pól obficie nawożonych ściekami komunalnymi nie poddanymi uprzedniemu kondycjonowaniu.

W 1 litrze osadów ściekowych koncentracja infekcyjnych cząstek wirusowych sięga 10^5 pfu (Feachem i in. 1983, Guardabassi i in. 2003). Wśród niebezpiecznych dla zdrowia wirusów wydalanych z kałem znajdują się, między innymi,:

- Adenowirusy
- Enterowirusy: Poliowirus, Coxsackiewirus, Echowirus,
- Hepatitis A virus
- Reowirusy
- Rotawirus
- Astrowirus
- Calciwirus
- Coronawirus (Strauch 1991).

Mimo, że wirusy nie potrafią namnażać się poza organizmem żywiciela, mogą one bez trudu zachować aktywność w glebie i ściekach przez okres ponad 100 dni (Strauch 1993). W sprzyjających warunkach okres ten przedłuża się do pół roku (Cilimburg i in. 2000, Nelson i in. 2004). Niska temperatura i wysoka wilgotność powodują wydłużenie przeżywalności wirusów w środowisku, z kolei promieniowanie słoneczne prowadzi do ich szybszej inaktywacji w powierzchniowych warstwach gleby (Guardabassi i in. 2003, Santamaria i Toranzos 2003).

Tempo inaktywacji wirusów w trakcie kompostowania osadów ściekowych zależy przede wszystkim od temperatury generowanej w fazie termofilnej tego procesu. Okres konieczny dla całkowitej eliminacji adenowirusów, enterowirusów i reowirusów w temperaturze 60°C wynosi ok. 2 godzin, jednak w temperaturze 30°C ulega on wydłużeniu nawet do 3 miesięcy (Guardabassi i in. 2003).

Wśród pozostałych czynników wpływających w znaczący sposób na stopień inaktywacji wirusów w kompostowanych osadach ściekowych szczególną uwagę zwraca się na aktywność enzymatyczną zasiedlających biomasę mikroorganizmów. Duże znaczenie ma również ilość powstającego w pryzmie amoniaku.

Wilgotność i pH pryzmy odgrywa mniejsza rolę w procesie eliminacji wirusów, ponieważ, podczas prawidłowego przebiegu kompostowania, wartości tych parametrów wewnątrz biomasy nie stanowią zagrożenia dla ich aktywności (Guardabassi i in. 2003).

2.4.2. Bakterie

Obecność w ściekach i osadach ściekowych dużej liczby bakterii jest zjawiskiem naturalnym. Wiele z nich stanowi rodzimą mikroflorę zasiedlającą przewód pokarmowy ludzi i zwierząt, skąd, wraz z odchodami, trafiają do systemów kanalizacyjnych, a następnie do oczyszczalni. W zależności jednak od zdrowotności populacji na danym terenie, oprócz niegroźnych komensali do osadów dostają się również niebezpieczne dla środowiska bakterie patogeniczne.

Najgroźniejsze z nich należą do rodziny *Enterobacteriaceae*, z której pochodzą również, powszechnie wykorzystywane w roli mikroorganizmów wskaźnikowych, pałeczki *Escherichia coli*. Mikroorganizmy te, mimo że nie wytwarzają form przetrwalnych, w korzystnych warunkach wykazują wysoką zdolność do przetrwania poza organizmem żywiciela i z tego powodu ich obecność w środowisku wiąże się z poważnym ryzykiem epidemiologicznym.

W tabeli 1 zestawiono bakterie niebezpieczne dla środowiska izolowane z osadów ściekowych (Strauch 1991):

Tabela 1

Patogeny pierwotne	Patogeny wtórne
<i>Salmonella</i> spp. <i>Shigella</i> spp. <i>Escherichia coli</i> <i>Pseudomonas aureginosa</i> <i>Yersinia enterocolitica</i> <i>Clostridium perfringens</i> <i>Clostridium botulinum</i> <i>Bacillus anthracis</i> <i>Listeria monocytogenes</i> <i>Vibrio cholerae</i> <i>Mycobacterium</i> spp. <i>Leptospira</i> spp. <i>Campylobacter</i> spp. <i>Staphylococcus</i> <i>Streptococcus</i>	<i>Escherichia</i> <i>Klebsiella</i> <i>Enterobacter</i> <i>Serratia</i> <i>Citrobacter</i> <i>Proteus</i> <i>Providencia</i>

Czas przetrwania bakterii patogenicznych poza ich naturalnym środowiskiem życia zależy od wielu czynników wynikających zarówno z budowy i cyklu życiowego drobnoustrojów (wytwarzanie endospor), jak i warunków zewnętrznych – temperatury, wilgotności, pH, aktywności mikroflory natywnej i wielu innych. Przeżywalność bakterii jelitowych w glebie zwykle nie przekracza 2 miesięcy, jednak wyniki niektórych badań dowodzą, że w korzystnych warunkach czas ten może być znacznie dłuższy – nawet ponad 2 lata (Kobus i in. 1983, Strauch 1993, Vasseur i in. 1996).

Przeżywalność bakterii na powierzchni roślin wynosić może nawet pół roku, najczęściej jednak giną one już w ciągu jednego miesiąca (The biosolids report 2000).

2.4.3. Grzyby

Ponieważ mikroorganizmom tym nie przypisuje się tak istotnej roli w zakresie zagrożeń środowiska wynikających ze stosowania osadów do celów rolniczych, liczba badań koncentrujących się nad ich obecnością i przeżywalnością w środowisku jest zdecydowanie mniejsza. Ich rezultaty dowiodły, że niekiedy w osadach mogą znajdować się grzyby wywołujące infekcje u zwierząt i ludzi oraz ostre reakcje alergiczne. Bardzo duże znaczenie odgrywają grzyby wytwarzające mikotoksyny, zwłaszcza *Aspergillus flavus* i *Aspergillus parasiticus* produkujące aflatoksynę (Deportes i in 1995., Strauch 1993, Beffa i in. 1998, Carrington 2001, Dumontet i in. 2001).

Jak podaje Strauch (1991) w ściekach i osadach na szczególną uwagę zasługują:

- *Candida albicans*, *C. krusei*, *C. tropicalis*, *C. guilliermondii*
- *Cryptococcus neoformans*
- *Trichosporon* spp.
- *Aspergillus* spp.
- *Phialophora richardsii*
- *Geotrichum candidum*
- *Trichophyton* spp.
- *Epidermophyton* spp.

2.4.4. Pierwotniaki

Liczba gatunków pierwotniaków występujących najczęściej w osadach, które mogą stanowić zagrożenie dla środowiska człowieka, ogranicza się do trzech: *Giardia lamblia*, *Cryptosporidium parvum* i *Entamoeba histolytica*. Mimo, że dojrzałe osobniki szybko giną w środowisku, niebezpieczeństwo niosą wytwarzane przez te organizmy cysty odporne na niekorzystne warunki zewnętrzne (Feachem i in. 1983, Hu i in. 1996, The biosolids report 2000). Wykazują one szeroki zakres tolerancji w stosunku do pH i ciśnienia osmotycznego danego środowiska, są natomiast bardzo wrażliwe na wysuszenie, przy czym największą odporność na działanie czynników szkodliwych charakteryzują się oocysty *Cryptosporidium* (Olson 2001).

Ich przeżywalność w osadzie przy niskiej temperaturze i wilgotności dochodzi do 30 dni, natomiast w wyższej temperaturze i wilgotności nie przekracza z reguły 15 dni (Pell 1997). W zimnej wodzie potrafią przetrwać wiele miesięcy, natomiast na powierzchni roślin lub w suchej glebie giną bardzo szybko (Feachem i in. 1983, Cillimburg i in. 2001).

2.4.5. Robaki płaskie i oble

Właściwym obiektem badań nie są osobniki dorosłe, lecz produkowane przez nie jaja. Charakteryzuje je wyjątkowa odporność na niesprzyjające warunki – ich przeżywalność w różnych warunkach środowiska dochodzi nawet do kilku lat (Strauch 1993, Gaspard i in. 1995, The biosolids report 2000). Czynnikiem wpływającym korzystnie są niskie temperatury, wysoka wilgotność, a w przypadku gleb – zacienienie. Wysokie temperatury umożliwiają inaktywację jaj, dlatego też właściwie przeprowadzony proces kompostowania osadów ściekowych prowadzi do ich eliminacji z biomasy. Wymagane wartości temperatur gwarantujące higienizację przyzmi przekraczają 50°C (Feachem i in. 1983, Dumontet i in. 2001).

Pasożyty o największym znaczeniu higienicznym to *Ascaris lumbricoides*, *Trichuris trichura*, *Toxocara* spp., *Taenia* spp. (Gaspard i in. 1997). Na szczególną uwagę zasługują jaja *Ascaris*, charakteryzujące się większą niż pozostałe zdolnością przetrwania w niekorzystnych warunkach (Nelson i in. 2004). Z tego powodu stopień inaktywacji jaj

Ascaris stanowi jeden z elementów decydujących o efektywności danej technologii uzdatniania osadów pościekowych.

2.4.6. Fitopatogeny

Obecność w kompostowanych osadach ściekowych mikroorganizmów wywołujących choroby roślin jest szczególnie istotnym problemem w sytuacji, gdy zakłada się ich rolnicze wykorzystanie. Dla większości fitopatogenów bakteryjnych (*Xanthomonas* spp., *Pseudomonas* spp., *Erwinia* spp., *Agrobacterium tumefaciens*) temperatura 55°C utrzymująca się w przyłomie kompostowej przez 7 dni jest czynnikiem wystarczającym do ich eliminacji (Bollen 1985, Noble i Roberts 2003).

Inaktywacja niektórych gatunków grzybów, charakteryzujących się wyższą niż przeciętna termotolerancją (*Plasmodiophora brassicae*, niektóre formy specjalne *Fusarium oxysporum*), wymaga jednak oddziaływania temperatur sięgających co najmniej 65°C przez 21 dni (Ylimäki i in. 1983, Noble i Roberts 2003).

Podobne problemy dotyczą eliminacji wirusów TMV (Tobacco Mosaic Virus) i TRV (Tobacco Rattle Virus). W przypadku wirusa mozaiki tytoniu (TMV) efektywną higienizację uzyskać można dopiero po 21 dniach kompostowania w temperaturze 68°C. Z tego powodu większą rolę w procesie jego inaktywacji przypisuje się aktywności mikroorganizmów autochtonicznych zasiedlających przyłomę (Lopez-Real i Foster 1985, Carrington 2001, Noble i Roberts 2003).

2.5. Drobnoustroje wskaźnikowe

Stopień skażenia fekalnego środowiska określa się na podstawie liczebności występujących w nim drobnoustrojów wskaźnikowych. Ich wykrycie świadczy pośrednio o potencjalnej możliwości obecności w tym środowisku patogenów pochodzenia jelitowego. Mikroorganizmy pełniące rolę indykatorów powinny spełniać szereg warunków, wśród których najistotniejsze to:

- stała obecność w przewodzie pokarmowym zdrowego człowieka;
- wyższa, w porównaniu z patogenami, liczebność;
- wolniejsze od patogenów tempo obumierania w danym środowisku, wynikające z wyższej odporności na panujące w nim niekorzystne warunki;
- możliwość izolacji i identyfikacji przy użyciu prostych i szybkich metod;
- niska patogeniczność (Pawlaczyk-Szpilowa 1980, Feachem i in. 1983, Holmqvist i Stenström 2001).

Zakładając, że wykorzystanie mikroorganizmów wskaźnikowych służyć ma określeniu skuteczności dowolnego procesu zmierzającego do stabilizacji i higienizacji osadów pościekowych (np. wapnowanie, stabilizacja beztlenowa, kompostowanie), postulowane jest spełnienie przez te drobnoustroje dodatkowych warunków. Powinny one, z dużym prawdopodobieństwem, występować w surowych osadach, niewskazane jest jednak, aby stanowiły element naturalnej mikroflory gleby lub wody. Ich odporność na letalne oddziaływanie charakterystycznych dla danego procesu czynników (pH, temperatura) powinna być zbliżona do odporności patogenów, na obecność których mogą wskazywać. Drobnoustroje wskaźnikowe nie mogą brać udziału w zachodzących w trakcie analizowanego procesu przemianach mikrobiologicznych (Colleran 2000).

W badaniach związanych z ryzykiem skażenia środowiska naturalnego przez patogeny jelitowe w charakterze indykatorów wykorzystywane są najczęściej pałeczki coli i enterokoki (Bergstein-Ben Dan i in. 1997, Cools i in. 2001, Parmar i in. 2001, Christensen i in. 2002). Złożoność czynników wpływających na przeżywalność mikroorganizmów wskaźnikowych w różnych środowiskach powoduje jednak, że dla zapewnienia jak największej rzetelności i wiarygodności otrzymanych rezultatów, coraz częściej sugeruje się konieczność zastosowania do tego celu również innych drobnoustrojów.

Specyficznym indykátorem, wykorzystywanym gównie w badaniach nad osadami ściekowymi, jest *Salmonella senftenberg* W775. Podstawowe kryteria decydujące o tym wyborze, to, przede wszystkim, przynależność do najbardziej znanego rodzaju patogenów jelitowych, duża odporność na wysoką temperaturę i możliwość szybkiej identyfikacji (Carrington 2001).

W celu oceny stopnia zanieczyszczenia fekalnego środowiska stosuje się także oznaczanie beztlenowych laseczek *Clostridium perfringens*. Obecność wytrzymałych na niekorzystne warunki endospor tego gatunku, przy jednoczesnym braku pałeczek coli i enterokoków, świadczy o długim okresie dzielącym moment skażenia od terminu analizy (Feachem i in. 1983, Ferguson i in. 1996, Carrington 2001). Uwzględniając wysoką odporność form przetrwalnych *Clostridium perfringens* na czynniki stresogenne, wykorzystuje się je także jako wskaźnik skuteczności różnych procesów higienizacyjnych (Brown i in. 2000).

Zakładając rolnicze wykorzystanie osadów pościekowych, konieczne jest zwrócenie uwagi na ich jakość z punktu widzenia fitohigieny. Chcąc uzyskać informacje dotyczące ewentualnej obecności w osadzie patogenów roślinnych, sugeruje się zastosowanie mikroorganizmów wskaźnikowych wyróżniających się wyjątkową odpornością na działanie szkodliwych czynników, w tym wysokiej temperatury i wysuszenia. Opierając się na tym kryterium wykorzystuje się do badań wirusa mozaiki tytoniu i grzyba *Plasmodiophora brassicae* (Lopez-Real i Foster 1985, Bollen 1985, Strauch 1996). Ze względu na wytwarzanie odpornych na niekorzystne warunki środowiskowe sklerot, uzasadnione wydaje się także określanie przeżywalności grzybów z rodzaju *Sclerotinia* i *Rhizoctonia*.

Zarówno mikroorganizmy wskaźnikowe, jak i patogeniczne mogą w różny sposób reagować na czynniki zewnętrzne działające na nie poza naturalnym środowiskiem życia. Niektóre zależności są jednak uniwersalne i dotyczą większości wspomnianych wcześniej drobnoustrojów.

Rezultaty wielu doświadczeń potwierdzają ich dłuższą przeżywalność w niższych temperaturach i przy wysokiej wilgotności środowiska (Olszewska i in. 1999, Paluszak i Olszewska 2000, Carrington 2001, Olson 2001, Santamaria i Toranzos 2003). Z kolei zapewnienie odpowiedniej ilości składników odżywczych w warunkach podwyższonej temperatury może doprowadzić nawet do namnożenia bakterii pochodzenia jelitowego. Do zjawiska takiego dochodzi np. w ściekach lub osadach pościekowych, nie ma ono

jednak charakteru długotrwałego i zaraz po nim następuje z reguły gwałtowny spadek liczebności danej populacji (Feachem i in. 1983).

Inne czynniki powodujące zahamowanie rozwoju większości mikroorganizmów to wysoka aktywność mikroflory autochtonicznej, duża zawartość tlenu w danym środowisku, pH utrzymujące się w skrajnych wartościach (<4 oraz >10), a w przypadku gleby i powierzchni roślin - silne nasłonecznienie (Parmar i in. 2001).

2.6. Pałeczki *Escherichia coli*

Należący do rodziny *Enterobacteriaceae* gatunek *Escherichia coli* znany jest powszechnie jako komensal bytujący w przewodzie pokarmowym człowieka i zwierząt. Gram-ujemne, urzęsione peritrichalnie pałeczki występują w dużej koncentracji w kale ludzkim - 10^6 - 10^9 jtk w 1 gramie (Feachem i in. 1983). Potwierdzenie ich obecności w środowisku przyjmowane jest od dawna jako wskaźnik zanieczyszczenia kałowego. Funkcję indykatorów pełnią głównie pałeczki coli pochodzenia fekalnego (Vilanova i in. 2004). W odróżnieniu od wszystkich bakterii grupy coli, do których należą również rodzaje *Enterobacter*, *Klebsiella* i *Citrobacter*, do pałeczek coli typu fekalnego zalicza się głównie przedstawicieli gatunku *Escherichia coli* (Feachem i in. 1983).

Ze względu na to, że ilość pałeczek coli w odchodach zwierzęcych jest znacznie niższa niż w ludzkich, gatunek ten ma nieco mniejsze znaczenie jako wskaźnik skażenia odchodami pochodzenia zwierzęcego (Colleran 2000, Carrington 2001).

Wykorzystaniu pałeczek coli w roli mikroorganizmów wskaźnikowych sprzyjają stosunkowo proste metody ich wykrywania, umożliwiające szybką i wiarygodną identyfikację. Opierają się one na charakterystycznych dla tych drobnoustrojów właściwościach, wśród których najczęściej wykorzystywana jest zdolność do fermentacji laktozy z wytworzeniem gazu i kwasów.

Inne cechy *E. coli*, wynikające z jej aktywności metabolicznej lub specyficznej budowy komórki, umożliwiają rozpoznanie tego gatunku przy pomocy mało skomplikowanych testów biochemicznych (np. IMViC) i serologicznych.

Pomimo niewielkiego ryzyka, jakie niesie ze sobą obecność *E. coli* w środowisku, niektóre szczepy z tego gatunku (ok. 1%) mogą stanowić zagrożenie dla zdrowia (Grant i in. 1996, Olson 2001). Wśród nich coraz więcej uwagi poświęca się wytwarzającemu verotoksyny enterokrwotocznemu serotypowi EHEC O157:H7. Rezerwuarem tych drobnoustrojów są zwierzęta domowe i dzikie, przede wszystkim bydło i owce (Kudva i in. 1998, Olson 2001).

Do zakażeń ludzi dochodzi przede wszystkim przez produkty spożywcze – mięso, mleko, surowe warzywa oraz przez bezpośredni kontakt ze zwierzętami bądź ludźmi będącymi nosicielami EHEC O157:H7 (Brackett 1999, Strachan i in. 2001, Beuchat 2002, Duffy i Schaffner 2002).

Dodatkowe ryzyko związane z coraz częstszym stwierdzaniem obecności EHEC O157:H7 w środowisku jest efektem dużej odporności tych bakterii na niekorzystne

warunki środowiskowe, niską dawką infekcyjną oraz małą skutecznością terapii zaistniałych powikłań przy pomocy antybiotyków (Pell 1997, Strachan i in. 2001, White i in. 2002).

Występowanie i przeżywalność pałeczek *E. coli* w środowisku zależy od wielu czynników (Himathongkham i in 1999, Jamieson i in. 2002). Istotną rolę w procesie ich eliminacji odgrywa temperatura.

W kale o temperaturze ok. 0°C drobnoustroje te mogą zachować swoją aktywność ponad rok. Jak donosi Feachem i in. (1983) w fekaliach składowanych w zakresie temperatur mezofilnych, obserwuje się, po początkowym wzroście liczby pałeczek *E. coli*, gwałtowny jej spadek, prowadzący do całkowitej eliminacji po okresie 3 tygodni. W temperaturze 10°C wzrost liczebności populacji jest powolniejszy, ale po 23 tygodniach ilość pałeczek coli utrzymuje się stale na dość wysokim poziomie. Skracanie przeżywalności wraz ze wzrostem temperatury jest tendencją potwierdzaną przez innych badaczy (Pell 1997).

Proces oczyszczania ścieków zawierających pałeczki coli typu kałowego nie prowadzi do znaczącej redukcji ich liczby w osadzie. O ile w 100 ml surowych ścieków waha się ona od 10^4 do 10^8 jtk, to w 1 g osadu pościekowego koncentracja pałeczek coli jest w dalszym ciągu dość wysoka i wynosi średnio $10^5 - 10^7$ jtk (Canadian Handbook 1999, Carrington 2001). Czas ich inaktywacji jest zmienny – przy niskiej wilgotności osadu i temperaturze 10-15°C drobnoustroje te giną w ciągu 30 dni. Temperatura 20°-30°C i wysoka wilgotność powodowały skrócenie tego okresu do 5 dni (Mayfield 2002). Inne źródła podają jednak, że w osadzie o temperaturze 20°-30°C pałeczki *E. coli* mogą przetrwać od 50 do 90 dni (Feachem i in. 1983).

Badania prowadzone w jeziorach o temperaturze wody 15-19°C wykazały, że czas konieczny do 90% redukcji populacji tych bakterii - t_{90} może się wahać od kilku godzin do kilkudziesięciu dni (Feachem i in. 1983). W chłodnej wodzie, bogatej w składniki odżywcze, mogą one przeżyć nawet kilka miesięcy (Truszczyński 1984). W temperaturze bliskiej zamarzaniu okres ten przedłuża się nawet do 300 dni. Wzrost temperatury do 20°-30°C powoduje spadek czasu przeżycia pałeczek coli do 30-84 dni (Olson 2001).

Podobne zależności dotyczą także środowiska glebowego. Wartość t_{90} dla *E. coli* w glebie wynosiła w lecie 3 dni, gdy tymczasem w trakcie chłodniejszego okresu jesienno-zimowego nawet 14 dni (Feachem i in. 1983). W przypadku

enterokrwotocznego szczepu *E. coli* 0157:H7 przeżywalność w glebie o temperaturze bliskiej 0°C może przekraczać 300 dni, a przy 30°C spada nawet do 2 dni (Olson 2001).

Czynnikami mogącym w znacznym stopniu modyfikować tempo obumierania pałeczek coli jest rodzaj gleby i związany z nim bezpośrednio poziom jej wilgotności (Mawdsley i in. 1995, Jamieson i in. 2002, Unc i Goss 2003). W glebie o wilgotności 30% t_{90} dla pałeczek coli wynosiło 18 dni, a przy wilgotności rzędu 10% wartość ta spadła do 2,5 dnia. Redukcja liczebności *E. coli* w glebie suchej w ciągu 1 dnia osiągnęła poziom 99%, gdy przy podwyższonej wilgotności zmniejszenie liczby komórek o 90% trwa 3 tygodnie (Feachem i in. 1983).

Możliwości przetrwania *E. coli* na powierzchni roślin są znacznie ograniczone. Generalnie przyjmuje się, że bakterie wskaźnikowe nie są w stanie przeżyć w tym środowisku dłużej niż 4 tygodnie, a 99-procentowa redukcja ich liczebności zachodzi w ciągu pierwszego tygodnia. W warunkach, gdy pałeczki coli izolowano z gleby przez 8 tygodni, na roślinach ginęły już po 16 dniach (Feachem i in. 1983).

2.7. Pałeczki *Salmonella*

Gram ujemne pałeczki z rodzaju *Salmonella* należą, podobnie jak bakterie grupy coli, do rodziny *Enterobacteriaceae*. W przeciwieństwie jednak do *Escherichia coli* najczęściej nie fermentują one laktozy i nie wytwarzają indolu z tryptofanu, a ich izolacja i identyfikacja wymaga zastosowania bardziej skomplikowanych metod badawczych.

Mikroorganizmy te uważane są za sprawców najczęstszych zakażeń przewodu pokarmowego ludzi i zwierząt, mogących prowadzić do poważnych zdrowotnych konsekwencji (Jawetz i in. 1991, Strauch 1996). Dochodzi do nich najczęściej w wyniku spożycia skażonych produktów spożywczych. W rozpowszechnianiu pałeczek *Salmonella* bardzo ważną rolę odgrywa również zanieczyszczenie środowiska (Polo i in. 1999, Barabasz 2001, Hoszowski i Wasyl 2001, Ait Melloul i in. 2001).

Właściwości chorobotwórcze pałeczek i ich wirulentność wykluczają w zasadzie możliwość wykorzystywania ich w charakterze drobnoustrojów wskaźnikowych. Jednak w przypadku badań dotyczących osadów pościekowych, w których występowanie bakterii jelitowych takich jak pałeczki coli i enterokoków jest naturalne, uzasadnione jest zastosowanie dodatkowego indykatora.

Tego typu doświadczenia prowadzone były w Niemczech, gdzie testowano przydatność pałeczek *Salmonella senftenberg* W775 (Colleran 2000, Stenström 2002). Serotyp ten rzadko wywołuje zakażenia u ludzi, charakteryzuje się za to dużą odpornością na wysokie temperatury i dzięki specyficznej strukturze antygenowej stosunkowo łatwo można go oznaczyć (Obiger 1978, Carrington 2001). Introdukcja do przyrządu, najlepiej w specjalnych nośnikach, pozwala na prześledzenie tempa ich inaktywacji w trakcie procesu (Paluszak i in. 2003).

Zdolność pałeczek *Salmonella* do przetrwania w glebie, wodzie lub odchodach modyfikowana jest przez wpływ różnych czynników, głównie jednak temperatury i wilgotności. O ile bakterie te mogą ulec inaktywacji w efekcie działania wysokich temperatur, to wykazują one znacznie wyższą odporność na mróz i suszę (Olson 2001, Mayfield 2002).

Obecność pałeczek *Salmonella* w ściekach i osadach ściekowych potwierdzana była wielokrotnie (Deportes i in. 1995, Piontek i Thi Bich Loc 2000, Hoszowski

i Wasyl 2001, Koivunen i in. 2003). Z reguły liczba tych drobnoustrojów w 1 litrze surowych ścieków waha się od 10^3 do 10^6 jtk (Kluczek 1999).

Czas przeżycia w ściekach przy temperaturze $20^{\circ}\text{--}30^{\circ}\text{C}$ wynosi od 30 do 60 dni. Stwierdzana bardzo wysoka koncentracja pałeczek *Salmonella* w ściekach, zdaniem niektórych badaczy, wskazuje na możliwość namnażania się tych drobnoustrojów w systemach kanalizacyjnych.

W 1 gramie osadu ściekowego występować może $10^2\text{--}10^3$ jtk pałeczek *Salmonella*. Ich koncentracja zależy, między innymi, od wielkości aglomeracji, z której ścieki spływają do danej oczyszczalni. Badania wskazują, że skażenie osadów pałeczkami *Salmonella* jest największe w przypadku, gdy ścieki pochodzą z ośrodków, w których liczba mieszkańców waha się od 10 do 100 tysięcy (Feachem i in. 1983).

W korzystnych warunkach (niska wilgotność i temperatura), drobnoustroje te mogą przetrwać w osadzie kilka miesięcy (Gibbs i in. 1995, Canadian Handbook 1999, Carrington 2001). W wilgotnym osadzie o temperaturze $20^{\circ}\text{--}30^{\circ}\text{C}$ okres ten jest krótszy niż 1 miesiąc (Mayfield 2002).

Wprowadzone do gleby z osadem lub gnojowicą pałeczki *Salmonella* potrafią przetrwać od kilku dni do kilku miesięcy, przy czym czas ten jest zawsze dłuższy w okresach charakteryzujących się obniżoną temperaturą otoczenia (Placha i in. 2001). O ile w glebie zmrożonej bakterie te utrzymują się przy życiu ponad 12 tygodni, w temp. 30°C giną już po 4 tygodniach (Olson 2001).

Redukcja pałeczek *Salmonella* w glebie skażonej zawiesiną tych bakterii (koncentracja komórek w 1 ml rzędu 10^6) wyniosła po 50 dniach 99,9%, jednak ich obecność w skażonej glebie stwierdzano jeszcze przez kolejne 300 dni (Feachem i in. 1983).

Czas przetrwania pałeczek *Salmonella* w wodzie może przekroczyć pół roku, chociaż z reguły waha się od 1 do 100 dni (Olson 2001). Typowa wartość współczynnika t_{90} jest znacznie niższa i wynosi od 20 do 200 godzin.

Rezultaty wielu badań potwierdzają powszechne występowanie pałeczek *Salmonella* w rzekach przepływających przez tereny rolnicze, gdzie hodowane są duże ilości zwierząt gospodarskich. Ich obecność stwierdza się również często na odcinkach rzek poniżej miejsc odpływu ścieków. Zanotowano również przypadki izolacji pałeczek *Salmonella* z wód, w których nie wykrywano typowych bakterii wskaźnikowych.

2.8. Paciorkowce grupy D

Paciorkowce kałowe to Gram-dodatnie, katalazo-ujemne ziarniaki, klasyfikowane do połowy lat osiemdziesiątych jako serologiczna grupa D w obrębie rodzaju *Streptococcus*. Obecnie stanowią one odrębny rodzaj *Enterococcus*, charakteryzujący się szeregiem specyficznych, wykorzystywanych w diagnostyce właściwości. Należą do nich, między innymi, hydroliza eskuliny w obecności 40% żółci, wzrost w temperaturze 10° C i 45° C, tolerancja dla wysokiego pH (9,6) i silnego zasolenia podłoża (6.5% NaCl) (Zaremba i Borowski 2001).

Enterokoki uważane są za stosunkowo niegroźne komensale przewodu pokarmowego ludzi i zwierząt. Tylko 2 gatunki - *Enterococcus faecalis* i *Enterococcus faecium* mogą wywoływać schorzenia dotyczące jednak głównie osobników o obniżonej odporności. Znaczenie epidemiologiczne tych drobnoustrojów wzrosło w ostatnim czasie wraz ze stwierdzeniem faktu wykształcenia przez wiele szczepów cechy antybiotykooporności. Szczególną rolę przypisuje się izolowanym coraz częściej szczepom wankomycynoopornym (VER) (Wieczyńska i in. 2001, Zaremba i Borowski 2001).

Wyniki badań dotyczące występowania bakterii fekalnych w środowisku potwierdzają powszechną obecność enterokoków. W 1 gramie odchodów ludzkich znajduje się średnio od 10^5 do 10^8 paciorkowców, w odchodach zwierzęcych wartość ta również przekracza 10^5 jtk. W 100 ml ścieków, w zależności od źródła ich pochodzenia, pory roku oraz metody oznaczania, wykrywano od 10^4 - 10^7 jtk paciorkowców kałowych (Kluczek 1999). Z kolei ich zawartość w 1 gramie surowego osadu ściekowego waha się od 10^4 do 10^6 jtk (Feachem i in. 1983).

Wyraźne różnice w stosunku liczby pałeczek coli do enterokoków w odchodach ludzkich (>4) i zwierzęcych ($<0,7$) sprawiły, że wartości te zaczęto przyjmować jako wskaźnik informujący o źródle powstałego skażenia. Jednak ze względu na szereg czynników, takich jak zmienność tych proporcji występująca pomiędzy różnymi gatunkami zwierząt, czy różna przeżywalność bakterii w środowisku, metoda ta nie znalazła szerokiego zastosowania w praktyce.

Zdolność enterokoków do przetrwania w różnych warunkach jest efektem wpływu wiele czynników, wśród nich wilgotności, pH, temperatury, dostępności składników odżywczych i aktywności biologicznej mikroflory autochtonicznej zasiedlającej dane środowisko.

Wartość t_{90} dla *Enterococcus faecalis* w wodzie o temperaturze 15° C wahała się od 19 do 360 godzin. W glebie wartość ta wynosiła od 3 dni w okresie letnim, do 20 dni w jesienno-zimowym (Feachem i in. 1983).

Z doświadczenia przeprowadzanego w różnych temperaturach w glebie wilgotnej i suchej wynika, że niskie temperatury i wysoka wilgotność wpływają na wydłużenie okresu inaktywacji enterokoków. Wartości współczynnika t_{95} w skrajnych temperaturach 4°C i 37°C wyniosły w przypadku gleby wilgotnej 94 i 29 dni, natomiast w glebie suchej, odpowiednio 23 i 5 dni. Badania Cools i in. (2001) wykazały z kolei, że enterokoki są w stanie przetrwać w glebie dłużej niż *E. coli*.

Analiza przeżywalności enterokoków w środowisku pozwala zauważyć wyraźną tendencję wskazującą na wyższą, w porównaniu z innymi drobnoustrojami pochodzenia kałowego, odporność tych mikroorganizmów na czynniki stresowe (Kumar i in. 1999, Cools i in. 2001). Potwierdzenie tej tezy stanowią również rezultaty wielu doświadczeń dotyczących wpływu procesów kompostowania na tempo inaktywacji enterokoków (Fayza 1997, Shaban 1999). Z tego powodu sugeruje się często wykorzystanie tej grupy bakterii w charakterze indykatorów skażenia fekalnego różnych środowisk oraz oceny wpływu, stosowanych powszechnie lub wprowadzanych dopiero do użytku, metod higienizacji osadów ściekowych na przeżywalność znajdujących się w nich potencjalnych patogenów ludzi i zwierząt (Colleran 2000).

3. Materiał i metody

Przedmiotem badań mikrobiologicznych były kompostowane w pryzmach komunalne osady ściekowe przeznaczone do użytku rolniczego. W skład pryzm wchodziły odwodnione, poddane fermentacji w warunkach beztlenowych osady, zmieszane w różnych proporcjach ze słomą i trocinami, w celu poprawienia struktury i ułatwienia dostępu powietrza dla bakterii autochtonicznych powodujących mineralizację biomasy.

Badania prowadzono na terenie dwóch obiektów doświadczalnych. Pierwszym z nich (obiekt A) była kompostownia zlokalizowana przy wybranej oczyszczalni ścieków województwa kujawsko-pomorskiego o przepustowości dobowej 90 tys. m³. Obiekt B stanowiła kompostownia w województwie wielkopolskim przy oczyszczalni o przepustowości dobowej 28 tys. m³ ścieków.

Doświadczenia trwały od 2001 do 2003 roku. Łącznie obserwacje obejmowały 14 cykli produkcyjnych w różnych porach roku: 8 w obiekcie A oraz 6 w obiekcie B.

Każdorazowo badano po 2 pryzmy w obiektach A i B, stosujących różne technologie kompostowania. Skład pierwszej pryzmy był jednakowy zarówno w obiekcie A, jak i w obiekcie B – stosunek objętości osadu do słomy oraz trocin wynosił 1 : 0,3 : 0,7. Pozostałe pryzmy usypywano w sposób standardowy dla danego obiektu – w kompostowni A mieszano osad z trocinami i słomą w proporcji 1 : 0,5 : 0,5, w kompostowni B dodawano do osadu 1/3 trocin.

W obiekcie A pryzmy napowietrzane były cyklicznie, poprzez mechaniczne przerzucanie biomasy za pomocą urządzenia firmy Backhus (rys.1). Odstępy czasu dzielące poszczególne terminy mieszania kompostu zależne były od zaobserwowanej w pryzmach temperatury.

System aeracji zastosowany w obiekcie B polegał na zasysaniu powietrza atmosferycznego przez umieszczone wewnątrz pryzmy perforowane rury, podłączone do wentylatora wysokociśnieniowego (rys.2). Wprowadzanie rur do pryzmy odbywało się w trakcie jej usypywania, a w celu zabezpieczenia przed zapchaniem znajdujących się na ich powierzchni otworów, otaczano je dodatkową warstwą słomy.



Rys. 1. Mechaniczne napowietrzanie przyzm - obiekt A.



Rys. 2. Napowietrzanie przyzm z zastosowaniem wymuszonego obiegu powietrza - obiekt B.

3.1. Schemat doświadczenia

W celu określenia skuteczności procesów higienizacji dwóch odmiennych technologii kompostowania osadów ściekowych w górnej, środkowej i dolnej części badanych przyzm umieszczano nośniki zawierające drobnoustroje z rodzaju *Salmonella senftenberg* W 775, pałeczki *E. coli* i paciorkowce z grupy D (rys.5). Szczepy wykorzystane w badaniach uzyskano z laboratorium Institut für Umwelt und Tierhygiene sowie Tiermedizin Universität Hohenheim w Stuttgartu.

W trakcie prowadzonych doświadczeń zastosowano dwa rodzaje nośników:

- uformowane w kształcie kuli o średnicy ok. 5 cm grudki kompostu poddanego wcześniej działaniu wysokiej temperatury, które po zaszczepieniu zawiesiną badanych bakterii (1ml) zabezpieczano dodatkową warstwą kompostu i umieszczano w nylonowych siatkach o średnicy oczek ok. 2 cm (rys. 3);

- rurki z plexiglasu, wewnątrz których umieszczano ok. 10 g autoklawowanego kompostu oraz 1 ml zawiesiny *E. coli* (EHEC), zabezpieczone z obu stron membranami o średnicy porów 0,2 μm (rys. 4).



Rys. 3. Wprowadzanie zawiesiny do nośników.

Koncentracja badanych bakterii we wprowadzanej do nośników zawieszynie wynosiła 10^{8-9} NPL·ml⁻¹. Konstrukcja nośników gwarantowała pełne bezpieczeństwo

ekologiczne przeprowadzanego eksperymentu. W odstępach kilku lub kilkunastodniowych, w zależności od warunków termicznych pryzmy, nośniki wyciągano i oznaczano w nich liczebność populacji badanych bakterii.

Oznaczenia wykonywano każdorazowo w trzech powtórzeniach, w oparciu o metodę NPL. Zastosowano w tym celu system 3-probówkowy, umożliwiający wyznaczenie najbardziej prawdopodobnej liczby badanych bakterii na podstawie tzw. liczby charakterystycznej. Pierwsza cyfra oznacza liczbę probówek ostatniego rozcieńczenia, w którym we wszystkich trzech powtórzeniach wynik był pozytywny. Druga i trzecia cyfra odpowiadają liczbie probówek z dodatnim wynikiem z dwóch kolejnych rozcieńczeń. W przypadku wystąpienia wzrostu w następnych rozcieńczeniach, liczba probówek z wynikiem dodatnim dodawana jest do ostatniej cyfry. Po ustaleniu liczby charakterystycznej oznacza się NPL wykorzystując tablice Mc Crady'ego.

W oparciu o zmiany liczebności badanych drobnoustrojów określano tempo ich inaktywacji w różnych miejscach pryzm.



Rys. 4. Schemat nośnika EHEC.

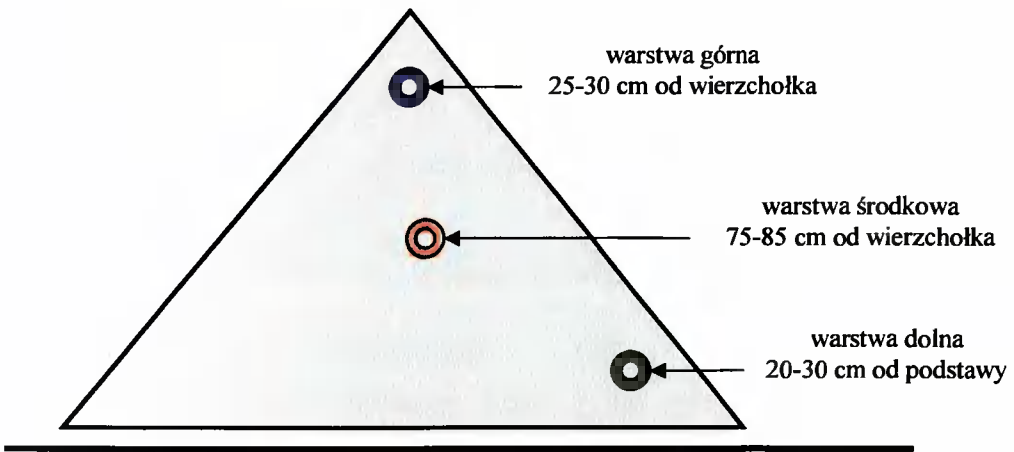
Oznaczono także odczyn kompostowanych osadów, sporządzając ich wodny roztwór w stosunku 1:10 i wykonując pomiar pH po 24 godzinach.

Wilgotność kompostu obliczano poddając ok. 10-gramowe próbki biomasy dwukrotnemu suszeniu przez 3 godziny w temperaturze 105°C i stosując wzór:

$$\text{wilgotność} = \frac{a - b}{a} \times 100\%$$

gdzie **a** oznacza wagę próbki przed suszeniem, natomiast **b** jej wagę po wysuszeniu.

Kontroli podlegała także temperatura pryzm w trakcie procesu.



Rys. 5. Rozmieszczenie nośników w badanych pryzmach.

3.2. Badania mikrobiologiczne

3.2.1. Uzyskiwanie i namnażanie zawiesiny bakteryjnej

Do każdej z 3 kolbek zawierających 50 ml bulionu odżywczego¹⁾ przenoszono po kilka czystych kolonii bakteryjnych *E. coli* (EHEC), paciorkowców grupy D i pałeczek *Salmonella senftenberg* W775, które inkubowano następnie w 37°C przez 24 godziny. Zawartość kolbek przenoszono następnego dnia do 3 kolb zawierających 500 ml

bulionu odżywczego, które po dokładnym zmieszaniu inkubowano w podobnych warunkach. Po upływie 24 godzin zawiesinę przenoszono do lodówki.

3.2.2. Oznaczanie ilościowe paciorkowców grupy D

Każdorazowo do badań pobierano 1g pochodzącego z nośnika kompostu, który umieszczano w próbówce zawierającej 9 ml 0,85% NaCl. Po dokładnym rozmieszaniu na wytrząsarce, z próbek zawierających 1 g naważki przygotowano rząd rozcieńczeń od 10^{-1} do 10^{-8} . Jako podłoża płynnego dla selektywnego wzrostu enterokoków użyto bulionu z glukozą i azydkiem²⁾. Po 48 godzinach inkubacji w 37°C pojawiające się zmętnienie nasuwało podejrzenie występowania paciorkowców kałowych w badanej próbie. Brak zmętnienia świadczył jednoznacznie o wyniku negatywnym. Z prób pozytywnych przenoszono materiał na podłoże stałe, tj. agar z eskuliną i azydkiem³⁾ (37°C, 48 godz.).

Paciorkowce kałowe rosły w postaci charakterystycznych drobnych kolonii, wokół których pojawiało się ciemno zabarwione podłoże. Końcowa identyfikacja paciorkowców grupy-D polegała na zastosowaniu wobec wyhodowanych czystych kultur bakteryjnych testu serologicznego Phadebact-test⁴⁾.

3.2.3. Oznaczanie ilościowe pałeczek z rodzaju *Salmonella*

W procesie izolacji drobnoustrojów z rodzaju *Salmonella* zastosowano dwa podłoża namnażające. W pierwszej fazie 1 ml przygotowanego rozcieńczenia umieszczano w 1% wodzie peptonowej⁵⁾ (37°C, 24 godz.), następnie przenoszono z każdej próbówki 0,1 ml materiału do rzędu próbek zawierających 9 ml selektywnie namnażającego podłoża płynnego wg Rappaporta⁶⁾ (43°C, 24 godz.).

W dalszej kolejności materiał przesiewano na selektywne podłoże agarowe BPLA wg Kaufmanna⁷⁾ (37°C, 24 godz.).

Drobnoustroje rosły w postaci bladnoróżowych kolonii, wokół których następowało charakterystyczne zabarwienie agaru na różowo. Końcowa identyfikacja polegała na zastosowaniu testów serologicznych - surowicy poliwalentnej Hm.

3.2.4. Oznaczanie ilościowe pałeczek *E. coli*

Naważki kompostów do badań i rzędy rozcieńczeń przygotowano analogicznie jak w przypadku oznaczania paciorkowców grupy D i pałeczek *Salmonella*. Następnie przenoszono po 1 ml każdego rozcieńczenia do 3 probówek zawierających po 9 ml podłoża płynnego Mac Conkey'a⁸⁾ i inkubowano 24 godz. w temperaturze 43°C. Do dalszych badań używano rozcieńczeń, w których zachodziła zmiana barwy bulionu z fioletowej na żółtą (rozkład laktozy). Następnie przesiewano materiał na agar z tergitołem⁹⁾ z dodatkiem 0,05% roztworu 2,3,5-TTC¹⁰⁾ (43°C, 24 godz.).

Pałeczki *E. coli* rosły w postaci żółtych kolonii, wokół których nastąpiło rozjaśnienie podłoża (rys. 8). W przypadkach wątpliwych przenoszono materiał na agar zwykły¹¹⁾, celem uzyskania czystych kolonii (37°C przez 24 godz.). Następnie poddawano je testom wchodzącym w skład szeregu biochemicznego IMViC.

W procesie identyfikacji EHEC zastosowano dodatkowo Sorbitol Mac Conkey Agar¹²⁾ (37°C, 24 godz.) i Fluorocult® Lauryl Sulfate Broth¹³⁾ (35°C, 24 godz.). Ponadto wykonywano aglutynację szkiełkową testem lateksowym firmy Biomex¹⁴⁾. Za EHEC przyjmowano bakterie, które nie rozkładały sorbitolu, nie wywoływały efektu fluorescencji (MUG-) oraz dawały reakcję dodatnią w teście lateksowym. Uproszczony szereg identyfikacyjny możliwy był do zastosowania jedynie w odniesieniu do szczelnych nośników, które zapobiegały występowaniu w osadzie z zawiesiną mikroflory towarzyszącej obecnej w osadach pościekowych.

3.3. Obliczenia statystyczne

Liczebność stwierdzonych grup bakterii analizowano w funkcji czasu. Wprowadzono równanie liniowe typu:

$$\log(n) = ax+b,$$

gdzie:

- n** - oznacza liczbę bakterii,
- x** - upływ czasu w dniach,
- a** - współczynnik kierunkowy odpowiadający zmianie liczby bakterii w postaci logarytmu w czasie jednego dnia,

- b** - wyraz wolny odpowiadający teoretycznie logarytmowi liczby bakterii w czasie 0, zaangażowanych w dany proces.

Za czas przeżycia bakterii w glebie przyjęto parametr x_0 określający okres, po którym liczba bakterii obniży się do 1 komórki. Przeprowadzona analiza dotyczyła związków pomiędzy parametrami a , b , x_0 w różnych układach (różne bakterie, sezony). Ocenie podlegały tylko współczynniki tych równań, w których korelacja liniowa $y = ax + b$ jest istotna przy $p_0 < 0,05$.

¹⁾Standard I Nutrient Broth, Merck, nr 7882

²⁾ Azid Dextrose Broth, Merck, nr 1590

³⁾ Kanamycin Esculin Azide Agar, Merck, nr 5222

⁴⁾ Phadebact Strep D Test Karo Boule Diagnostics AB, Huddinge, Sweden

⁵⁾ Peptone Water (buffered), Merck, nr 7228

⁶⁾ Salmonella Enrichment Broth acc. to Rappaport, Merck, nr 10236

⁷⁾ BPL Agar acc. to Kauffmann, Merck, nr 7236

⁸⁾ Mac Conkey Broth, Merck, nr 5396

⁹⁾ Lactose TTC Agar with Tergitol[®] 7, Merc, nr 7680

¹⁰⁾ 2,3,5,-Triphenyltetrazoliumchlorid (TTC), Merck, nr 8380

¹¹⁾ Standard I Nutrient Agar, Merck, nr 7881

¹²⁾ Sorbitol Mac Conkey Agar, Difco, nr 0079

¹³⁾ Fluorocult[®] Lauryl Sulfate Broth, nr 12588

¹⁴⁾ Test lateksowy dla E. coli O157:H7, P. W. Biomex, Kraków

4. Wyniki badań

4.1. Obiekt A wiosna 2001

Zmiany liczebności populacji badanych bakterii wskaźnikowych zachodzących w pryzmach obiektu A w okresie wiosennym 2001 roku zestawiono w tabelach 2-6.

Przeżywalność pałeczek coli w pryzmie usypanej z dodatkową ilością trocin kształtowała się podobnie na wszystkich poziomach. Po 23 dniach kompostowania nie wykrywano już ich obecności w nośnikach z górnej warstwy biomasy, natomiast w części centralnej i dolnej liczebność pałeczek wynosiła wówczas odpowiednio $1,40 \times 10^1$ NPL·g⁻¹ i $2,40 \times 10^1$ NPL·g⁻¹ (tab. 2). Dzienny spadek liczebności badanych mikroorganizmów w pryzmie wahał się od 0,21 do 0,26 log₁₀ (tab. 3).

W drugiej pryzmie eliminacja pałeczek *E. coli* przebiegała około 10 dni dłużej niż w pierwszej. W warstwie środkowej badane drobnoustroje ginęły już po 38 dniach, natomiast w pozostałych częściach pryzmy proces ten trwał tylko o 1-2 dni dłużej. Tempo inaktywacji wynosiło około 0,17 log₁₀·dzień⁻¹ na wyższych poziomach i 0,15 log₁₀·dzień⁻¹ w dolnej warstwie (tab. 3).

Tabela 2

Liczebność badanych drobnoustrojów w pryzmach doświadczalnych [NPL·g⁻¹]
(cykl wiosenny 2001, obiekt A).

terminy poboru próbek	warstwa w pryzmie	<i>Escherichia coli</i> (EHEC)			<i>Salmonella senftenberg</i> W775			paciorkowce grupy D		
		I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny	I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny	I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny
0	-	$2,65 \times 10^7$			$9,15 \times 10^7$			$8,8 \times 10^7$		
1 11 dni	góra	$1,15 \times 10^5$	$4,98 \times 10^7$	$8,37 \times 10^6$	$8,40 \times 10^1$	$1,83 \times 10^7$	$9,93 \times 10^6$	$3,20 \times 10^6$	$9,88 \times 10^6$	$1,55 \times 10^7$
	środek	$8,38 \times 10^6$	$3,21 \times 10^6$		$3,07 \times 10^1$	$5,32 \times 10^6$		$1,38 \times 10^6$	$5,18 \times 10^6$	
	dół	$3,49 \times 10^4$	$8,33 \times 10^6$		$1,61 \times 10^6$	$8,65 \times 10^3$		$8,35 \times 10^5$	$8,67 \times 10^4$	
2 20 dni	góra	$1,64 \times 10^2$	$8,40 \times 10^1$	$1,30 \times 10^5$	$3,73 \times 10^1$	ns	$1,90 \times 10^5$	$1,52 \times 10^6$	$4,63 \times 10^2$	$8,49 \times 10^6$
	środek	$1,07 \times 10^1$	$1,51 \times 10^2$		ns	ns		$8,34 \times 10^5$	$1,56 \times 10^4$	
	dół	$1,40 \times 10^1$	$3,70 \times 10^1$		$9,83 \times 10^3$	$8,40 \times 10^1$		$8,60 \times 10^3$	$1,50 \times 10^5$	
3 29 dni	góra	ns*	$3,17 \times 10^3$	$1,83 \times 10^5$	$1,40 \times 10^1$	ns	$8,40 \times 10^5$	$8,47 \times 10^2$	$8,87 \times 10^2$	$8,85 \times 10^5$
	środek	$1,40 \times 10^1$	$3,70 \times 10^1$		ns	ns		$5,70 \times 10^2$	$3,18 \times 10^3$	
	dół	$2,40 \times 10^1$	$1,33 \times 10^4$		$6,70 \times 10^1$	$1,40 \times 10^1$		$5,13 \times 10^3$	$2,40 \times 10^1$	
4 34 dni	góra	ns	$4,70 \times 10^3$	$1,13 \times 10^4$	ns	ns	$9,67 \times 10^4$	$1,87 \times 10^4$	$3,69 \times 10^3$	$8,75 \times 10^5$
	środek	ns	$9,7 \times 10^1$		ns	ns		$8,37 \times 10^1$	$1,54 \times 10^3$	
	dół	ns	$4,75 \times 10^3$		$6,03 \times 10^1$	$5,07 \times 10^1$		$8,62 \times 10^3$	$5,5 \times 10^3$	
5 43 dni	góra	ns	ns	$5,17 \times 10^5$	ns	ns	$8,50 \times 10^4$	$6,37 \times 10^1$	ns	$3,30 \times 10^6$
	środek	ns	ns		ns	ns		$4,37 \times 10^1$	ns	
	dół	ns	ns		$1,40 \times 10^1$	ns		$2,47 \times 10^2$	$1,87 \times 10^2$	

*nie stwierdzono obecności badanych bakterii

Pałeczki *Salmonella senftenberg* W775 wprowadzone do pierwszej pryzmy w ilości $9,15 \times 10^7$ NPL·g⁻¹ po 11 dniach ulegały redukcji do $8,40 \times 10^1$ NPL·g⁻¹ w górnej warstwie, $3,07 \times 10^1$ NPL·g⁻¹ w środkowej oraz $1,61 \times 10^6$ NPL·g⁻¹ w dolnej (tab. 2). Po 20 dniach w nośnikach umieszczonych w warstwie środkowej nie stwierdzono obecności tych mikroorganizmów. Na pozostałych poziomach przeżywały one odpowiednio około 34 dni w warstwie górnej i 41 w dolnej (tab. 3).

W środowisku drugiej pryzmy pałeczki *Salmonella senftenberg* W775 ginęły najszybciej w wyższych partiach biomasy. Mimo, że ich inaktywacja w początkowej fazie zachodziła stosunkowo powoli, to jednak po 20 dniach kompostowania nie izolowano już pałeczek *Salmonella* z nośników pochodzących z górnej i środkowej warstwy pryzmy. W dolnej części bakterie te przeżywały 36 dni (tab. 3).

Tabela 3

Dynamika inaktywacji badanych bakterii w kompostowanych osadach ściekowych (cykl wiosenny 2001, obiekt A).

badane bakterie wskaźnikowe	pryzma	warstwa w pryzmie	równanie regresji	r ² (%)	przeżywalność badanych mikroorganizmów (dni)
<i>E coli</i> (EHEC)	I	górną	y = - 0,259x + 7,097	88,2	27,4
		środek	y = - 0,229x + 6,986	80,1	30,5
		dół	y = - 0,212x + 6,420	81,9	30,2
	II	górną	y = - 0,174x + 6,982	63,8	40,1
		środek	y = - 0,171x + 6,471	73,0	37,8
		dół	y = - 0,155x + 6,348	60,8	40,9
nośnik kontrolny			y = - 0,056x + 6,502	33,8	115,5
<i>Salmonella senftenberg</i> W775	I	górną	y = - 0,145x + 4,901	56,8	33,7
		środek			11,0 ^a
		dół	y = - 0,170x + 7,006	78,3	41,3
	II	górną			11,0 ^a
		środek			11,0 ^a
		dół	y = - 0,162x + 5,819	71,9	36,0
nośnik kontrolny			y = - 0,067x + 7,086	56,5	106,4
paciorkowce grupy D	I trociny	górną	y = - 0,138x + 7,211	67,3	52,4
		środek	y = - 0,154x + 7,013	75,5	45,7
		dół	y = - 0,105x + 6,259	61,6	59,9
	II	górną	y = - 0,172x + 7,375	82,2	42,8
		środek	y = - 0,173x + 7,369	82,2	42,5
		dół	y = - 0,131x + 6,243	56,6	47,7
nośnik kontrolny			y = - 0,038x + 6,805	20,0	181,0

^a dzień procesu, w którym po raz ostatni izolowano z nośnika badane bakterie

W pryzmie I najszybszą inaktywację enterokoków w okresie badań zaobserwowano w jej części środkowej. Spadek liczebności w okresie badań wyniósł tam 6,6 $\log_{10}$. W warstwie górnej i dolnej eliminacja paciorkowców była nieco wolniejsza i wynosiła, odpowiednio, 5,92 $\log_{10}$ i 4,49 $\log_{10}$ (tab. 3).

Paciorkowce w górnej i centralnej części drugiej pryzmy obumierały w podobnym tempie. Analizy mikrobiologiczne wykonane po 43 dniach od rozpoczęcia kompostowania nie wykazały ich obecności w żadnym z kontrolowanych nośników (tab.2). W dolnej warstwie liczebność ich wynosiła w tym okresie 1,87 NPL·g⁻¹ a przeżywalność, w porównaniu z pozostałymi poziomami, była dłuższa o około 5 dni (tab. 3).

Odczyn kompostowanych osadów przed rozpoczęciem procesu był podobny w obu pryzmach i wynosił 8,29 w I oraz 8,31 w II pryzmie. W trakcie procesu wartość pH w pierwszej pryzmie obniżyła się do 7,43, w drugiej natomiast zaobserwowano niewielki jej wzrost do 8,50 (tab. 4).

Tabela 4

Odczyn kompostowanej biomasy w poszczególnych pryzmach doświadczalnych
(cykl wiosenny 2001, obiekt A).

pryzma	terminy poboru próbek				
	1	2	3	4	5
	11 dni	20 dni	29 dni	34 dni	43 dni
I	8,29	8,44	7,59	7,90	7,43
II	8,31	8,53	7,84	8,07	8,50

Wilgotność biomasy w obu pryzmach była wyrównana. W trakcie procesu obserwowano spadek jej wartości w obu pryzmach, przy czym w drugiej był on nieznacznie większy. W początkowym okresie wilgotność pierwszej pryzmy wynosiła 73,71% i była nieznacznie niższa niż drugiej (74,40%). Wartości zaobserwowane w końcowym etapie procesu to 70,31% (pryzma I), i 67,48% (pryzma II) (tab. 5).

Tabela 5

Wilgotność kompostowanej biomasy w poszczególnych pryzmach doświadczalnych [%] (cykl wiosenny 2001, obiekt A).

pryzma	terminy poboru próbek				
	1	2	3	4	5
	11 dni	20 dni	29 dni	34 dni	43 dni
I	73,71	73,90	72,14	71,82	70,31
II	74,4	65,22	69,49	72,55	67,48

Temperatura biomasy obu pryzm przekroczyła 30°C po 5 dniach procesu. W pryzmie I tempo wzrostu było wolniejsze, a uzyskane wartości o kilka stopni niższe niż w pryzmie II, gdzie po 4 tygodniach kompostowania osady zagrzały się do 50,2°C. Wyrównanie temperatur w obu pryzmach nastąpiło dopiero w ostatnim etapie procesu, wówczas także osiągnięto maksymalne wartości w pryzmie I (42-43°C) (tab. 6).

Tabela 6

Rozkład temperatur w poszczególnych pryzmach doświadczalnych.
(cykl wiosenny 2001, obiekt A).

terminy poboru próbek	data pomiaru	pryzma	
		I	II
założenie (12.04.)	13.04.	24,8	25,8
	17.04.	32,6	39,4
	18.04.	35,2	39,2
	19.04.	35,1	38,9
	20.04.	35,2	39,6
1 termin (23.04.) 11 dzień	24.04.	27,9	35,7
	25.04.	30,2	38,2
	26.04.	31,4	40,0
	27.04.	32,7	39,8
	30.04.	34,3	42,2
2 termin (2.05.) 20 dzień	4.05.	33,7	38,8
	7.05.	36,1	39,8
	8.05.	36,9	41,6
	9.05.	40,4	48,5
3 termin (11.05.) 29 dzień	10.05.	38,3	50,2
	14.05.	37,8	48,8
4 termin 34 dzień	16.05.	37,7	48,0
	17.05.	37,7	47,4
	21.05.	42,3	46,6
	23.05.	42,7	46,2
5 termin (25.05.) 43 dzień	24.05.	42,0	45,8
	28.05.	41,9	44,3
	30.05.	36,5	40,5
	4.06.	40,4	42,9
	5.06.	41,6	41,9
	7.06.	42,8	40,6
	8.06.	41,6	39,9
	11.06.	41,2	39,3

4.2. Obiekt A lato 2001

Wyniki badań ilustrujące eliminację badanych bakterii w kompostowanych osadach w cyklu letnim w obiekcie A zestawiono w tabelach 7-11.

Tempo redukcji liczebności populacji pałeczek coli w środkowej warstwie pierwszej pryzmy było zaskakująco powolne. Dzienny spadek liczebności tych drobnoustrojów wyniósł tylko 0,21 log₁₀, podczas gdy w części dolnej wartość ta była 2-krotnie wyższa i wynosiła około 0,42 log₁₀. Czas konieczny do całkowitej eliminacji badanych mikroorganizmów wahał się od 16 dni w warstwie dolnej do 26 w części górnej (tab. 8).

W drugiej pryzmie pałeczki ginęły najszybciej w warstwie górnej – ich obecność stwierdzono w kontrolowanych nośnikach tylko w pierwszym terminie doświadczalnym (5 dni). Liczebność EHEC wyniosła tam 8,17x10⁴ NPL·g⁻¹, natomiast w części środkowej i dolnej, odpowiednio, 8,44x10⁶ NPL·g⁻¹ i 2,33x10⁷ NPL·g⁻¹ (tab. 7). W centralnej części pryzmy bakterie przeżywały 17 dni, natomiast w dolnej około 27 dni (tab. 8).

Tabela 7

Liczebność badanych drobnoustrojów w pryzmach doświadczalnych [NPL·g⁻¹]
(cykl letni 2001, obiekt A).

terminy poboru próbek	warstwa w pryzmie	<i>Escherichia coli</i> (EHEC)			<i>Salmonella senftenberg</i> W775			paciorkowce grupy D		
		I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny	I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny	I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny
0	-		2,34x10 ⁸			2,48x10 ⁸			8,32x10 ⁸	
1 5 dni	góra	1,50x10 ⁵	8,17x10 ⁴	1,97x10 ⁸	1,82x10 ⁶	4,16x10 ⁵	2,38x10 ⁸	8,51x10 ⁵	8,66x10 ⁵	1,54x10 ⁸
	środek	8,59x10 ⁴	8,44x10 ⁶		2,34x10 ⁴	1,60x10 ⁷		1,51x10 ⁴	3,37x10 ⁵	
	dół	9,32x10 ³	2,33x10 ⁷		8,49x10 ⁶	3,71x10 ⁶		3,89x10 ⁶	1,55x10 ⁷	
2 11 dni	góra	3,19x10 ³	ns	1,32x10 ⁸	ns	ns	1,35x10 ⁷	2,22x10 ³	1,52x10 ⁴	1,02x10 ⁶
	środek	1,40x10 ¹	8,38x10 ³		3,73x10 ¹	ns		3,2x10 ²	1,50x10 ⁴	
	dół	4,37x10 ¹	2,40x10 ¹		3,07x10 ¹	ns		8,44x10 ⁴	3,30x10 ³	
3 18 dni	góra	ns	ns	1,63x10 ⁷	ns	ns	1,59x10 ⁷	9,70x10 ¹	6,70x10 ¹	8,43x10 ⁵
	środek	1,40x10 ¹	ns		1,40x10 ¹	ns		1,80x10 ²	ns	
	dół	ns	1,64x10 ²		ns	ns		3,19x10 ³	8,34x10 ²	
4 28 dni	góra	ns	ns	1,63x10 ⁶	ns	ns	8,66x10 ⁵	ns	1,40x10 ¹	7,25x10 ⁴
	środek	ns	ns		ns	ns		ns	ns	
	dół	ns	ns		ns	ns		1,40x10 ¹	ns	
5 32 dni	góra	ns	ns	4,15x10 ⁵	ns	ns	9,88x10 ⁵	ns	ns	1,65x10 ⁴
	środek	ns	ns		ns	ns		ns	ns	
	dół	ns	ns		ns	ns		ns	ns	

Nieco dłuższy okres przeżywalności pałeczek *Salmonella senftenberg* W775 w środkowej warstwie pierwszej pryzmy potwierdza panujące tam korzystne warunki dla rozwoju patogenów. W dolnych partiach kompostowanej biomasy pałeczki *Salmonella* ginęły po 16 dniach, tj. 10 dni wcześniej niż w centrum pryzmy, natomiast w warstwie górnej po 11 dniach nie stwierdzano już obecności tych drobnoustrojów (tab. 8).

Początkowa koncentracja pałeczek *Salmonella senftenberg* W775 we wprowadzanych do pryzmy nośnikach wynosiła $2,48 \times 10^8$ NPL·g⁻¹. Jakkolwiek po 5 dniach ich liczebność w drugiej pryzmie nie spadła zbyt gwałtownie: w części górnej $4,16 \times 10^5$ NPL·g⁻¹, środkowej - $1,60 \times 10^7$ NPL·g⁻¹ i dolnej $3,71 \times 10^6$ NPL·g⁻¹, to już w drugim terminie poboru prób (11 dni) nie izolowano ich z żadnego z nośników (tab. 7).

Tabela 8

Dynamika inaktywacji badanych bakterii w kompostowanych osadach ściekowych (cykl letni 2001, obiekt A).

badane bakterie wskaźnikowe	pryzma	warstwa w pryzmie	równanie regresji	r ² (%)	przeżywalność badanych mikroorganizmów (dni)
<i>E coli</i> (EHEC)	I	góra	y = - 0,390x + 6,418	65,0	16,4
		środek	y = - 0,206x + 5,375	64,3	26,1
		dół	y = - 0,418x + 6,675	83,4	16,0
	II	góra			5,0 ^a
		środek	y = - 0,445x + 7,693	84,3	17,3
		dół	y = - 0,233x + 6,316	66,8	27,1
nośnik kontrolny			y = - 0,091x + 8,364	66,4	92,2
<i>Salmonella senftenberg</i> W775	I	góra			5,0 ^a
		środek	y = - 0,212x + 5,523	64,2	26,0
		dół	y = - 0,488x + 7,796	85,5	16,0
	II	góra			5,0 ^a
		środek			5,0 ^a
		dół			5,0 ^a
nośnik kontrolny			y = - 0,102x + 8,251	62,7	80,7
paciorkowce grupy D	I	góra	y = - 0,249x + 6,919	84,5	27,8
		środek	y = - 0,218x + 6,019	70,7	27,6
		dół	y = - 0,251x + 7,360	84,2	29,4
	II	góra	y = - 0,239x + 6,831	79,7	28,6
		środek	y = - 0,492x + 8,392	88,5	17,1
		dół	y = - 0,260x + 7,173	80,2	27,5
nośnik kontrolny			y = - 0,129x + 7,731	64,8	60,1

^a dzień procesu, w którym po raz ostatni izolowano z nośnika badane bakterie

Nieco inaczej przebiegała w kompostowanych osadach ściekowych inaktywacja enterokoków. Jej tempo było podobne we wszystkich warstwach pierwszej pryzmy.

W górnych partiach biomasy dochodziło do ich całkowitej redukcji w ciągu 28 dni, w części dolnej czas ten był dłuższy tylko o 1 dzień. Zbliżone były również, wyliczone statystycznie, wartości dziennego spadku liczebności tych drobnoustrojów. Wahały się one od $0,22 \log_{10}$ do $0,25 \log_{10}$ (tab. 8).

W drugiej pryzmie paciorkowce przeżywały najkrócej w części środkowej – 17 dni. Po 28 dniach występowały w niewielkiej ilości tylko w warstwie górnej. Tempo redukcji wynosiło tam $0,24 \log_{10} \cdot \text{dzień}^{-1}$ i było tylko nieznacznie niższe niż w warstwie dolnej – $0,26 \log_{10} \cdot \text{dzień}^{-1}$ (tab. 8).

Wartości pH w początkowej fazie kompostowania były podobne w obu pryzmach i wynosiły 8,26 w pierwszej i 8,21 w drugiej. W trakcie procesu rosły one minimalnie i osiągały wartości, odpowiednio, 8,47 i 8,57 (tab. 9).

Tabela 9

Odczyn kompostowanej biomasy w poszczególnych pryzmach doświadczalnych
(cykl letni 2001, obiekt A).

pryzma	terminy poboru próbek				
	1	2	3	4	5
	5 dni	11 dni	18 dni	28 dni	32 dni
I	8,26	8,44	8,47	8,62	8,47
II	8,21	8,48	8,49	8,56	8,57

Wilgotność kompostowanego materiału była w przypadku obu pryzm wyższa w początkowej fazie doświadczenia. W pierwszej pryzmie miała ona wartość 69,57%, w drugiej zaś 73,38%. W końcowym okresie odpowiednie wartości wynosiły 64,75% (I) i 66,19% (II) (tab. 10).

Tabela 10

Wilgotność kompostowanej biomasy w poszczególnych pryzmach doświadczalnych [%] (cykl letni 2001, obiekt A).

pryzma	terminy poboru próbek				
	1	2	3	4	5
	5 dni	11 dni	18 dni	28 dni	32 dni
I	69,57	71,99	68,85	68,28	64,75
II	73,38	69,87	70,07	68,61	66,19

Temperatura biomasy o w obu pryzmach wzrastała stopniowo i po 3 tygodniach przekraczała 50°C. Stan ten utrzymywał się około tygodnia, po czym zaobserwowano powolny spadek temperatur. Maksymalne wartości w pryzmie pierwszej wynosiły 56,5°C natomiast w drugiej 57,7°C (tab. 11).

Tabela 11

Rozkład temperatur w poszczególnych pryzmach doświadczalnych.
(cykl letni 2001, obiekt A).

terminy poboru próbek	data pomiaru	pryzma	
		I	II
założenie (6.07.)	10.07.	46,8	39,2
1 termin 5 dni	11.07.	47,3	39,6
	12.07.	47,9	48,2
	13.07.	46,8	47,5
	16.07.	47,3	46,7
2 termin 11 dni	17.07.	47,9	42,6
	18.07.	46,8	43,3
	19.07.	46,3	43,9
	20.07.	42,4	44,2
3 termin (24.07.) 18 dni	23.07.	43,0	44,1
	25.07.	49,6	47,5
	26.07.	53,0	51,8
	27.07.	54,9	57,2
	30.07.	56,5	57,7
	31.07.	51,0	53,7
	1.08.	50,7	51,8
4 termin 28 dni	3.08.	49,1	52,4
	6.08.	44,3	44,6
	7.08.	46,0	46,2
5 termin 32 dni	8.08.	49,7	47,2
	9.08.	49,8	47,4
	10.08.	49,6	47,3

4.3. Obiekt A jesień 2001

Rezultaty badań zmian ilościowych badanych bakterii w kompostowanych osadach ściekowych w cyklu jesiennym zestawiono w tabelach 12-16.

Inaktywacja pałeczek coli w pryzmie z dodatkiem trocin nastąpiła bardzo szybko. Już w pierwszym terminie badań w górnej warstwie nie stwierdzono obecności tych mikroorganizmów, natomiast w obu pozostałych warstwach ich liczebność uległa

redukcji z $3,63 \times 10^8 \text{ NPL} \cdot \text{g}^{-1}$ do wartości rzędu $10^{-1} \text{ NPL} \cdot \text{g}^{-1}$ (tab. 12). Przeżywalność w środkowej i dolnej części pryzmy wyniosła odpowiednio 18 i 19 dni (tab. 13).

W środowisku drugiej pryzmy najszybsza eliminacja *E. coli* miała miejsce również w warstwie górnej. Stosunkowo wolno przebiegał ten proces w centrum pryzmy, bowiem drobnoustroje przetrwały tam ponad 4 tygodnie, a dzienny spadek liczebności wynosił $0,18 \log_{10}$. W dolnych partiach biomasy tempo obumierania EHEC było znacznie wyższe – $0,39 \log_{10} \cdot \text{dzień}^{-1}$, a pałeczki coli ginęły tam w ciągu 19 dni (tab. 13).

Tabela 12

Liczebność badanych drobnoustrojów w pryzmach doświadczalnych [$\text{NPL} \cdot \text{g}^{-1}$]
(cykl jesienny 2001, obiekt A).

terminy poboru próbek	warstwa w pryzmie	<i>Escherichia coli</i> (EHEC)			<i>Salmonella senftenberg</i> W775			paciorkowce grupy D		
		I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny	I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny	I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny
0	-	$3,63 \times 10^8$			$4,15 \times 10^8$			$3,37 \times 10^8$		
1 9 dni	góra	ns	ns	$4,90 \times 10^7$	ns	ns	$7,00 \times 10^7$	$3,25 \times 10^3$	$8,34 \times 10^4$	$1,35 \times 10^7$
	środek	$1,40 \times 10^1$	$2,40 \times 10^1$		ns	ns		$3,21 \times 10^3$	$8,57 \times 10^2$	
	dół	$5,00 \times 10^1$	$4,13 \times 10^2$		ns	ns		$1,58 \times 10^5$	$1,57 \times 10^3$	
2 16 dni	góra	ns	ns	$8,43 \times 10$	ns	ns	$1,83 \times 10^7$	$6,46 \times 10^2$	$2,47 \times 10^2$	$9,88 \times 10^6$
	środek	$9,70 \times 10^1$	$4,00 \times 10^3$		ns	ns		$1,34 \times 10^4$	$9,30 \times 10^1$	
	dół	$6,70 \times 10^1$	$1,50 \times 10^2$		ns	ns		$1,51 \times 10^4$	$8,37 \times 10^4$	
3 21 dni	góra	ns	ns	$8,98 \times 10$	ns	ns	$1,58 \times 10^7$	$5,00 \times 10^1$	$1,74 \times 10^2$	$1,63 \times 10^7$
	środek	ns	$8,40 \times 10^1$		ns	ns		$2,37 \times 10^1$	$5,00 \times 10^1$	
	dół	ns	ns		ns	ns		$3,07 \times 10^1$	$1,51 \times 10^5$	
4 37 dni	góra	ns	ns	$3,57 \times 10^5$	ns	ns	$1,03 \times 10^6$	$1,40 \times 10^1$	ns	$2,52 \times 10^6$
	środek	ns	ns		ns	ns		$9,70 \times 10^1$	ns	
	dół	ns	ns		ns	ns		ns	$3,70 \times 10^1$	
5 44 dni	góra	ns	ns	$1,08 \times 10^5$	ns	ns	$3,69 \times 10^4$	ns	ns	$7,53 \times 10^5$
	środek	ns	ns		ns	ns		ns	ns	
	dół	ns	ns		ns	ns		ns	ns	

Warunki panujące w obrębie obu pryzm okazały się wyjątkowo niekorzystne dla rozwoju *Salmonella senftenberg* W775. Analizy przeprowadzone w pierwszym terminie poboru prób, po upływie 9 dni od momentu rozpoczęcia doświadczenia, dowiodły całkowitej eliminacji tych drobnoustrojów w pryzmie. Dotyczyło to wszystkich nośników umieszczanych w kompostowanej biomase, bez względu na skład pryzmy, poziom umiejscowienia i wysoką liczebność pałeczek *Salmonella* w zawieszynie wprowadzanej do nośników na początku doświadczenia, wynoszącą $4,15 \times 10^8 \text{ NPL} \cdot \text{g}^{-1}$ (tab. 12).

W pryzmie ze zwiększonym udziałem trocin paciorkowce z rodzaju *Enterococcus* ginęły w podobnym tempie we wszystkich warstwach. Badane

drobnoustroje przeżywały od 38 i 37 dni w części górnej i dolnej, do 41 dni w warstwie środkowej (tab. 13). Ich liczebność w pierwszym terminie badań była zbliżona w warstwie górnej i środkowej i wynosiła około $3 \times 10^3 \text{ NPL} \cdot \text{g}^{-1}$, natomiast w części dolnej miała wartość $1,58 \times 10^5 \text{ NPL} \cdot \text{g}^{-1}$ (tab. 12).

Niewielkie różnice stwierdzono również w długości przeżywalności enterokoków w przyzmy drugiej. Jakkolwiek w dolnej części ich inaktywacja następowała dopiero po 43 dniach (tydzień później niż w górnej i środkowej), to tempo eliminacji, wyliczone na podstawie równania prostej regresji, było zbliżone we wszystkich trzech warstwach – $0,15 \log_{10} \cdot \text{dzień}^{-1}$ (warstwa górna) i $0,14 \log_{10} \cdot \text{dzień}^{-1}$ (środek i dół przyzmy) (tab. 13).

Tabela 13

Dynamika inaktywacji badanych bakterii w kompostowanych osadach ściekowych (cykl jesienny 2001, obiekt A).

badane bakterie wskaźnikowe	pryzma	warstwa w pryzmie	równanie regresji	r ² (%)	przeżywalność badanych mikroorganizmów (dni)
<i>E coli</i> (EHEC)	I	góra	y = - 0,360x + 6,659 y = - 0,367x + 6,907	80,2 76,9	ns ^b
		środek			18,5
		dół			18,8
	II	góra	y = - 0,179x + 5,131 y = - 0,386x + 7,295	50,0 86,1	ns ^b
		środek			28,6
		dół			18,9
nośnik kontrolny			y = - 0,079x + 7,838	62,0	99,0
<i>Salmonella senftenberg</i> W775	I	góra			ns ^b
		środek			ns ^b
		dół			ns ^b
	II	góra			ns ^b
		środek			ns ^b
		dół			ns ^b
nośnik kontrolny			y = - 0,088x + 8,328	70,6	94,5
paciorkowce grupy D	I	góra	y = - 0,152x + 5,797 y = - 0,141x + 5,701 y = - 0,167x + 6,152	72,7 61,9 73,3	38,1
		środek			40,5
		dół			36,8
	II	góra	y = - 0,149x + 5,432 y = - 0,143x + 5,164 y = - 0,143x + 6,152	60,1 60,4 64,8	36,4
		środek			36,1
		dół			43,1
nośnik kontrolny			y = - 0,051x + 7,491	37,3	146,9

^b nie stwierdzono obecności badanych bakterii w pierwszym terminie doświadczalnym (9 dni)

Odczyn biomasy w początkowym okresie kompostowania w pryzmie I wynosił 7,87, a pod jego koniec wzrósł do 8,55. W drugiej pryzmie zarówno na początku, jak i na końcu doświadczenia odczyn biomasy był, w porównaniu z pryzmą pierwszą, bardziej zasadowy, a wartości pH wynosiły 8,35 (pierwszy termin poboru próbek) i 8,32 (ostatni termin) (tab. 14).

Tabela 14

Odczyn kompostowanej biomasy w poszczególnych pryzmach doświadczalnych
(cykl jesienny 2001, obiekt A).

pryzma	terminy poboru próbek					
	0	1	2	3	4	5
		9 dni	16 dni	21 dni	37 dni	44 dni
I	7,87	8,27	8,73	8,49	8,67	8,55
II	8,35	8,80	8,27	8,17	8,34	8,32

Wahania wilgotności jakie odnotowano w pryzmie pierwszej w trakcie całego procesu kompostowania były niewielkie. Na początku wynosiła ona 69,40%, w trakcie ostatnich pomiarów – 63,70%. W drugiej pryzmie wilgotność biomasy obniżyła się z 69,1% do 65,5% (tab. 15).

Tabela 15

Wilgotność kompostowanej biomasy w poszczególnych pryzmach
doświadczalnych [%] (cykl jesienny 2001, obiekt A).

pryzma	terminy poboru próbek					
	0	1	2	3	4	5
		9 dni	16 dni	21 dni	37 dni	44 dni
I	69,42	69,80	70,25	66,50	65,75	63,71
II	69,05	68,85	66,90	63,70	64,15	65,50

W obu pryzmach zaobserwowano bardzo szybki wzrost temperatury biomasy, która już w pierwszym tygodniu kompostowania przekroczyła 50°C. Tak wysokie wartości utrzymywały się bardzo długo, osiągając swe maksimum w 5 tygodniu procesu. W części środkowej I pryzmy i górnej II pryzmy notowano wówczas odpowiednio 62,9°C i 64,1°C (tab. 16).



Tabela 16

Rozkład temperatur w poszczególnych pryzmach doświadczalnych.
(cykl jesienny 2001, obiekt A).

terminy poboru próbek	data pomiaru	pryzma					
		I			II		
		warstwa					
		góra	środek	dół	góra	środek	dół
założenie (2.10.)	4.10.	41,2	35,1	30,1	58,1	49,4	56,9
	5.10.	46,1	44,7	37,5	59,0	49,9	55,9
	8.10.	51,7	43,9	40,3	55,6	48,5	52,0
	9.10.	49,9	43,0	39,4	54,5	45,8	49,8
	10.10.	49,3	42,2	39,2	53,1	45,1	48,0
	1 termin 9 dzień	11.11.	50,3	44,3	40,4	54,3	47,2
	12.10.	51,4	45,9	41,3	55,2	48,3	51,4
	15.10.	51,2	46,9	43,2	57,4	49,6	53,2
	16.10.	52,9	47,6	43,0	57,7	49,9	54,5
	17.10.	54,8	48,1	44,3	59,3	50,6	54,9
	2 termin 16 dzień	18.10.	55,6	48,1	44,9	59,9	50,8
	19.10.	54,3	47,3	44,0	60,0	52,6	58,4
	22.10.	54,3	47,0	44,4	58,7	51,8	56,7
	3 termin 21 dzień	23.10.	49,4	43,6	43,5	44,9	42,0
	24.10.	54,1	45,2	46,8	49,1	44,7	50,0
	25.10.	48,2	45,3	48,2	51,1	46,6	51,1
	26.10.	49,8	47,7	49,9	52,2	49,8	51,9
	27.10.	50,9	50,8	51,8	53,1	51,1	53,2
	29.10.	52,9	62,9	62,8	58,6	58,4	56,5
	30.10.	52,6	51,7	52,1	64,1	60,3	50,6
	2.11.	50,9	50,6	51,0	57,2	56,3	50,7
	5.11.	49,6	48,7	49,9	53,6	53,5	50,2
	4 termin 37 dzień	6.11.	42,2	41,5	42,4	41,0	40,7
	7.11	42,7	42,2	41,8	50,5	49,4	49,3
	8.11.	48,3	46,3	44,6	58,9	54,9	50,8
	9.11.	48,1	46,0	44,3	57,3	56,5	51,0
	5 termin 44 dzień	12.11.	47,4	46,4	41,6	59,9	55,7

4.4. Obiekt A zima 2001

Rezultaty analiz przeżywalności badanych bakterii, uzyskane zimą na przełomie 2001 i 2002 roku w obiekcie A zestawiono w tabelach 17-21.

Przeżywalność pałeczek coli była podobna we wszystkich warstwach pierwszej pryzmy i wynosiła około 43 dni. Dzienny spadek liczebności

mikroorganizmów w górnej części biomasy ($0,18 \log_{10}$) był nieznacznie wyższy niż w jej centrum i na najniższym poziomie ($0,17 \log_{10}$) (tab. 18).

W drugiej pryzmie najszybszą inaktywację EHEC zaobserwowano w jej górnej warstwie. Mimo, że w 5 dniu kompostowania redukcja populacji wprowadzonych do nośników drobnoustrojów była w tej części pryzmy najniższa (z $5,82 \times 10^8$ NPL·g⁻¹ do $1,59 \times 10^7$ NPL·g⁻¹), to już w 15 dniu trwania procesu nie stwierdzono tu obecności pałeczek coli (tab. 17). Ich eliminacja trwała najdłużej, bowiem aż 43 dni, w centralnej warstwie pryzmy (tab. 18).

Tabela 17

Liczebność badanych drobnoustrojów w pryzmach doświadczalnych [NPL·g⁻¹]
(cykl zimowy 2001, obiekt A).

terminy poboru próbek	warstwa w pryzmie	<i>Escherichia coli</i> (EHEC)			<i>Salmonella senftenberg</i> W775			paciorkowce grupy D		
		I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny	I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny	I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny
0	-	$5,82 \times 10^8$			$4,47 \times 10^8$			$4,00 \times 10^8$		
1 5 dni	górze	$4,01 \times 10^7$	$1,59 \times 10^7$	$9,37 \times 10^7$	$5,69 \times 10^7$	$3,68 \times 10^8$	$1,16 \times 10^8$	$1,55 \times 10^7$	$3,17 \times 10^6$	$6,85 \times 10^7$
	środek	$1,55 \times 10^7$	$5,12 \times 10^4$		$8,35 \times 10^7$	$8,34 \times 10^4$		$1,97 \times 10^8$	$1,57 \times 10^4$	
	dół	$1,82 \times 10^7$	$2,55 \times 10^6$		$5,83 \times 10^7$	$5,67 \times 10^6$		$5,17 \times 10^7$	$1,58 \times 10^6$	
2 15 dni	górze	$2,65 \times 10^5$	ns	$1,87 \times 10^8$	ns	$5,39 \times 10^5$	$4,72 \times 10^7$	$5,37 \times 10^3$	$3,42 \times 10^4$	$8,54 \times 10^7$
	środek	$8,36 \times 10^3$	$1,51 \times 10^5$		ns	$1,51 \times 10^5$		$8,35 \times 10^3$	$1,87 \times 10^5$	
	dół	$1,54 \times 10^5$	$3,20 \times 10^6$		ns	$1,60 \times 10^7$		$3,98 \times 10^4$	$1,62 \times 10^7$	
3 26 dni	górze	$6,03 \times 10^1$	ns	$3,56 \times 10^7$	ns	$8,47 \times 10^2$	$1,18 \times 10^7$	$6,37 \times 10^1$	ns	$6,08 \times 10^6$
	środek	$5,65 \times 10^3$	$5,24 \times 10^2$		ns	$2,17 \times 10^4$		$1,07 \times 10^2$	$8,37 \times 10^3$	
	dół	$6,00 \times 10^1$	$5,03 \times 10^1$		ns	$3,17 \times 10^6$		$8,39 \times 10^3$	$8,66 \times 10^5$	
4 34 dni	górze	$3,89 \times 10^3$	ns	$6,19 \times 10^7$	ns	$1,51 \times 10^4$	$1,83 \times 10^7$	ns	ns	$2,58 \times 10^6$
	środek	$3,25 \times 10^3$	$3,18 \times 10^3$		ns	$5,24 \times 10^2$		$3,25 \times 10^3$	$3,97 \times 10^2$	
	dół	$5,01 \times 10^3$	ns		ns	$3,18 \times 10^3$		$3,70 \times 10^1$	$7,50 \times 10^5$	
5 42 dni	górze	$3,17 \times 10^2$	ns	$8,67 \times 10^7$	ns	ns	$1,02 \times 10^7$	ns	ns	$5,33 \times 10^6$
	środek	$1,50 \times 10^2$	$1,51 \times 10^2$		ns	$1,51 \times 10^2$		ns	$3,70 \times 10^1$	
	dół	$9,70 \times 10^1$	ns		ns	$2,40 \times 10^1$		ns	$9,84 \times 10^2$	

Koncentracja pałeczek *Salmonella senftenberg* W775 w nośnikach w pryzmie z dodatkiem trocin w 5 dniu wahała się od $5,69 \times 10^7$ NPL·g⁻¹ w warstwie górnej do $8,35 \times 10^7$ NPL·g⁻¹ w warstwie środkowej. Dziesięć dni później stwierdzono całkowitą eliminację tych drobnoustrojów w nośnikach pochodzących ze wszystkich warstw (tab. 17).

Pałeczki *Salmonella senftenberg* W775 w II pryzmie przeżywały znacznie dłużej niż w I. Najszybciej eliminowane były w warstwie górnej (42 dni). W części dolnej inaktywacja pałeczek następowała po 48 dniach, w środkowej natomiast po 45 (tab. 18).

Tempo inaktywacji paciorkowców D ilustruje tab. 18.

W środkowej i dolnej warstwie pierwszej przyzmy czas konieczny do eliminacji enterokoków wynosił około 39 dni. W górnej części przyzmy był on krótszy o ponad tydzień. Dzienny spadek liczby enterokoków wynosił tu $0,24 \log_{10}$, podczas gdy na pozostałych dwóch poziomach nie przekraczał $0,20 \log_{10}$ (tab. 18).

Zróznicowane wyniki charakteryzowały środowisko przyzmy II. W warstwie górnej paciorkowców nie izolowano już w nośnikach po 26 dniach, podczas gdy w środkowej ich liczebność wynosiła w tym czasie $8,37 \times 10^3 \text{ NPL} \cdot \text{g}^{-1}$, a w dolnej $8,66 \times 10^5 \text{ NPL} \cdot \text{g}^{-1}$ (tab. 17). Do pełnej eliminacji paciorkowców w centrum przyzmy doszło po 46 dniach, natomiast w warstwie dolnej okres ten był wyjątkowo długi i wynosił 69 dni (tab. 18).

Tabela 18

Dynamika inaktywacji badanych bakterii w kompostowanych osadach ściekowych (cykl zimowy 2001, obiekt A).

badane bakterie wskaźnikowe	pryzma	warstwa w pryzmie	równanie regresji	r ² (%)	przeżywalność badanych mikroorganizmów (dni)
<i>E coli</i> (EHEC)	I	góra	y = - 0,180x + 7,688	75,6	42,7
		środek	y = - 0,168x + 7,242	64,7	42,7
		dół	y = - 0,170x + 7,369	72,6	43,4
	II	góra			5,0 ^a
		środek	y = - 0,142x + 6,186	54,5	43,6
		dół	y = - 0,237x + 7,914	87,1	33,4
nośnik kontrolny			y = - 0,022x + 7,847	82,8	363,3
<i>Salmonella</i> <i>senftenberg</i> W775	I	góra			5,0 ^a
		środek			5,0 ^a
		dół			5,0 ^a
	II	góra	y = - 0,194x + 8,071	83,1	41,7
		środek	y = - 0,137x + 6,142	52,1	45,0
		dół	y = - 0,166x + 7,995	70,8	48,2
nośnik kontrolny			y = - 0,033x + 7,996	33,6	244,5
paciorkowce grupy D	I	góra	y = - 0,240x + 7,419	90,2	30,9
		środek	y = - 0,198x + 7,723	72,5	38,9
		dół	y = - 0,196x + 7,626	78,4	38,8
	II	góra	y = - 0,285x + 7,375	76,7	25,6
		środek	y = - 0,142x + 6,551	62,4	46,0
		dół	y = - 0,110x + 7,557	49,8	68,9
nośnik kontrolny			y = - 0,053x + 7,972	46,0	151,6

^a dzień procesu, w którym po raz ostatni izolowano z nośnika badane bakterie

W obu pryzmach pH kompostowanych osadów spadało w trakcie trwania procesu. Na początku doświadczenia wynosiło ono 8,10 w I pryzmie i 8,62 w II, natomiast pod koniec, odpowiednio, 7,77 i 8,33 (tab. 19).

Tabela 19

Odczyn kompostowanej biomasy w poszczególnych pryzmach doświadczalnych (cykl zimowy 2001, obiekt A).

pryzma	terminy poboru próbek					
	0	1	2	3	4	5
		5 dni	15 dni	26 dni	34 dni	42 dni
I	8,10	8,32	8,30	8,41	7,87	7,77
II	8,62	8,37	8,88	8,88	7,86	8,33

Wilgotność biomasy nie podlegała większym wahaniom. W pryzmie I wilgotność początkowa wynosiła 73,37%, a końcowa 71,53%, podczas gdy w drugiej pryzmie zarówno na początku, jak i pod koniec procesu nie przekraczała ona 73% (tab. 20).

Tabela 20

Wilgotność kompostowanej biomasy w poszczególnych pryzmach doświadczalnych [%] (cykl zimowy 2001, obiekt A).

pryzma	terminy poboru próbek					
	0	1	2	3	4	5
		5 dni	15 dni	26 dni	34 dni	42 dni
I	73,37	72,35	70,75	74,02	72,81	71,53
II	72,23	73,54	74,17	73,05	74,43	72,25

Najwyższą temperaturę, zarówno w pierwszej, jak i drugiej pryzmie notowano w czwartym tygodniu kompostowania. Ich wartości wyniosły 50,9°C (I pryzma) i 52,5°C (II pryzma). W ciągu ostatnich 2 tygodni trwania procesu temperatura spadła do poziomu 30-35°C (tab. 21).

Tabela 21

Rozkład temperatur w poszczególnych pryzmach doświadczalnych.
(cykl zimowy 2001, obiekt A).

terminy poboru próbek	data pomiaru	pryzma						
		I			II			
		warstwa						
		góra	środek	dół	góra	środek	dół	
założenie (13.12.)	14.12.	12,4	14,6	11,1	46,3	49,7	47,8	
	17.12.	16,6	18,5	14,7	49,5	50,9	49,7	
1 termin	5 dzień	18.12.	15,3	15,1	13,4	34,5	31,6	34,5
	19.12.	15,7	16,4	13,8	33,2	32,1	30,9	
	20.12.	17,4	13,3	14,7	33,9	33,5	31,7	
	21.12.	18,5	17,5	15,1	34,6	33,8	31,9	
	27.12.	40,3	36,6	35,6	44,7	42,9	41,9	
	2 termin	15 dzień	28.12.	40,1	39,7	37,1	43,7	42,7
	31.12.	28,6	25,6	22,7	38,7	38,5	35,8	
	2.01.	40,6	39,6	35,7	46,0	46,6	41,7	
	3.01.	50,5	50,5	48,9	51,1	52,1	49,2	
	4.01.	50,9	50,6	49,5	52,5	52,5	49,0	
	7.01.	47,7	47,4	44,9	45,9	45,3	42,5	
3 termin	26 dzień	8.01.	31,4	31,6	28,2	31,1	31,8	25,4
	9.01.	36,5	35,7	31,3	32,7	33,9	28,6	
	10.01.	36,7	37,3	31,9	33,7	34,9	30,3	
	11.01.	38,2	38,9	33,4	33,9	35,1	31,4	
	14.01.	38,1	39,3	34,0	34,0	34,3	30,9	
4 termin (16. 01.)	34 dzień	15.01.	37,4	39,0	33,8	33,8	33,4	31,2
		17.01.	31,8	30,5	31,3	29,2	30,2	27,0
5 termin (24.01.)	42 dzień	21.01.	36,1	33,0	31,2	35,5	34,4	31,8

4.5. Obiekt A wiosna 2002

W obu pryzmach doświadczalnych zaobserwowano zbliżone tendencje charakteryzujące przeżywalność pałeczek EHEC. W górnej i środkowej części pryzmy z dodatkiem trocin drobnoustroje izolowane były przez około 30 dni, a po dwóch tygodniach ich liczebność zmniejszyła się tych warstwach z $1,45 \times 10^9$ NPL·g⁻¹ do $1,56 \times 10^3$ NPL·g⁻¹ i $8,38 \times 10^4$ NPL·g⁻¹ (tab. 22). Dłużej przebiegała inaktywacja pałeczek coli w warstwie dolnej, gdzie dzienna redukcja populacji wynosiła 0,13 log₁₀ i była ponad dwukrotnie niższa niż w położonych wyżej częściach pryzmy (tab. 23).

W drugiej pryzmie czas przeżycia badanych mikroorganizmów na wszystkich jej poziomach był o 10–14 dni dłuższy w porównaniu z odpowiednimi warstwami pryzmy pierwszej. Najniższą skuteczność eliminacji pałeczek coli zaobserwowano również w dolnej, powierzchniowej części biomasy. Spadek liczebności tych drobnoustrojów w trakcie całego kompostowania wyniósł tam $3,25 \log_{10}$ (tab. 23).

Tabela 22

Liczebność badanych drobnoustrojów w pryzmach doświadczalnych [$\text{NPL} \cdot \text{g}^{-1}$]
(cykl wiosenny 2002, obiekt A).

terminy poboru próbek	warstwa w pryzmie	<i>Escherichia coli</i> (EHEC)			<i>Salmonella senftenberg</i> W775			paciorkowce grupy D		
		I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny	I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny	I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny
0	-	$1,45 \times 10^9$			$2,12 \times 10^9$			$1,73 \times 10^9$		
1 2 dni	górze	$8,65 \times 10^8$	$4,75 \times 10^8$	$8,83 \times 10^8$	$4,65 \times 10^8$	$6,55 \times 10^8$	$9,83 \times 10^8$	$2,32 \times 10^8$	$2,48 \times 10^8$	$1,48 \times 10^8$
	środek	$5,58 \times 10^8$	$6,17 \times 10^8$		$7,00 \times 10^8$	$8,65 \times 10^8$		$1,40 \times 10^8$	$1,52 \times 10^8$	
	dół	$8,33 \times 10^8$	$5,70 \times 10^8$		$5,67 \times 10^8$	$5,30 \times 10^8$		$4,48 \times 10^8$	$2,65 \times 10^8$	
2 7 dni	górze	$9,33 \times 10^7$	$4,00 \times 10^7$	$8,83 \times 10^7$	$7,85 \times 10^7$	$4,72 \times 10^7$	$9,83 \times 10^7$	$1,15 \times 10^7$	$2,55 \times 10^7$	$5,00 \times 10^7$
	środek	$9,33 \times 10^7$	$2,58 \times 10^7$		$8,00 \times 10^7$	$8,48 \times 10^7$		$2,25 \times 10^7$	$9,88 \times 10^7$	
	dół	$8,48 \times 10^7$	$1,04 \times 10^8$		$8,41 \times 10^7$	$8,36 \times 10^7$		$9,03 \times 10^7$	$1,16 \times 10^7$	
3 16 dni	górze	$1,56 \times 10^3$	$1,51 \times 10^7$	$4,01 \times 10^7$	$2,00 \times 10^4$	$1,00 \times 10^6$	$5,00 \times 10^7$	$1,71 \times 10^4$	$5,11 \times 10^5$	$8,42 \times 10^6$
	środek	$8,38 \times 10^4$	$5,70 \times 10^6$		$2,17 \times 10^5$	$8,37 \times 10^6$		$6,68 \times 10^5$	$6,19 \times 10^6$	
	dół	$8,52 \times 10^7$	$1,23 \times 10^8$		$8,52 \times 10^7$	$4,68 \times 10^7$		$8,17 \times 10^6$	$8,49 \times 10^6$	
4 22 dni	górze	$6,36 \times 10^1$	$1,01 \times 10^7$	$1,23 \times 10^7$	ns	$9,88 \times 10^3$	$3,26 \times 10^7$	ns	$1,36 \times 10^6$	$9,48 \times 10^7$
	środek	$8,71 \times 10^4$	$7,33 \times 10^6$		ns	$1,50 \times 10^6$		ns	$8,35 \times 10^6$	
	dół	$8,73 \times 10^6$	$1,15 \times 10^8$		$7,67 \times 10^6$	$7,33 \times 10^7$		$4,01 \times 10^6$	$1,96 \times 10^7$	
5 29 dni	górze	$7,70 \times 10^1$	$3,06 \times 10^1$	$3,40 \times 10^7$	ns	ns	$4,25 \times 10^6$	ns	ns	$1,83 \times 10^7$
	środek	$1,40 \times 10^1$	$1,30 \times 10^2$		ns	ns		ns	ns	
	dół	$1,03 \times 10^5$	$2,05 \times 10^5$		$1,58 \times 10^7$	$5,52 \times 10^6$		$8,90 \times 10^5$	$5,51 \times 10^6$	

Po 16 dniach kompostowania koncentracja pałeczek *Salmonella senftenberg* W775 w próbach pochodzących z górnej i środkowej warstwy pierwszej pryzmy wyniosła odpowiednio $2,00 \times 10^4 \text{ NPL} \cdot \text{g}^{-1}$ i $2,17 \times 10^5 \text{ NPL} \cdot \text{g}^{-1}$ (tab. 22). Wyniki analiz przeprowadzonych po 22 dniach wykazały całkowitą eliminację tych drobnoustrojów z kompostowanych osadów ściekowych. Teoretyczny czas przeżywalności pałeczek *Salmonella senftenberg* W775 w dolnej warstwie pryzmy był z kolei bardzo długi – przekraczał bowiem 120 dni (tab. 23).

Nieznacznie krócej, bo 108 dni, trwała inaktywacja tych mikroorganizmów w dolnej części drugiej z badanych pryzm. Na jej wyższych poziomach bakterie ginęły po upływie około 4 tygodni, podczas gdy ich redukcja w części dolnej wyniosła w tym samym czasie zaledwie $1,7 \log_{10}$ (tab. 23).

Tabela 23

Dynamika inaktywacji badanych bakterii w kompostowanych osadach ściekowych (cykl wiosenny 2002, obiekt A).

badane bakterie wskaźnikowe	pryzma	warstwa w pryzmie	równanie regresji	r ² (%)	przeżywalność badanych mikroorganizmów (dni)
<i>E coli</i> (EHEC)	I	góra	y = - 0,313x + 9,107	87,5	29,1
		środek	y = - 0,295x + 9,148	85,0	31,0
		dół	y = - 0,139x + 9,018	81,2	65,0
	II	góra	y = - 0,234x + 9,114	73,7	39,0
		środek	y = - 0,207x + 9,234	75,0	44,6
		dół	y = - 0,112x + 8,945	58,9	79,7
nośnik kontrolny			y = - 0,070x + 8,707	58,5	124,6
<i>Salmonella</i> <i>senftenberg</i> W775	I	góra	y = - 0,071x + 8,615	50,3	16,0 ^a
		środek			16,0 ^a
		dół			121,0
	II	góra	y = - 0,080x + 8,662	46,3	22,0 ^a
		środek			22,0 ^a
		dół			108,0
nośnik kontrolny			y = - 0,095x + 8,845	65,8	93,4
paciorkowce grupy D	I	góra	y = - 0,119x + 8,565	67,7	16,0 ^a
		środek			16,0 ^a
		dół			72,3
	II	góra	y = - 0,081x + 8,147	39,8	22,0 ^a
		środek			22,0 ^a
		dół			100,8
nośnik kontrolny			y = - 0,065x + 8,205	25,4	127,0

^a dzień procesu, w którym po raz ostatni izolowano z nośnika badane bakterie

Nieco inaczej zachowywały się w badanych pryzmach enterokoki. Najkrótszą przeżywalność tych mikroorganizmów w pryzmie z dodatkową ilością trocin stwierdzono w jej górnej i środkowej warstwie. Okres pełnej inaktywacji nastąpił po trzech tygodniach. W dolnej części pryzmy koncentracja paciorkowców wyniosła jeszcze w tym czasie $4,01 \times 10^6$ NPL·g⁻¹ (tab. 22). Dzienny ubytek populacji w tej warstwie był bardzo powolny i wynosił 0,12 log₁₀ (tab. 23).

W drugiej pryzmie zaobserwowano jeszcze większe zróżnicowanie wyników dotyczących czasu przeżycia enterokoków. O ile eliminacja tych mikroorganizmów w górnych i środkowych partiach biomasy trwała około miesiąca, w warstwie przypowierzchniowej okres ten ulegał znacznemu przedłużeniu. Towarzyszyło temu powolne tempo inaktywacji wynoszące dziennie tylko 0,08 log₁₀ (tab. 23).

Wartość pH biomasy na początku kompostowania w pryzmie pierwszej wyniosła 7,83, zaś w końcowej fazie procesu była nieznacznie niższa – 7,69. Podobne tendencje nastąpiły w II pryzmie (tab. 24).

Tabela 24

Odczyn kompostowanej biomasy w poszczególnych pryzmach doświadczalnych
(cykl wiosenny 2002, obiekt A).

pryzma	terminy poboru próbek					
	0	1	2	3	4	5
		2 dni	7 dni	16 dni	22 dni	29 dni
I	7,83	8,06	7,54	8,71	7,63	7,69
II	8,81	8,77	8,18	8,53	7,82	7,67

Wilgotność pryzmy z dodatkiem trocin wynosiła na początku 71,49% i była niższa niż w drugiej – 74,58%. Po upływie około miesiąca wartości wilgotności w obu badanych pryzmach były zbliżone – 67,18% (I pryzma) i 70,83% (II pryzma) (tab. 25).

Tabela 25

Wilgotność kompostowanej biomasy w poszczególnych pryzmach doświadczalnych [%] (cykl wiosenny 2002, obiekt A).

pryzma	terminy poboru próbek					
	0	1	2	3	4	5
		2 dni	7 dni	16 dni	22 dni	29 dni
I	71,49	73,13	72,23	72,73	70,87	67,18
II	74,58	74,64	75,30	73,19	72,31	70,83

W ciągu pierwszych dwóch tygodni procesu zaobserwowano równomierny wzrost temperatury w obu pryzmach. Najwyższe wartości - 37,2°C w pierwszej oraz 36,5°C w drugiej pryzmie uzyskano w ich górnych warstwach w trzecim tygodniu procesu kompostowania. W kolejnych dniach temperatury były nieznacznie niższe, jednak do końca doświadczenia utrzymywały się powyżej 30°C (tab. 26).

Tabela 26

Rozkład temperatur w poszczególnych pryzmach doświadczalnych.
(cykl wiosenny 2002, obiekt A).

terminy poboru próbek	data pomiaru	pryzma					
		I			II		
		warstwa					
		góra	środek	dół	góra	środek	dół
założenie	20.03.	16,8	16,6	15,3	16,7	16,3	16,2
	21.03.	17,5	17,2	16,2	17,4	17,4	16,7
1 termin2 dzień	22.03.	18,1	17,1	17,2	18,0	18,0	17,5
	25.03.	22,8	21,6	20,4	23,3	21,4	20,5
	26.03.	23,9	23,2	20,4	25,3	24,4	23,5
2 termin7 dzień	27.03.	23,4	22,3	21,5	23,1	22,0	21,4
	28.03.	24,7	22,4	19,2	21,1	21,2	21,5
	29.03.	32,0	30,7	29,9	33,3	32,7	32,1
	3.04.	23,9	22,4	21,1	33,6	32,2	30,6
	4.04.	22,5	19,6	18,9	22,9	21,2	19,8
3 termin16 dzień	5.04.	24,7	23,3	21,6	27,0	24,3	21,5
	8.04.	35,2	29,6	30,4	34,3	33,9	31,9
	9.04.	35,6	34,9	32,8	35,3	33,1	32,3
	10.04.	36,6	35,7	32,9	35,6	35,1	32,9
4 termin22 dzień	11.04.	37,2	36,7	33,6	36,5	35,9	34,9
	12.04.	34,2	32,7	31,0	32,5	31,3	29,9
	15.04.	34,5	33,3	32,3	32,8	31,4	30,3
	16.04.	34,7	33,3	32,6	33,9	33,7	31,6
5 termin (18.04) 29 dzień	17.04.	34,9	33,6	33,1	34,8	34,0	31,9

4.6. Obiekt A lato 2002

Wyniki badań liczebności drobnoustrojów wskaźnikowych w pryzmach w obiekcie A zestawiono w tabelach 27-31.

We wszystkich trzech warstwach pryzmy z dodatkową ilością trocin zaobserwowano bardzo dynamiczne tempo eliminacji pałeczek coli. Koncentracja tych drobnoustrojów po 24 godzinach kompostowania spadła z $9,92 \times 10^8$ NPL·g⁻¹ do $3,10 \times 10^3$ NPL·g⁻¹ w części środkowej oraz do ok. 3×10^4 NPL·g⁻¹ w górnej i dolnej (tab. 27). Po 3 dniach w nośnikach z wyższych poziomów pryzmy nie stwierdzano obecności pałeczek *E. coli*. W dolnej części pryzmy przeżywały do 6 dni (tab. 28).

W drugiej pryzmie proces higienizacji osadów następował również bardzo szybko. Czas konieczny do całkowitej inaktywacji pałeczek coli w próbach ze

wszystkich warstw nie przekraczał 9 dni. Dzienny spadek liczebności wahał się od $0,79 \log_{10}$ do $1,13 \log_{10}$ (tab. 28).

Paleczki *Salmonella senftenberg* W775 w centralnej części pryzmy pierwszej ginęły w ciągu 1 dnia. Najdłużej, około 6 dni przeżywały w warstwie dolnej, gdzie tempo inaktywacji wynosiło $0,96 \log_{10}$ ·dzień⁻¹ (tab. 28).

Zaskakujące wyniki uzyskane w pryzmie drugiej dowiodły, że eliminacja pałeczek *Salmonella senftenberg* W775 nastąpiła najszybciej w dolnej, przypowierzchniowej warstwie pryzmy. Mimo tego, że najszybsze tempo inaktywacji po pierwszych dwóch dniach kompostowania występowało w części środkowej, gdzie liczebność pałeczek *Salmonella senftenberg* W775 spadła z $3,23 \times 10^9$ NPL·g⁻¹ do $1,40 \times 10^1$ NPL·g⁻¹, to właśnie z nośników umieszczonych w tej warstwie izolowano je najdłużej (tab. 27).

Tabela 27

Liczebność badanych drobnoustrojów w pryzmach doświadczalnych [NPL·g⁻¹]
(cykl letni 2002, obiekt A).

terminy poboru próbek	warstwa w pryzmie	<i>Escherichia coli</i> (EHEC)			<i>Salmonella senftenberg</i> W775			paciorkowce grupy D		
		I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny	I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny	I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny
0	-	$9,92 \times 10^8$			$3,23 \times 10^9$			$8,25 \times 10^8$		
1 dzień (2)*	góra	$3,20 \times 10^4$	$1,09 \times 10^3$	$3,15 \times 10^8$	$9,80 \times 10^4$	$8,34 \times 10^2$	$1,53 \times 10^9$	$4,00 \times 10^7$	$8,65 \times 10^3$	$1,53 \times 10^8$
	środek	$3,10 \times 10^3$	$8,19 \times 10^3$		ns	$1,40 \times 10^1$		$5,40 \times 10^5$	$8,70 \times 10^4$	
	dół	$3,30 \times 10^4$	$1,55 \times 10^4$		$8,33 \times 10^5$	$3,00 \times 10^1$		$4,80 \times 10^6$	$8,70 \times 10^2$	
2 3 dni (5)	góra	ns	$1,50 \times 10^3$	$2,53 \times 10^8$	ns	$3,17 \times 10^3$	$2,55 \times 10^8$	ns	$1,50 \times 10^5$	$2,67 \times 10^7$
	środek	ns	$8,70 \times 10^1$		ns	$8,40 \times 10^1$		ns	$1,40 \times 10^1$	
	dół	$8,50 \times 10^2$	$4,36 \times 10^1$		$1,50 \times 10^3$	ns		$8,30 \times 10^3$	ns	
3 6 dni	góra	ns	$1,13 \times 10^2$	$3,47 \times 10^8$	ns	ns	$8,90 \times 10^8$	ns	ns	$5,47 \times 10^7$
	środek	ns	$3,70 \times 10^1$		ns	$1,40 \times 10^1$		ns	$1,40 \times 10^1$	
	dół	$2,40 \times 10^1$	$1,40 \times 10^1$		$2,40 \times 10^1$	ns		$3,17 \times 10^3$	ns	
4 7 dni	góra	ns	$1,60 \times 10^2$	$2,47 \times 10^8$	ns	ns	$6,05 \times 10^7$	ns	ns	$9,03 \times 10^7$
	środek	ns	ns		ns	ns		ns	ns	
	dół	ns	ns		ns	ns		ns	ns	
5 8 dni (9)	góra	ns	ns	$3,29 \times 10^7$	ns	ns	$1,83 \times 10^7$	ns	ns	$1,88 \times 10^7$
	środek	ns	ns		ns	ns		ns	ns	
	dół	ns	ns		ns	ns		ns	ns	

*wartości w nawiasach dotyczą II pryzmy

Populacja enterokoków w pryzmie z dodatkiem trocin podlegała zmianom podobnym do obserwowanych u EHEC. Paciorkowce w górnych warstwach ulegały całkowitej inaktywacji już po 3 dniach, natomiast w dolnej części pryzmy izolowano je

z nośników po 6 dniach. Dzienny spadek liczebności enterokoków wynosił tu $1,12 \log_{10}$ (tab. 28).

Tabela 28

Dynamika inaktywacji badanych bakterii w kompostowanych osadach ściekowych (cykl letni 2002, obiekt A).

badane bakterie wskaźnikowe	pryzma	warstwa w pryzmie	równanie regresji	r ² (%)	przeżywalność badanych mikroorganizmów (dni)
<i>E coli</i> (EHEC)	I	góra	y = - 1,111x + 6,322	62,0	1,0 ^a
		środek			1,0 ^a
		dół			5,7
	II	góra	y = - 0,790x + 6,441	67,7	8,1
		środek	y = - 1,087x + 7,231	83,0	6,7
		dół	y = - 1,128x + 7,223	84,7	6,4
nośnik kontrolny			y = - 0,126x + 8,498	18,4	67,7
<i>Salmonella senftenberg</i> W775	I	góra	y = - 0,961x + 5,988	57,0	1,0 ^a
		środek			ns ^b
		dół			6,2
	II	góra	y = - 1,187x + 6,618	60,0	5,6
		środek	y = - 0,771x + 5,467	54,1	7,1
		dół			2,0 ^a
nośnik kontrolny			y = - 0,095x + 8,476	11,3	89,0
paciorkowce grupy D	I	góra	y = - 1,122x + 7,481	77,7	1,0 ^a
		środek			1,0 ^a
		dół			6,7
	II	góra	y = - 1,207x + 7,603	89,4	5,0 ^a
		środek			6,3
		dół			2,0 ^a
nośnik kontrolny			y = - 0,155x + 8,282	37,1	53,5

^a dzień procesu, w którym po raz ostatni izolowano z nośnika badane bakterie

^b nie stwierdzono obecności badanych bakterii w pierwszym terminie doświadczalnym (24 godz.)

W przyzmiu drugiej zaobserwowano zaskakująco szybką eliminację paciorkowców we wszystkich partiach kompostowanego materiału. W dolnej warstwie badane drobnoustroje ginęły po 5 dniach, natomiast w górnej i środkowej części, odpowiednio, po 6 i 7 dniach (tab.27).

W trakcie kompostowania w obu przyzmiach zaobserwowano wzrost wartości pH. Odczyn biomasy pierwszej i drugiej przyzmy wyniósł w początkowej fazie procesu 8,08 i 8,27, natomiast w końcowej, odpowiednio, 8,70 i 8,80 (tab. 29).

Tabela 29

Odczyn kompostowanej biomasy w poszczególnych pryzmach doświadczalnych
(cykl letni 2002, obiekt A).

pryzma	terminy poboru próbek					
	0	1	2	3	4	5
		1(2)* dni	3(5) dni	6 dni	7 dni	8(9) dni
I	8,08	8,36	8,71	8,61	8,79	8,70
II	8,27	8,15	8,41	8,52	8,83	8,80

*wartości w nawiasach dotyczą II pryzmy

Pomimo krótkiego czasu trwania właściwej fazy doświadczenia (9 dni), zaobserwowano znaczne obniżenie wilgotności w kompostowanego materiału. W pryzmie z domieszką trocin (I) spadła ona z 72,22% do 65,08%, w drugiej zaś z 77,16% do 71,57% (tab. 30).

Tabela 30

Wilgotność kompostowanej biomasy w poszczególnych pryzmach
doświadczalnych [%] (cykl letni 2002, obiekt A).

pryzma	terminy poboru próbek					
	0	1	2	3	4	5
		1(2)* dni	3(5) dni	6 dni	7 dni	8(9) dni
I	72,22	64,32	68,70	64,95	67,63	65,08
II	77,16	68,39	75,35	71,55	69,54	71,57

*wartości w nawiasach dotyczą II pryzmy

Temperatura pryzm osiągnęła bardzo wysokie wartości już w pierwszych dniach procesu. W ciągu tygodnia w obu pryzmach przekraczała 50°C, dochodząc maksymalnie do 52,9°C w górnej warstwie pryzmy pierwszej i 57,4°C w pryzmie drugiej. Na tak wysokim poziomie utrzymywała się również przez kolejne dni, przy czym temperatury na dolnym poziomie były znacznie niższe, niż w środkowych i górnych (tab. 31).

Tabela 31

Rozkład temperatur w poszczególnych pryzmach doświadczalnych.
(cykl letni 2002, obiekt A).

terminy poboru próbek	data pomiaru	pryzma I			terminy poboru próbek	data pomiaru	pryzma II		
		warstwa					warstwa		
		góra	środek	dół			góra	środek	dół
założenie (6.08.) 2 termin 3 dzień	9.08	43,1	41,7	39,9	założenie (7.08.) 1 termin 2 dzień	9.08	53,4	51,9	50,5
3 termin 6 dzień	12.08	52,3	51,8	50,2	2 termin 5 dzień	12.08	55,8	54,2	51,2
4 termin 7 dzień	13.08	51,6	51,2	50,2	3 termin 6 dzień	13.08	57,4	55,9	54,7
5 termin (14.08.) 8 dzień	19.08	51,9	47,9	45,8	4 termin (14.08.) 7 dzień	19.08	54,8	51,5	49,5
	21.08	52,9	48,5	45,9	5 termin (16.08.) 9 dzień	21.08	56,4	50,3	47,4
	23.08	51,8	50,4	44,5		23.08	55,5	50,0	45,3
	26.08	52,4	51,2	44,6		26.08	56,3	51,1	46,1
	28.08	52,7	51,0	44,7		28.08	56,1	51,7	43,4

4.7. Obiekt A jesień 2002

Inaktywacja *E. coli* w cyklu jesiennym 2002 roku przebiegała najszybciej w środkowej warstwie pryzmy pierwszej. Po 24 godzinach kompostowania koncentracja tych drobnoustrojów w nośnikach umieszczonych w centrum pryzmy była jeszcze stosunkowo wysoka i wynosiła $1,55 \times 10^7$ NPL·g⁻¹, jednak już po 3 dniach nie stwierdzano w nich obecności pałeczek coli. Czas ich przeżycia w górnej i dolnej warstwie był bardzo krótki i wyniósł odpowiednio około 6 i 9 dni (tab. 32).

W pryzmie drugiej badane mikroorganizmy ginęły w ciągu 10 dni i tylko w dolnej części biomasy czas ten był nieznacznie dłuższy. Dzienny spadek liczebności, obliczony na podstawie równania prostej regresji, wahał się od 0,80 log₁₀ w warstwie dolnej do 0,93 log₁₀ w środkowej (tab. 33).

Pałeczki *Salmonella*, podobnie jak EHEC, izolowano najkrócej w centrum pryzmy ze zwiększoną ilością trocin. W dolnej warstwie proces ich inaktywacji zachodził bardzo wolno. Po upływie tygodnia, gdy w górnych warstwach pryzmy doszło do całkowitej eliminacji pałeczek *Salmonella senftenberg* W775, ich koncentracja w dolnej części wynosiła jeszcze $3,42 \times 10^4$ NPL·g⁻¹ (tab. 32).

Tabela 32

Liczebność badanych drobnoustrojów w pryzmach doświadczalnych [NPL·g⁻¹]
(cykl jesienny 2002, obiekt A).

terminy poboru próbek	warstwa w pryzmie	<i>Escherichia coli</i> (EHEC)			<i>Salmonella senftenberg</i> W775			paciorkowce grupy D		
		I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny	I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny	I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny
0	-	5,17x10 ⁸			1,56x10 ⁹			1,55x10 ⁹		
1 1 dni	góra	2,34x10 ⁷	2,07x10 ⁶	8,32x10 ⁷	9,84x10 ⁷	8,83x10 ⁷	2,18x10 ⁹	5,34x10 ⁷	4,01x10 ⁷	1,30x10 ⁸
	środek	1,55x10 ⁷	8,37x10 ⁶		2,04x10 ⁴	8,39x10 ⁷		5,73x10 ⁶	9,72x10 ⁶	
	dół	8,50x10 ⁶	9,19x10 ⁷		8,65x10 ⁷	2,18x10 ⁸		3,78x10 ⁷	3,69x10 ⁷	
2 3 dni	góra	7,70x10 ¹	1,51x10 ⁶	3,01x10 ⁶	2,58x10 ³	1,15x10 ⁷	4,15x10 ⁷	1,58x10 ⁴	3,17x10 ⁶	4,98x10 ⁷
	środek	ns	1,53x10 ⁴		ns	5,34x10 ⁴		8,34x10 ⁴	1,50x10 ⁴	
	dół	1,15x10 ⁵	6,01x10 ⁵		1,55x10 ⁷	9,33x10 ⁷		1,51x10 ⁷	8,85x10 ⁶	
3 7 dni	góra	ns	8,35x10 ³	1,53x10 ⁵	ns	1,05x10 ⁵	1,10x10 ⁸	ns	6,50x10 ⁴	3,37x10 ⁷
	środek	ns	4,70x10 ¹		ns	8,58x10 ⁴		3,40x10 ²	5,37x10 ³	
	dół	6,50x10 ²	3,17x10 ⁶		3,92x10 ³	1,50x10 ⁷		2,68x10 ⁴	3,17x10 ⁷	
4 9 dni	góra	ns	ns	1,03x10 ⁶	ns	1,36x10 ³	3,04x10 ⁷	ns	2,20x10 ³	1,80x10 ⁷
	środek	ns	ns		ns	1,50x10 ⁴		ns	3,30x10 ²	
	dół	ns	1,4x10 ¹		3,42x10 ⁴	1,51x10 ⁶		8,75x10 ⁴	1,60x10 ⁶	
5 15 dni	góra	ns	ns	1,58x10 ⁵	ns	8,83x10 ³	1,65x10 ⁶	ns	1,58x10 ⁴	1,61x10 ⁷
	środek	ns	ns		ns	ns		ns	ns	
	dół	ns	ns		6,97x10 ²	1,51x10 ⁶		8,54x10 ⁴	8,59x10 ⁵	

Warunki termiczne panujące w drugiej pryzmie nie gwarantowały szybkiej higienizacji biomasy. Tylko w środkowej warstwie czas konieczny do całkowitej eliminacji pałeczek *Salmonella senftenberg* W775 był krótszy od 2 tygodni, natomiast w warstwie dolnej przekraczał nawet 4 tygodnie. Dzielne tempo inaktywacji pałeczek w górnej, środkowej i dolnej części pryzmy wynosiło odpowiednio 0,41, 0,48 i 0,25 log₁₀ (tab. 33).

Zachowanie enterokoków ilustrują tabele 32-33. W pierwszej pryzmie ginęły one najwcześniej w górnej warstwie. W części centralnej ich inaktywacja trwała około 8 dni. Najniższą wartość dziennego spadku liczebności stwierdzono w dolnej, przypowierzchniowej warstwie i wyniosła ona tylko 0,27 log₁₀. Efektem tego była najdłuższa przeżywalność paciorkowców na tym poziomie (tab. 33).

W drugiej pryzmie eliminacja enterokoków wymagała znacznie dłuższego czasu. Najszybciej, bo niespełna 2 tygodnie, przebiegała w warstwie środkowej, najdłużej natomiast – ponad 5 tygodni - w dolnej. Tempo inaktywacji enterokoków wynosiło w tych warstwach odpowiednio 0,49 i 0,20 log₁₀·dzień⁻¹ (tab. 33). Po 15 dniach kompostowania, gdy nie izolowano ich już z części środkowej, liczebność

w górnej i dolnej części pryzmy spadła z $1,55 \times 10^9$ NPL·g⁻¹ do $1,58 \times 10^4$ NPL·g⁻¹ i $8,59 \times 10^5$ NPL·g⁻¹ (tab. 32).

Tabela 33

Dynamika inaktywacji badanych bakterii w kompostowanych osadach ściekowych (cykl jesienny 2002, obiekt A).

badane bakterie wskaźnikowe	pryzma	warstwa w pryzmie	równanie regresji	r ² (%)	przeżywalność badanych mikroorganizmów (dni)
<i>E coli</i> (EHEC)	I	góra	y = - 1,222x + 7,549	97,1	6,2
		środek			1,0 ^a
		dół	y = - 0,855x + 7,475	68,2	8,7
	II	góra	y = - 0,839x + 7,372	57,5	8,8
		środek	y = - 0,932x + 7,078	71,5	7,6
		dół	y = - 0,802x + 8,157	75,1	10,2
nośnik kontrolny			y = - 0,207x + 7,542	56,9	36,4
<i>Salmonella</i> <i>senftenberg</i> W775	I	góra	y = - 1,199x + 8,151	86,3	6,8
		środek			1,0 ^a
		dół	y = - 0,432x + 7,425	59,3	17,2
	II	góra	y = - 0,407x + 7,306	52,5	18,0
		środek	y = - 0,480x + 6,548	57,0	13,7
		dół	y = - 0,253x + 7,833	44,0	31,0
nośnik kontrolny			y = - 0,152x + 8,514	50,3	55,9
paciorkowce grupy D	I	góra	y = - 1,202x + 7,960	87,8	6,6
		środek	y = - 0,909x + 7,117	62,2	7,8
		dół	y = - 0,276x + 7,205	52,9	26,1
	II	góra	y = - 0,377x + 6,809	45,2	18,1
		środek	y = - 0,491x + 6,295	62,5	12,8
		dół	y = - 0,201x + 7,425	37,3	37,0
nośnik kontrolny			y = - 0,123x + 8,091	43,0	65,5

^a dzień procesu, w którym po raz ostatni izolowano z nośnika badane bakterie

Badania odczynu kompostu przeprowadzone w ostatnim terminie doświadczalnym, wykazały wzrost jego wartości w każdej z badanych pryzm. pH biomasy I i II pryzmy było zbliżone i wynosiło 8,26 i 8,27 na początku procesu oraz 8,76 i 8,79 w końcowym etapie doświadczenia (tab. 34).

Tabela 34

Odczyn kompostowanej biomasy w poszczególnych pryzmach doświadczalnych
(cykl jesienny 2002, obiekt A).

pryzma	terminy poboru próbek					
	0	1	2	3	4	5
		1 dni	3 dni	7 dni	9 dni	15 dni
I	8,27	8,39	8,54	8,39	8,58	8,76
II	8,26	7,98	8,99	7,95	8,40	8,79

Wilgotność pierwszej pryzmy, wynosząca w momencie jej usypywania 72,30% była niższa niż w pryzmie drugiej – 75,10%. Końcowe analizy wskazują na spadek tych wartości, szczególnie widoczny w pryzmie ze zwiększonym udziałem trocin, gdzie po 15 dniach wilgotność wynosiła 64,87%. Z kolei w drugiej pryzmie uległa ona tylko nieznacznym zmianom i osiągnęła poziom 71,21% (tab. 35).

Tabela 35

Wilgotność kompostowanej biomasy w poszczególnych pryzmach
doświadczalnych [%] (cykl jesienny 2002, obiekt A).

pryzma	terminy poboru próbek					
	0	1	2	3	4	5
		1 dni	3 dni	7 dni	9 dni	15 dni
I	72,30	73,90	73,19	70,33	68,21	64,87
II	75,10	77,35	73,10	73,01	73,46	71,21

Temperatury w górnych i środkowych warstwach obu pryzm bardzo szybko wzrosły powyżej 30°C. Najwyższe wartości zaobserwowano po 7 dniach od wprowadzenia prób do biomasy i dotyczyły one właśnie najwyższych partii kompostowanego materiału. W pierwszej i drugiej pryzmie wyniosły one odpowiednio: 49,4°C i 50,1°C. Temperatury w dolnych, przypowierzchniowych warstwach pryzm były znacznie niższe, niewiele bowiem przekraczały 30°C, i z całą pewnością nie gwarantowały pełnej higienizacji kompostowanej biomasy (tab. 36).

Tabela 36

Rozkład temperatur w poszczególnych pryzmach doświadczalnych.

(cykl jesienny 2002, obiekt A).

terminy poboru próbek	data pomiaru	pryzma						
		I			II			
		warstwa						
		góra	środek	dół	góra	środek	dół	
	4.11	30,2	28,5	23,2	32,5	27,7	23,7	
założenie	5.11	35,3	31,0	25,6	37,5	33,4	31,4	
1 termin	1 dzień	6.11	40,4	32,4	26,6	40,7	37,1	32,4
	7.11	43,2	34,8	27,7	42,5	40,8	32,4	
2 termin	3 dzień	8.11	46,7	39,4	28,3	47,2	43,5	33,4
3 termin	7 dzień	12.11	49,4	42,9	30,6	50,1	47,5	33,6
	13.11	42,3	38,7	23,6	42,2	40,0	25,7	
4 termin	9 dzień	14.11	44,0	41,3	25,3	43,7	42,4	27,1
	15.11	45,6	42,9	26,6	45,4	43,2	27,5	
	18.11	48,6	44,1	26,4	47,3	43,9	28,7	
5 termin	15 dzień	20.11	41,7	36,4	24,6	43,6	40,6	27,2
	21.11	44,0	39,6	25,2	45,7	42,4	27,5	
	22.11	47,4	42,6	27,3	48,2	45,0	27,1	

Obiekt A zima 2003

Warunki panujące w trakcie kompostowania w pierwszej pryzmie prowadziły do najszybszej eliminacji pałeczek coli w górnej warstwie biomasy. Teoretyczny czas inaktywacji badanych mikroorganizmów wynosił tam około 53 dni i był o tydzień krótszy niż w warstwie środkowej i około 2 tygodni krótszy niż w warstwie dolnej. Dienne tempo redukcji wyniosło na tych poziomach, odpowiednio: 0,15, 0,14 i 0,11 $\log_{10}$ (tab. 38).

Najdłuższą przeżywalność *E. coli* zaobserwowano również w najniższych partiach drugiej pryzmy, gdzie eliminacja tych drobnoustrojów trwała około 2 miesięcy. W nośnikach wprowadzonych do wyżej położonych warstw biomasy proces ten przebiegał szybciej i po upływie 33 dni nie stwierdzano już w nich obecności pałeczek coli (tab. 38). W dolnej warstwie pryzmy izolowano wówczas $2,01 \times 10^4$ NPL·g⁻¹ (tab. 37).

Tabela 37

Liczebność badanych drobnoustrojów w pryzmach doświadczalnych [NPL·g⁻¹]
(cykl zimowy 2003, obiekt A).

terminy poboru próbek	warstwa w pryzmie	<i>Escherichia coli</i> (EHEC)			<i>Salmonella senftenberg</i> W775			paciorkowce grupy D		
		I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny	I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny	I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny
0	-	1,54x10 ⁹			9,22x10 ⁸			2,32x10 ⁸		
1 7 dni	góra	1,51x10 ⁸	1,51x10 ⁶	3,27x10 ⁷	6,92x10 ⁶	1,82x10 ⁷	4,47x10 ⁷	2,68x10 ⁷	8,57x10 ⁶	6,82x10 ⁶
	środek	3,33x10 ⁷	1,58x10 ⁶		1,30x10 ⁷	1,54x10 ⁷		5,60x10 ⁷	4,75x10 ⁵	
	dół	5,75x10 ⁶	4,72x10 ⁶		1,52x10 ⁷	1,54x10 ⁷		4,00x10 ⁷	3,23x10 ⁷	
2 13 dni	góra	4,00x10 ⁶	5,15x10 ⁴	2,38x10 ⁶	4,67x10 ⁶	1,51x10 ⁵	4,15x10 ⁶	2,38x10 ⁷	8,83x10 ⁴	2,15x10 ⁶
	środek	4,30x10 ⁷	9,84x10 ⁵		3,05x10 ⁶	1,67x10 ⁶		9,84x10 ⁷	2,00x10 ⁶	
	dół	4,01x10 ⁶	3,67x10 ⁶		5,38x10 ⁵	9,88x10 ⁵		3,33x10 ⁷	9,87x10 ⁶	
3 16 dni	góra	2,84x10 ⁶	8,72x10 ⁴	5,67x10 ⁵	1,37x10 ⁶	5,34x10 ⁵	4,82x10 ⁶	1,55x10 ⁷	3,23x10 ⁵	5,65x10 ⁶
	środek	1,92x10 ⁷	1,50x10 ⁵		1,09x10 ⁶	4,57x10 ⁵		2,17x10 ⁷	6,50x10 ⁵	
	dół	8,55x10 ⁴	2,20x10 ⁵		3,49x10 ⁶	1,90x10 ⁶		1,59x10 ⁷	4,67x10 ⁷	
4 20 dni	góra	4,23x10 ⁵	3,18x10 ³	4,15x10 ⁶	2,48x10 ⁵	3,55x10 ⁴	6,21x10 ⁶	1,84x10 ⁶	8,58x10 ⁴	1,13x10 ⁶
	środek	4,67x10 ⁵	3,73x10 ¹		5,43x10 ⁵	8,34x10 ⁴		1,59x10 ⁷	1,58x10 ³	
	dół	1,08x10 ⁵	3,22x10 ⁵		8,52x10 ⁵	1,11x10 ⁶		4,01x10 ⁷	8,87x10 ⁵	
5 33 dni	góra	4,37x10 ³	ns	9,67x10 ⁵	1,65x10 ⁵	1,01x10 ³	3,33x10 ⁶	3,03x10 ⁶	ns	2,37x10 ⁶
	środek	9,48x10 ³	ns		3,19x10 ⁶	1,53x10 ³		4,73x10 ⁶	ns	
	dół	3,26x10 ⁵	2,01x10 ⁴		1,25x10 ⁵	1,54x10 ⁶		4,00x10 ⁶	1,75x10 ⁶	

W pryzmie zawierającej w składzie dodatkową ilość trocin tempo inaktywacji bakterii *Salmonella senftenberg* W775 było stosunkowo niskie. W trakcie całego doświadczenia ich liczebność we wszystkich warstwach spadła o ok. 3 log₁₀. W górnej warstwie ginęły one najszybciej, najdłużej natomiast przeżywały w części środkowej (tab. 38).

W drugiej pryzmie pałeczki *Salmonella senftenberg* W775 eliminowane były najdłużej w dolnej, przypowierzchniowej warstwie. Wyniki analiz ostatniego terminu doświadczalnego wykazały, że po miesiącu kompostowania liczba badanych drobnoustrojów spadła w tej części pryzmy z 9,22x10⁸ NPL·g⁻¹ do 1,54x10⁶ NPL·g⁻¹ (tab. 37). Na pozostałych poziomach ich liczebność w tym okresie była znacznie niższa - rzędu 10³ NPL·g⁻¹, a pałeczki *Salmonella senftenberg* W775 przeżywały tam od 40 dni w części środkowej, do 44 w górnej (tab. 38).

Wyjątkowo długo trwała w pierwszej pryzmie inaktywacja paciorkowców. Przez kolejnych 16 dni ich koncentracja we wszystkich warstwach utrzymywała się na poziomie 10⁷ NPL·g⁻¹ (tab. 37). W przypadku niezmienionych warunków panujących w kompostowanej biomacie badane drobnoustroje uległyby najszybszej eliminacji w górnej części pryzmy – po 116 dniach, najwolniej natomiast w jej

dolnej części – po 192 dniach (tab. 38). W okresie tym obserwowano najgorsze właściwości higienizacyjne w pryzmach w całym cyklu badawczym.

Przeżywalność enterokoków w dolnej części drugiej pryzmy była prawie trzykrotnie dłuższa niż w górnej i środkowej. W ostatnim terminie doświadczalnym, po 33 dniach kompostowania z nośników wyciągniętych z wyższych warstw nie izolowano już paciorkowców, natomiast spadek ich liczebności zaobserwowany wówczas w warstwie dolnej wyniósł tylko 2 log₁₀ (tab. 38).

Tabela 38

Dynamika inaktywacji badanych bakterii w kompostowanych osadach ściekowych (cykl zimowy 2003, obiekt A).

badane bakterie wskaźnikowe	pryzma	warstwa w pryzmie	równanie regresji	r ² (%)	przeżywalność badanych mikroorganizmów (dni)
<i>E coli</i> (EHEC)	I	góra	y = - 0,152x + 8,135	68,4	53,3
		środek	y = - 0,138x + 8,326	57,9	60,2
		dół	y = - 0,108x + 7,442	54,0	68,8
	II	góra	y = - 0,239x + 7,072	65,7	29,6
		środek	y = - 0,265x + 7,656	74,2	28,8
		dół	y = - 0,128x + 7,683	68,1	60,1
nośnik kontrolny			y = - 0,062x + 7,426	33,7	119,4
<i>Salmonella</i> <i>senftenberg</i> W775	I	góra	y = - 0,100x + 7,614	58,3	76,4
		środek	y = - 0,093x + 7,661	49,7	82,7
		dół	y = - 0,090x + 7,238	39,7	80,5
	II	góra	y = - 0,165x + 7,274	48,5	44,0
		środek	y = - 0,203x + 8,036	67,7	39,6
		dół	y = - 0,078x + 7,326	37,2	93,9
nośnik kontrolny			y = - 0,077x + 7,869	47,5	101,7
paciorkowce grupy D	I	góra	y = - 0,066x + 7,654	31,5	116,5
		środek	y = - 0,058x + 7,949	32,1	137,1
		dół	y = - 0,039x + 7,603	16,9	192,5
	II	góra	y = - 0,239x + 7,722	70,0	32,3
		środek	y = - 0,247x + 7,968	79,0	32,3
		dół	y = - 0,079x + 7,593	31,3	96,3
nośnik kontrolny			y = - 0,058x + 7,495	47,4	129,0

Wartość pH w pierwszej pryzmie wzrosła w trakcie procesu kompostowania z 7,56 do 7,89. W drugiej pryzmie kierunek zmian odczynu biomasy był odwrotny końcowa wartość pH (7,40) była nieco niższa od początkowej (7,77) (tab. 39).

Tabela 39

Odczyn kompostowanej biomasy w poszczególnych pryzmach doświadczalnych
(cykl zimowy 2003, obiekt A).

pryzma	terminy poboru próbek					
	0	1	2	3	4	5
		7 dni	13 dni	16 dni	20 dni	33 dni
I	7,56	7,57	7,79	7,83	7,89	7,89
II	7,77	7,42	8,03	7,77	7,30	7,40

Badania wilgotności pochodzącego z obu pryzm materiału wykazały niewielki wzrost jej wartości w końcowej fazie doświadczenia. Wyniki pierwszych i ostatnich analiz osadu z pryzmy I wynosiły odpowiednio 73,87% i 76,35%, w pryzmie II natomiast 74,6% i 75,7% (tab. 40).

Tabela 40

Wilgotność kompostowanej biomasy w poszczególnych pryzmach doświadczalnych [%] (cykl zimowy 2003, obiekt A).

pryzma	terminy poboru próbek					
	0	1	2	3	4	5
		7 dni	13 dni	16 dni	20 dni	33 dni
I	73,87	75,45	75,85	75,00	75,70	76,35
II	74,60	75,40	75,70	75,55	75,30	75,70

Przez pierwsze trzy tygodnie procesu kompostowania temperatury w górnych i środkowych warstwach obu pryzm osiągały wartości od 30 do 40°C. Dopiero w kolejnych tygodniach zanotowano ich wzrost powyżej tego poziomu – szczególnie w górnych warstwach biomasy. Uzyskane wówczas temperatury maksymalne wynosiły: 50,8°C (pryzma I) oraz 49,7°C (II). W warstwach dolnych ich wartości były wyraźnie niższe i nie przekraczały 30°C, co mogło wpływać na słabszą skuteczność higienizacyjną w tych partiach biomasy (tab. 41).

Tabela 41

Rozkład temperatur w poszczególnych pryzmach doświadczalnych.
(cykl zimowy 2003, obiekt A).

terminy poboru próbek	data pomiaru	pryzma					
		I			II		
		warstwa					
		góra	środek	dół	góra	środek	dół
założenie (8.01.)	9.01	34,2	26,7	23,6	38,1	32,8	26,3
1 termin 7 dzień	10.01	37,3	31,3	24,9	40,4	33,5	27,9
	13.01	39,4	32,0	26,2	36,3	34,8	29,0
	15.01	38,6	33,1	24,5	36,2	33,1	31,2
	16.01	39,3	33,7	25,9	37,1	34,1	31,7
	17.01	40,7	36,9	29,1	37,8	34,7	31,5
2 termin 13 dzień	20.01	40,6	38,1	29,9	38,1	35,3	31,1
	21.01	41,8	39,0	31,9	39,1	35,1	31,3
	22.01	37,1	31,8	24,3	33,2	30,0	25,5
3 termin 16 dzień	23.01	39,2	32,9	25,7	35,3	31,5	26,9
	24.01	41,9	35,1	27,9	36,8	32,7	28,1
	27.01	44,2	36,4	30,9	39,4	34,8	30,8
4 termin 20 dzień	28.01	40,6	34,9	27,5	37,7	32,9	27,7
	29.01	41,5	35,5	28,8	40,4	33,6	30,4
	30.01	44,2	37,6	28,5	42,7	34,5	30,9
	3.02	50,8	43,0	30,1	49,7	39,3	32,2
	4.02	46,8	40,0	25,9	45,3	36,6	31,1
	6.02	48,8	41,3	24,2	47,9	38,2	32,2
5 termin (10.02.) 33 dzień	7.02	50,8	43,2	28,6	48,9	40,4	32,8

4.9. Obiekt B wiosna 2001

W tabelach 42-46 zestawiono dynamikę zmian przeżywalności badanych bakterii w cyklu wiosennym 2001 roku w obiekcie B.

Spadek liczebności populacji *E coli* w pierwszej pryzmie następował powoli. W górnej warstwie, gdzie proces ten trwał najkrócej, po 35 dniach kompostowania ich ilość zmniejszyła się o 3,3 $\log_{10}$. W części środkowej i dolnej wartość ta wyniosła odpowiednio 2,8 i 2,7 $\log_{10}$. Wyliczony statystycznie dzienny spadek liczebności na obu poziomach pryzmy był zbliżony i wynosił 0,08 $\log_{10}$ (tab. 43).

Teoretyczny czas konieczny do pełnej eliminacji pałeczek coli w drugiej pryzmie był we wszystkich warstwach o kilka dni dłuższy niż w pryzmie pierwszej. Szczególnie niskie tempo redukcji tych drobnoustrojów zaobserwowano w dolnych

partiach kompostowanego osadu – $0,06 \log_{10} \cdot \text{dzień}^{-1}$, tam też przeżywały one najdłużej – 129 dni (tab.43).

Tabela 42

Liczebność badanych drobnoustrojów w pryzmach doświadczalnych [$\text{NPL} \cdot \text{g}^{-1}$]
(cykl wiosenny 2001, obiekt B).

terminy poboru próbek	warstwa w pryzmie	<i>Escherichia coli</i> (EHEC)			<i>Salmonella senftenberg</i> W775			paciorkowce grupy D		
		I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny	I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny	I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny
0	-	$8,63 \times 10^8$			$6,00 \times 10^8$			$5,70 \times 10^8$		
1 9 dni	górze	$7,33 \times 10^7$	$1,54 \times 10^8$	$1,22 \times 10^8$	$2,12 \times 10^8$	$9,15 \times 10^8$	$5,42 \times 10^7$	$9,83 \times 10^7$	$2,32 \times 10^7$	$8,45 \times 10^7$
	środek	$8,49 \times 10^7$	$5,23 \times 10^7$		$8,42 \times 10^7$	$4,75 \times 10^7$		$8,67 \times 10^7$	$9,93 \times 10^7$	
	dół	$3,71 \times 10^7$	$4,65 \times 10^7$		$1,15 \times 10^8$	$9,83 \times 10^7$		$8,58 \times 10^7$	$5,32 \times 10^7$	
2 16 dni	górze	$1,21 \times 10^8$	$2,22 \times 10^7$	$1,95 \times 10^7$	$1,39 \times 10^8$	$8,72 \times 10^7$	$3,40 \times 10^7$	$4,37 \times 10^7$	$1,24 \times 10^7$	$2,57 \times 10^7$
	środek	$2,34 \times 10^7$	$1,57 \times 10^7$		$7,87 \times 10^7$	$4,37 \times 10^8$		$5,00 \times 10^7$	$6,52 \times 10^7$	
	dół	$1,39 \times 10^7$	$1,84 \times 10^7$		$2,70 \times 10^8$	$5,83 \times 10^7$		$3,83 \times 10^7$	$4,25 \times 10^6$	
3 22 dni	górze	$1,58 \times 10^8$	$1,39 \times 10^7$	$3,82 \times 10^7$	$5,48 \times 10^7$	$5,32 \times 10^7$	$5,43 \times 10^7$	$6,19 \times 10^7$	$3,40 \times 10^7$	$5,93 \times 10^5$
	środek	$3,30 \times 10^7$	$3,32 \times 10^7$		$8,58 \times 10^7$	$3,40 \times 10^8$		$8,82 \times 10^7$	$4,98 \times 10^7$	
	dół	$1,90 \times 10^7$	$1,37 \times 10^7$		$1,31 \times 10^8$	$7,22 \times 10^7$		$1,61 \times 10^7$	$2,07 \times 10^7$	
4 29 dni	górze	$8,54 \times 10^5$	$2,57 \times 10^7$	$1,25 \times 10^8$	$1,25 \times 10^8$	$6,25 \times 10^7$	$9,17 \times 10^6$	$2,38 \times 10^7$	$3,01 \times 10^7$	$3,23 \times 10^7$
	środek	$9,03 \times 10^5$	$8,41 \times 10^6$		$5,22 \times 10^7$	$8,73 \times 10^7$		$2,18 \times 10^7$	$4,54 \times 10^7$	
	dół	$2,77 \times 10^6$	$1,57 \times 10^7$		$8,32 \times 10^7$	$1,88 \times 10^8$		$8,63 \times 10^7$	$9,67 \times 10^7$	
5 35 dni	górze	$2,03 \times 10^6$	$1,65 \times 10^5$	$1,64 \times 10^7$	$1,61 \times 10^7$	$6,98 \times 10^7$	$8,73 \times 10^6$	$1,23 \times 10^7$	$4,82 \times 10^7$	$1,51 \times 10^7$
	środek	$1,51 \times 10^7$	$1,90 \times 10^6$		$2,39 \times 10^6$	$1,18 \times 10^7$		$3,37 \times 10^7$	$8,33 \times 10^7$	
	dół	$1,15 \times 10^6$	$6,67 \times 10^6$		$1,98 \times 10^8$	$1,63 \times 10^8$		$2,58 \times 10^7$	$2,55 \times 10^7$	

Inaktywacja pałeczek *Salmonella senftenberg* W775 w pierwszej pryzmie trwała najkrócej w części centralnej, gdzie ich liczba po 35 dniach kompostowania spadła z $6,00 \times 10^8 \text{ NPL} \cdot \text{g}^{-1}$ do $2,39 \times 10^6 \text{ NPL} \cdot \text{g}^{-1}$. W górnej i dolnej części pryzmy koncentracja tych drobnoustrojów wyniosła odpowiednio $1,61 \times 10^7 \text{ NPL} \cdot \text{g}^{-1}$ i $1,98 \times 10^8 \text{ NPL} \cdot \text{g}^{-1}$ (tab. 42). Przy założeniu niezmiennych warunków panujących wewnątrz pryzmy, teoretyczna przeżywalność pałeczek *Salmonella senftenberg* W775 na poszczególnych poziomach wyniosłaby 187 dni w warstwie górnej, 149 dni w środkowej i 301 w dolnej (tab. 43).

W środkowej warstwie drugiej pryzmy eliminacja *Salmonella senftenberg* W775 następowała najszybciej. Jakkolwiek redukcja liczebności tych mikroorganizmów po upływie 35 dni wyniosła tylko $1,4 \log_{10}$, to w dolnej części pryzmy proces ten zachodził w jeszcze wolniejszym tempie - $0,82$ jednostki logarytmiczne (tab. 43).

Paciorkowce z grupy D wprowadzone do pierwszej pryzmy ginęły w części górnej po 172 dniach. W warstwie środkowej po 214 dniach, natomiast w dolnej po 235

dniach. Dienne tempo spadku liczebności tych drobnoustrojów było bardzo niskie i wynosiło, odpowiednio, 0,05, 0,04 oraz 0,03 $\log_{10}$ (tab. 43).

Tabela 43

Dynamika inaktywacji badanych bakterii w kompostowanych osadach ściekowych (cykl wiosenny 2001, obiekt B).

badane bakterie wskaźnikowe	pryzma	warstwa w przyzmie	równanie regresji	r ² (%)	przeżywalność badanych mikroorganizmów (dni)
<i>E coli</i> (EHEC)	I	góra	y = - 0,094x + 8,763	54,7	93,2
		środek	y = - 0,079x + 8,199	40,1	103,4
		dół	y = - 0,077x + 8,244	50,5	106,9
	II	góra	y = - 0,089x + 8,565	62,1	95,9
		środek	y = - 0,076x + 8,200	46,0	107,6
		dół	y = - 0,064x + 8,265	42,4	128,9
nośnik kontrolny			y = - 0,045x + 8,452	39,2	187,4
<i>Salmonella senftenberg</i> W775	I	góra	y = - 0,046x + 8,648	45,6	186,8
		środek	y = - 0,057x + 8,472	39,7	148,6
		dół	y = - 0,028x + 8,550	21,4	301,1
	II	góra	y = - 0,029x + 8,248	21,1	287,4
		środek	y = - 0,041x + 8,562	33,1	207,8
		dół	y = - 0,023x + 8,321	17,3	355,6
nośnik kontrolny			y = - 0,061x + 8,314	49,1	136,3
paciorkowce grupy D	I	góra	y = - 0,049x + 8,415	46,9	172,4
		środek	y = - 0,039x + 8,315	34,3	213,7
		dół	y = - 0,034x + 7,980	17,3	235,4
	II	góra	y = - 0,032x + 7,910	16,8	246,4
		środek	y = - 0,020x + 8,029	82,3	397,5
		dół	y = - 0,025x + 7,866	12,5	310,9
nośnik kontrolny			y = - 0,069x + 7,925	32,3	114,7

W drugiej przyzmie inaktywacja enterokoków trwała również wyjątkowo długo. Liczebność paciorkowców po upływie 35 dni była we wszystkich warstwach bardzo wysoka, i wynosiła $4,82 \times 10^7$ NPL·g⁻¹ w części górnej, $8,33 \times 10^7$ NPL·g⁻¹ w środkowej oraz $2,55 \times 10^7$ NPL·g⁻¹ w dolnej (tab. 42). W przyzmie nie następowała higienizacja biomasy.

Wartości pH materiału w obu przyzmach na początku doświadczenia były niższe niż na końcu procesu. W pierwszej przyzmie pH wzrosło z 7,04 do 7,95, w drugiej zaś z 7,20, do 7,55 (tab. 44).

Tabela 44

Odczyn kompostowanej biomasy w poszczególnych pryzmach doświadczalnych
(cykl wiosenny 2001, obiekt B).

pryzma	terminy poboru próbek					
	0	1	2	3	4	5
		9 dni	16 dni	22 dni	29 dni	35 dni
I	7,04	7,41	6,97	7,63	7,38	7,97
II	7,20	6,55	7,09	7,62	7,42	7,55

Proces kompostowania doprowadził do niewielkiego spadku wilgotności zarówno w pierwszej, jak i drugiej pryzmie. Rezultaty analiz pochodzącego z nich materiału wynosiły na początku 82,23% (I pryzma) i 83,17% (II pryzma), natomiast w końcowej fazie doświadczenia, odpowiednio, 80,58% i 82,15% (tab. 45).

Tabela 45

Wilgotność kompostowanej biomasy w poszczególnych pryzmach doświadczalnych [%] (cykl wiosenny 2001, obiekt B).

pryzma	terminy poboru próbek					
	0	1	2	3	4	5
		9 dni	16 dni	22 dni	29 dni	35 dni
I	82,23	79,96	85,24	83,02	82,17	80,58
II	83,17	84,76	82,68	79,49	81,99	82,15

Temperatury w obu pryzmach były bardzo niskie, a dynamika ich zmian niewielka. W warstwach dolnych różnice między wartościami minimalnymi a maksymalnymi w ciągu całego doświadczenia nie przekraczały 2°C. W warstwach górnych i środkowych zaobserwowano niewielki wzrost temperatur w 2 i 3 tygodniu kompostowania. Najwyższa wartość uzyskana wówczas w pryzmie I wyniosła 21,3°C, a w pryzmie II 18,4°C, później jednak wróciły one do poziomu początkowego 15 -17°C. Brak fazy termofilnej świadczył o wadliwym procesie kompostowania osadów ściekowych (tab. 46).

Tabela 46

Rozkład temperatur w poszczególnych pryzmach doświadczalnych.
(cykl wiosenny 2001, obiekt B).

terminy poboru próbek	data pomiaru	pryzma					
		I			II		
		warstwa					
		góra	środek	dół	góra	środek	dół
założenie (30.04.)	2.05.	16,3	15,4	14,7	15,5	14,1	14,3
	7.05.	17,2	16,8	14,1	13,5	14,2	14,0
1 termin 9 dzień	9.05.	20,0	17,5	14,2	15,3	14,5	14,0
	11.05.	21,3	18,4	14,1	15,7	14,6	14,0
	15.05.	20,0	18,7	14,4	16,3	14,6	15,0
2 termin 16 dzień	16.05.	19,8	19,0	14,4	17,8	15,3	15,2
	17.05.	20,0	19,0	14,7	18,4	16	15,7
	21.05.	17,6	15,0	15,4	14,9	14,6	16,0
3 termin 22 dzień	22.05.	16,3	17,2	15,0	15,3	14,7	15,8
	23.05.	17,4	17,4	15,1	16,5	15,0	15,5
	28.05.	18,5	18,3	15,2	17,7	15,4	15,7
4 termin 29 dzień	29.05.	17,9	18,0	14,9	17,2	15,6	15,5
	31.05.	16,1	17,3	15,6	15,5	15,0	16,0
5 termin (5.06.) 35 dzień	4.06.	13,5	16,8	15,5	15,5	15,3	15,2

4.10. Obiekt B lato 2001

W górnej i środkowej warstwie pryzmy ze zwiększoną ilością trocin zaobserwowano podobne tempo inaktywacji pałeczek coli, wynoszące odpowiednio 0,32 i 0,31 $\log_{10}$ -dzień⁻¹ (tab. 48). Po 27 dniach procesu kompostowania, gdy nie izolowano już pałeczek jelitowych z obu tych warstw, w dolnej części pryzmy ich liczebność wynosiła jeszcze $5,42 \times 10^3$ NPL·g⁻¹ (tab. 47).

W drugiej pryzmie najdłuższą teoretyczną przeżywalność pałeczek coli stwierdzono w części środkowej (około pół roku). W dolnej warstwie, gdzie bakterie ginęły najszybciej, spadek ich liczebności po 34 dniach wyniósł 2 $\log_{10}$. W górnych partiach pryzmy wartość ta była nieznacznie niższa – 1,9 $\log_{10}$ (tab. 48).

Analiza mikrobiologiczna zawartości nośników umieszczonych w środku pierwszej pryzmy dowiodła całkowitej eliminacji pałeczek *Salmonella senftenberg* W775 w ciągu 20 dni. Ich koncentracja w dolnej części pryzmy wyniosła w tym samym

czasie $1,15 \times 10^7$ NPL·g⁻¹ (tab. 47). W górnej warstwie badane drobnoustroje ginęły 2 tygodnie później, niż w górnej (tab. 48).

Tabela 47

Liczebność badanych drobnoustrojów w pryzmach doświadczalnych [NPL·g⁻¹]
(cykl letni 2001, obiekt B).

terminy poboru próbek	warstwa w pryzmie	<i>Escherichia coli</i> (EHEC)			<i>Salmonella senftenberg</i> W775			paciorkowce grupy D		
		I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny	I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny	I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny
0	-	$1,15 \times 10^8$			$9,33 \times 10^7$			$6,00 \times 10^6$		
1 6 dni	góra	$2,34 \times 10^7$	$6,85 \times 10^7$	$1,30 \times 10^7$	$1,20 \times 10^7$	$1,30 \times 10^8$	$4,75 \times 10^6$	$3,31 \times 10^7$	$1,19 \times 10^7$	$8,33 \times 10^6$
	środek	$1,82 \times 10^7$	$2,37 \times 10^7$		$2,08 \times 10^7$	$5,67 \times 10^7$		$3,82 \times 10^6$	$2,48 \times 10^6$	
	dół	$4,48 \times 10^6$	$3,29 \times 10^7$		$1,65 \times 10^7$	$4,82 \times 10^7$		$3,67 \times 10^7$	$1,68 \times 10^7$	
2 13 dni	góra	$1,64 \times 10^6$	$1,53 \times 10^8$	$9,55 \times 10^5$	$3,42 \times 10^5$	$6,48 \times 10^7$	$7,05 \times 10^6$	$1,02 \times 10^6$	$3,85 \times 10^7$	$1,65 \times 10^6$
	środek	$1,15 \times 10^6$	$3,54 \times 10^7$		$1,54 \times 10^5$	$3,72 \times 10^7$		$4,67 \times 10^5$	$4,67 \times 10^6$	
	dół	$1,84 \times 10^6$	$9,48 \times 10^6$		$2,39 \times 10^7$	$7,17 \times 10^7$		$9,86 \times 10^6$	$1,83 \times 10^7$	
3 20 dni	góra	$9,70 \times 10^1$	$8,33 \times 10^6$	$3,03 \times 10^6$	$3,40 \times 10^2$	$1,40 \times 10^7$	$9,42 \times 10^5$	$6,80 \times 10^2$	$1,35 \times 10^6$	$2,33 \times 10^5$
	środek	$1,07 \times 10^2$	$1,66 \times 10^6$		ns	$1,61 \times 10^7$		$3,80 \times 10^2$	$3,85 \times 10^6$	
	dół	$2,10 \times 10^6$	$2,00 \times 10^6$		$1,15 \times 10^7$	$7,15 \times 10^7$		$1,65 \times 10^6$	$1,62 \times 10^6$	
4 27 dni	góra	ns	$1,58 \times 10^7$	$1,58 \times 10^6$	ns	$4,00 \times 10^6$	$8,93 \times 10^4$	$3,70 \times 10^1$	$1,48 \times 10^6$	$5,04 \times 10^5$
	środek	ns	$7,03 \times 10^6$		ns	$6,83 \times 10^4$		$9,70 \times 10^1$	$2,08 \times 10^6$	
	dół	$5,42 \times 10^3$	$3,65 \times 10^6$		$8,73 \times 10^4$	$3,41 \times 10^6$		$3,22 \times 10^3$	$3,73 \times 10^6$	
5 34 dni	góra	ns	$1,53 \times 10^6$	$1,83 \times 10^4$	ns	$1,23 \times 10^6$	$7,08 \times 10^4$	ns	$3,47 \times 10^5$	$2,65 \times 10^4$
	środek	ns	$8,25 \times 10^6$		ns	$4,01 \times 10^5$		$2,17 \times 10^2$	$1,17 \times 10^6$	
	dół	$1,07 \times 10^2$	$2,00 \times 10^6$		$1,13 \times 10^5$	$1,01 \times 10^7$		$5,50 \times 10^3$	$1,01 \times 10^7$	

Jakkolwiek w drugiej pryzmie inaktywacja pałeczek *Salmonella senftenberg* W775 zachodziła najszybciej również w warstwie środkowej, to oszacowany w oparciu o równanie prostej regresji, teoretyczny czas konieczny do pełnej eliminacji tych drobnoustrojów wynosił tam 81 dni i był znacznie dłuższy niż w pryzmie pierwszej. Dotyczyło to także pozostałych warstw kompostowanego osadu – w górnych partiach pałeczki przeżywały 117 dni, w części dolnej natomiast aż 195 dni (tab. 48).

Redukcja liczebności enterokoków wprowadzonych do pryzmy zawierającej zwiększoną ilość trocin trwała najkrócej w warstwie górnej – 33 dni. Niewiele dłużej, bo 37 dni, proces ten przebiegał w centrum pryzmy. Z kolei w najniższej położonej części pryzmy pełna inaktywacja paciorkowców nastąpiła po 48 dniach. Dzienny spadek liczebności wyniósł w tych warstwach odpowiednio 0,24; 0,2 i 0,17 log₁₀ (tab. 48).

We wszystkich warstwach drugiej pryzmy teoretyczna przeżywalność paciorkowców z rodzaju *Enterococcus* przekraczała 100 dni. Najdłużej trwała eliminacja tych drobnoustrojów w dolnej części pryzmy, gdzie tempo redukcji badanych mikroorganizmów wynosiło $0,04 \log_{10} \cdot \text{dzień}^{-1}$ (tab. 48). W górnej warstwie stwierdzono największy dzienny spadek liczebności enterokoków i miał on wartość około $0,07 \log_{10}$. Liczebność paciorkowców w tej części pryzmy obniżyła się w ciągu całego procesu z $6,00 \times 10^7 \text{ NPL} \cdot \text{g}^{-1}$ do $1,01 \times 10^7 \text{ NPL} \cdot \text{g}^{-1}$ (tab. 47).

Tabela 48

Dynamika inaktywacji badanych bakterii w kompostowanych osadach ściekowych (cykl letni 2001, obiekt B).

badane bakterie wskaźnikowe	pryzma	warstwa w pryzmie	równanie regresji	r ² (%)	przeżywalność badanych mikroorganizmów (dni)
<i>E coli</i> (EHEC)	I	góra	y = - 0,316x + 8,5054	89,6	26,9
		środek	y = - 0,309x + 8,3284	87,4	27,0
		dół	y = - 0,178x + 8,3122	79,1	46,7
	II	góra	y = - 0,055x + 7,887	38,4	142,3
		środek	y = - 0,042x + 7,529	24,9	180,5
		dół	y = - 0,057x + 7,472	35,8	131,1
nośnik kontrolny			y = - 0,111x + 7,812	69,2	70,3
<i>Salmonella</i> <i>senftenberg</i> W775	I	góra	y = - 0,309x + 8,285	91,8	6,8
		środek			13,0 ^a
		dół	y = - 0,095x + 7,768	57,2	81,5
	II	góra	y = - 0,070x + 8,251	61,3	117,4
		środek	y = - 0,100x + 8,176	69,0	81,4
		dół	y = - 0,041x + 7,960	38,6	194,6
nośnik kontrolny			y = - 0,096x + 7,470	68,0	77,9
paciorkowce grupy D	I	góra	y = - 0,244x + 8,043	93,3	33,0
		środek	y = - 0,198x + 7,370	82,8	37,3
		dół	y = - 0,168x + 8,059	63,7	47,9
	II	góra	y = - 0,066x + 7,576	59,0	115,5
		środek	y = - 0,042x + 7,005	25,4	168,0
		dół	y = - 0,040x + 7,329	25,7	182,0
nośnik kontrolny			y = - 0,102x + 7,266	58,5	71,0

^a dzień procesu, w którym po raz ostatni izolowano z nośnika badane bakterie

Wyniki badań fizykochemicznych zestawiono w tabelach 49-51. Na początku kompostowania odczyn pierwszej pryzmy był bardziej kwaśny niż drugiej, natomiast w końcowej fazie procesu nastąpił wzrost i wyrównanie poziomu pH w obu pryzmach do 8,37(I) i 8,35 (II) (tab. 49).

Tabela 49

Odczyn kompostowanej biomasy w poszczególnych pryzmach doświadczalnych
(cykl letni 2001, obiekt B).

pryzma	terminy poboru próbek				
	1	2	3	4	5
	6 dni	13 dni	20 dni	27 dni	34 dni
I	7,65	8,30	6,68	6,93	8,37
II	8,10	8,43	8,02	7,97	8,35

Zmiany wilgotności kompostowanego materiału były w obu pryzmach niewielkie. Pomiary wykonane w pierwszym terminie doświadczalnym wykazały niższą wilgotność pryzmy o składzie wzbogaconym w trociny (71,35%) w stosunku do wilgotności pryzmy drugiej (75,68%). Podobna tendencja utrzymała się do końca doświadczenia, gdy wartości te wynosiły odpowiednio 71,37% i 76,07% (tab. 50).

Tabela 50

Wilgotność kompostowanej biomasy w poszczególnych pryzmach
doświadczalnych [%] (cykl letni 2001, obiekt B).

pryzma	terminy poboru próbek				
	1	2	3	4	5
	6 dni	13 dni	20 dni	27 dni	34 dni
I	71,35	71,08	71,57	70,78	71,37
II	75,68	78,47	74,74	77,56	76,07

Wzrost temperatur zaobserwowany w pryzmie I miał nieregularny charakter i w trakcie jego trwania kilkakrotnie pojawiały się 1-2 dniowe okresy gwałtownego spadku ich wartości. Temperatura maksymalna uzyskana w ostatnim etapie doświadczenia, wynosiła 33,1°C. W pryzmie drugiej najwyższe wartości otrzymano wcześniej – po 3 tygodniach (maksimum 36,1°C), później były one nieznacznie niższe (tab. 51). W badanym okresie zaobserwowano brak fazy termofilnej, czego efektem była bardzo słaba higienizacja biomasy.

Tabela 51

Rozkład temperatur w poszczególnych pryzmach doświadczalnych.
(cykl letni 2001, obiekt B).

terminy poboru próbek	data pomiaru	pryzma						
		I			II			
		warstwa						
		góra	środek	dół	góra	środek	dół	
założenie (12.06.)								
1 termin	6 dzień	18.06.	19,3	22,5	25,3	17,1	17,8	17,5
		19.06.	25,2	28,5	20,0	17,0	18,1	17,5
		21.06.	20,3	24,1	22,2	18,7	24,2	23,1
		23.06.	20,9	23,2	20,3	20,1	22,2	21,1
2 termin (25.06.)	13 dzień	24.06.	20,0	23,8	20,2	21,7	23,3	22,8
		27.06.	24,8	27,1	26,3	24,2	26,0	23,5
		28.06.	25,3	26,9	26,1	24,8	26,3	23,5
		30.06.	27,0	26,5	26,2	25,2	27,0	24,3
3 termin	20 dzień	2.07.	23,4	32,1	28,2	30,5	36,1	29,2
		3.07.	21,5	29,8	28,3	33,7	34,5	31,2
		4.07.	23,1	28,9	27,7	31,9	33,0	32,1
		6.07.	29,2	27,3	25,6	32,0	29,1	32,1
4 termin	27 dzień	9.07.	30,1	29,7	27,2	32,1	30,1	29,9
		10.07.	30,2	30,2	28,3	31,9	30,7	29,2
		12.07.	29,0	30,3	29,2	31,2	33,0	29,9
5 termin (16. 07)	34 dzień	13.07.	29,9	33,1	28,9	29,9	30,1	28,3

4.11. Obiekt B jesień 2001

Rezultaty badań przeżywalności pałeczek *E. coli* w okresie jesiennym w pryzmie pierwszej wykazały ich najdłuższą obecność w warstwie dolnej. Spadek liczebności populacji tych mikroorganizmów wyniósł 0,05 log₁₀ dziennie. W górnej części pryzmy, gdzie jego wartość wynosiła 0,07 log₁₀, bakterie przeżywały najkrócej (tab. 53).

Również w drugiej pryzmie pałeczki coli ginęły najszybciej w warstwie górnej. Po 46 dniach kompostowania ich koncentracja w nośnikach zmniejszyła się z 2,37x10⁸ NPL·g⁻¹ do 4,05x10⁴ NPL·g⁻¹ (tab. 52). W tym samym czasie w warstwie środkowej ubytek populacji nie osiągnął nawet wartości 3 log₁₀ (tab. 53).

Tabela 52

Liczebność badanych drobnoustrojów w pryzmach doświadczalnych [NPL·g⁻¹]
(cykl jesienny 2001, obiekt B).

terminy poboru próbek	warstwa w pryzmie	<i>Escherichia coli</i> (EHEC)			<i>Salmonella senftenberg</i> W775			paciorkowce grupy D		
		I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny	I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny	I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny
0	-	2,37x10 ⁸			7,25x10 ⁸			9,33x10 ⁸		
1 7 dni	góra	1,17x10 ⁸	3,26x10 ⁸	9,15x10 ⁷	1,91x10 ⁸	1,36x10 ⁸	7,33x10 ⁷	1,58x10 ⁸	9,02x10 ⁷	7,22x10 ⁷
	środek	5,85x10 ⁷	2,59x10 ⁷		9,19x10 ⁷	1,84x10 ⁸		1,55x10 ⁸	1,73x10 ⁸	
	dół	9,0x10 ⁶	8,87x10 ⁷		8,65x10 ⁷	7,00x10 ⁷		1,07x10 ⁸	5,12x10 ⁷	
2 18 dni	góra	4,67x10 ⁶	1,15x10 ⁷	3,67x10 ⁷	2,35x10 ⁷	4,02x10 ⁸	1,53x10 ⁸	6,15x10 ⁷	1,72x10 ⁷	2,65x10 ⁷
	środek	2,15x10 ⁶	3,33x10 ⁷		4,04x10 ⁷	1,75x10 ⁷		8,65x10 ⁷	3,67x10 ⁷	
	dół	8,25x10 ⁶	1,20x10 ⁷		3,67x10 ⁷	1,82x10 ⁸		6,35x10 ⁷	4,15x10 ⁶	
3 29 dni	góra	1,17x10 ⁶	1,97x10 ⁶	1,97x10 ⁷	1,17x10 ⁶	2,65x10 ⁷	7,50x10 ⁶	2,68x10 ⁷	8,49x10 ⁶	1,54x10 ⁷
	środek	2,58x10 ⁶	2,49x10 ⁶		2,58x10 ⁶	1,27x10 ⁷		5,25x10 ⁶	8,51x10 ⁶	
	dół	5,82x10 ⁶	6,32x10 ⁵		5,82x10 ⁶	1,38x10 ⁸		1,90x10 ⁷	3,03x10 ⁶	
4 39 dni	góra	5,23x10 ⁵	4,88x10 ⁴	4,51x10 ⁶	3,25x10 ⁷	1,40x10 ⁶	2,28x10 ⁶	2,32x10 ⁶	1,58x10 ⁶	3,40x10 ⁶
	środek	9,19x10 ⁵	4,00x10 ⁵		2,47x10 ⁷	4,15x10 ⁶		6,08x10 ⁶	7,51x10 ⁶	
	dół	4,67x10 ⁶	4,08x10 ⁴		3,34x10 ⁷	1,20x10 ⁷		8,83x10 ⁷	1,58x10 ⁷	
5 46 dni	góra	1,17x10 ⁵	4,05x10 ⁴	2,92x10 ⁶	4,05x10 ⁵	4,75x10 ⁶	9,84x10 ⁵	4,05x10 ⁵	3,27x10 ⁵	4,05x10 ⁵
	środek	2,34x10 ⁵	1,97x10 ⁵		8,93x10 ⁵	4,17x10 ⁶		3,25x10 ⁷	3,15x10 ⁵	
	dół	1,23x10 ⁵	1,20x10 ⁵		5,42x10 ⁵	1,53x10 ⁷		4,15x10 ⁶	9,34x10 ⁵	

Przeżywalność pałeczek *Salmonella senftenberg* W775 obliczona w oparciu o równanie prostej regresji wyniosła w górnej warstwie pierwszej pryzmy 133 dni (tab. 53). W ostatnim terminie doświadczalnym liczba tych drobnoustrojów była zbliżona na wszystkich poziomach pryzm i obniżyła się w stosunku do wartości początkowej o około 3 log₁₀ (tab. 53).

W II pryzmie pałeczki *Salmonella senftenberg* W775 przeżywały najdłużej w dolnej warstwie. W górnej i centralnej części biomasy, które charakteryzowały się zbliżonym spadkiem liczby tych drobnoustrojów, czas ich przeżycia wynosił odpowiednio 159 i 162 dni (tab. 53).

Najszybsze tempo eliminacji enterokoków w pryzmie z dodatkową ilością trocin zaobserwowano w jej górnej warstwie. Ich liczebność po 46 dniach kompostowania wynosiła 4,05x10⁵ NPL·g⁻¹ (tab. 52). W dolnych partiach biomasy bakterie przeżywały najdłużej, a ich koncentracja w ostatnim terminie doświadczalnym spadła w tej części pryzmy o 6,3 log₁₀ (tab. 53).

W drugiej pryzmie tendencje dotyczące inaktywacji paciorkowców grupy D kształtowały się w podobny sposób. Najszybciej, bo po 106 dniach ginęły one w

warstwie górnej, dwa tygodnie dłużej przeżywały w części środkowej, natomiast najdłużej trwała ich eliminacja na najniższym poziomie pryzmy (125 dni). Wartość dziennej redukcji liczebności enterokoków wyniosła w tych warstwach odpowiednio: 0,08, 0,07 i 0,06 $\log_{10}$ (tab. 53).

Tabela 53

Dynamika inaktywacji badanych bakterii w kompostowanych osadach ściekowych (cykl jesienny 2001, obiekt B).

badane bakterie wskaźnikowe	pryzma	warstwa w pryzmie	równanie regresji	r ² (%)	przeżywalność badanych mikroorganizmów (dni)
<i>E coli</i> (EHEC)	I	góra	y = - 0,073x + 7,841	62,2	107,4
		środek	y = - 0,067x + 7,644	54,2	113,7
		dół	y = - 0,055x + 7,687	51,6	140,3
	II	góra	y = - 0,085x + 8,095	73,7	95,3
		środek	y = - 0,061x + 7,552	49,0	124,2
		dół	y = - 0,079x + 7,975	76,3	100,4
nośnik kontrolny			y = - 0,040x + 7,871	35,1	195,8
<i>Salmonella senftenberg</i> W775	I	góra	y = - 0,062x + 8,309	55,0	133,4
		środek	y = - 0,047x + 8,081	39,3	171,9
		dół	y = - 0,051x + 8,270	38,3	161,8
	II	góra	y = - 0,053x + 8,417	49,5	159,1
		środek	y = - 0,051x + 8,182	45,5	162,0
		dół	y = - 0,044x + 8,320	36,3	190,8
nośnik kontrolny			y = - 0,070x + 8,632	67,0	122,8
paciorkowce grupy D	I	góra	y = - 0,067x + 8,261	52,9	122,8
		środek	y = - 0,048x + 8,111	34,3	169,1
		dół	y = - 0,049x + 8,512	47,1	174,1
	II	góra	y = - 0,078x + 8,275	57,5	106,1
		środek	y = - 0,070x + 8,408	54,2	119,8
		dół	y = - 0,065x + 8,144	52,0	124,7
nośnik kontrolny			y = - 0,071x + 8,447	68,0	118,5

Właściwości fizyko-chemiczne biomasy zestawiono w tabelach 54-56.

Wartości pH biomasy na początku procesu były w obu pryzmach bardzo zbliżone i wynosiły 7,99 w I i 7,9 w II pryzmie. W trakcie procesu kompostowania uległy one obniżeniu. W pryzmie zawierającej w składzie dodatkową ilość trocin pH spadło do 6,97, natomiast w drugiej pryzmie odczyn w końcowej fazie doświadczenia wynosił 7,33 (tab. 54).

Tabela 54

Odczyn kompostowanej biomasy w poszczególnych pryzmach doświadczalnych
(cykl jesienny 2001, obiekt B).

pryzma	terminy poboru próbek					
	0	1	2	3	4	5
		7 dni	18 dni	29 dni	39 dni	46 dni
I	7,99	7,89	7,29	7,21	6,79	6,97
II	7,90	7,74	6,77	7,12	6,69	7,33

Pomiary wilgotności materiału pobranego z pierwszej pryzmy wykazały jej niewielki wzrost z poziomu 74,5% (początek kompostowania) do 75,4% (ostatni termin doświadczalny). W pryzmie drugiej wartości te wynosiły odpowiednio 73,10% oraz 75,35% (tab. 55).

Tabela 55

Wilgotność kompostowanej biomasy w poszczególnych pryzmach doświadczalnych [%] (cykl jesienny 2001, obiekt B).

pryzma	terminy poboru próbek					
	0	1	2	3	4	5
		7 dni	18 dni	29 dni	39 dni	46 dni
I	74,50	76,45	74,75	74,35	75,00	75,40
II	73,10	76,90	74,30	73,65	70,50	75,35

Temperatury zarówno w pierwszej, jak i drugiej pryzmie osiągały bardzo niskie wartości. W ciągu pierwszych dwóch tygodni kompostowania utrzymywały się one na stałym poziomie, wahając się w granicach 14-17°C. W następnych dniach stopniowo ulegały obniżaniu, dochodząc do wartości poniżej 10°C w końcowej fazie procesu. Warunki mezo i psychrofilne w pryzmie były przyczyną niewystarczającego efektu higienizacyjnego procesu (tab. 56).

Tabela 56

Rozkład temperatur w poszczególnych pryzmach doświadczalnych.

(cykl jesienny 2001, obiekt B).

terminy poboru próbek	data pomiaru	pryzma						
		I			II			
		warstwa						
		góra	środek	dół	góra	środek	dół	
założenie (27.09.)	28.09.	16,5	17,1	16,0	16,0	16,3	15,9	
	1.10.	15,5	16,2	15,3	15,2	15,9	16,3	
	3.10.	16,7	16,9	16,3	16,2	16,5	16,0	
1 termin	7 dzień	4.10.	16,2	16,3	15,9	15,7	16,9	16,1
	6.10.	17,3	17,0	17,1	15,2	16,0	15,7	
	9.10.	17,4	17,1	16,8	17,1	17,3	16,9	
	10.10.	16,8	16,7	15,9	16,6	15,8	15,6	
	12.10.	14,3	14,0	14,1	14,2	13,9	13,2	
2 termin	18 dzień	15.10.	12,8	12,4	12,7	12,9	12,5	12,8
	17.10.	13,3	13,1	13,2	13,5	13,2	13,4	
	22.10.	13,5	13,1	13,6	13,2	12,9	12,9	
3 termin	29 dzień	26.10.	13,2	13,2	13,4	13,3	12,2	13,5
	29.10.	13,5	13,0	13,2	13,2	13,0	13,4	
	2.11.	13,4	12,7	12,5	13,3	13,0	12,7	
4 termin	39 dzień	5.11.	13,0	12,9	12,8	13,1	13,2	13,0
5 termin (12.11.)	46 dzień	9.11.	8,6	10,9	11,4	8,8	10,6	11,1

4.12. Obiekt B wiosna 2002

Zmiany ilościowe badanych bakterii obserwowane w wiosennym cyklu doświadczalnym 2002 roku w obiekcie B zestawiono w tabelach 57-61.

Teoretyczna przeżywalność pałeczek coli w pryzmie z dodatkową ilością trocin, oszacowana w oparciu o równanie prostej regresji, wahała się od 114 dni w warstwie górnej do 150 dni w dolnej. Dzielne tempo inaktywacji wynosiło tam 0,07 i 0,05 log₁₀. Wyniki analiz mikrobiologicznych zawartości nośników pochodzących ze środka pryzmy w niewielkim stopniu różnią się od rezultatów uzyskanych z poziomu górnego (tab. 58).

W drugiej pryzmie pałeczki *E. coli* ginęły najszybciej w części centralnej. Redukcja liczby badanych drobnoustrojów po 46 dniach kompostowania wyniosła 3 log₁₀. Najwolniejsze tempo inaktywacji stwierdzono w warstwie górnej, gdzie dzienny

spadek liczebności wynosił 0,04 log₁₀ (tab. 58). W ostatnim dniu doświadczenia wyizolowano tam jeszcze 5,51x10⁶ NPL·g⁻¹ pałeczek coli (tab. 57).

Tabela 57

Liczebność badanych drobnoustrojów w przyzmach doświadczalnych [NPL·g⁻¹]
(cykl wiosenny 2002, obiekt B).

terminy poboru próbek	warstwa w przyzmiu	<i>Escherichia coli</i> (EHEC)			<i>Salmonella senftenberg</i> W775			paciorkowce grupy D		
		I przyzma	II przyzma	nośnik kontrolny	I przyzma	II przyzma	nośnik kontrolny	I przyzma	II przyzma	nośnik kontrolny
0	-	3,82x10 ⁸			1,97x10 ⁹			9,32x10 ⁸		
1 11 dni	górze	9,15x10 ⁷	3,15x10 ⁷	8.20x10 ⁷	7,33x10 ⁷	2,03x10 ⁷	8.70x10 ⁷	2,48x10 ⁷	3,68x10 ⁷	4.80x10 ⁷
	środek	4,05x10 ⁶	1,53x10 ⁸		4,77x10 ⁷	3,75x10 ⁷		3,32x10 ⁷	4,69x10 ⁷	
	dół	8,26x10 ⁶	2,34x10 ⁷		3,33x10 ⁸	3,68x10 ⁷		4,82x10 ⁷	3,43x10 ⁷	
2 18 dni	górze	1,59x10 ⁷	8,31x10 ⁵	6.10x10 ⁷	8,58x10 ⁶	1,67x10 ⁷	1.60x10 ⁷	5,98x10 ⁷	9,86x10 ⁷	2.30x10 ⁷
	środek	8,36x10 ⁷	9,00x10 ⁵		1,33x10 ⁷	1,65x10 ⁷		4,05x10 ⁷	3,68x10 ⁷	
	dół	8,48x10 ⁷	4,99x10 ⁷		3,05x10 ⁷	4,46x10 ⁷		1,92x10 ⁷	8,65x10 ⁷	
3 27 dni	górze	1,06x10 ⁶	2,83x10 ⁶	1.50x10 ⁷	9,93x10 ⁶	3,25x10 ⁸	2.40x10 ⁷	1,69x10 ⁷	2,02x10 ⁷	1.50x10 ⁷
	środek	1,53x10 ⁸	2,42x10 ⁶		4,83x10 ⁷	8,84x10 ⁷		1,56x10 ⁷	5,34x10 ⁷	
	dół	7,00x10 ⁶	2,21x10 ⁷		1,86x10 ⁷	1,73x10 ⁶		3,03x10 ⁶	8,9x10 ⁷	
4 39 dni	górze	4,21x10 ⁵	3,55x10 ⁶	4.50x10 ⁵	8,37x10 ⁷	1,03x10 ⁷	8.93x10 ⁶	3,35x10 ⁸	1,98x10 ⁸	1.10x10 ⁷
	środek	1,09x10 ⁵	1,15x10 ⁷		3,26x10 ⁸	2,01x10 ⁷		4,51x10 ⁷	6,19x10 ⁷	
	dół	3,18x10 ⁶	1,39x10 ⁶		8,34x10 ⁷	1,08x10 ⁷		2,67x10 ⁷	7,98x10 ⁷	
5 46 dni	górze	8,51x10 ⁵	5,51x10 ⁶	1.68x10 ⁶	5,63x10 ⁵	1,18x10 ⁶	1.73x10 ⁶	1,85x10 ⁷	1,16x10 ⁸	6.17x10 ⁵
	środek	4,00x10 ⁵	3,33x10 ⁴		1,61x10 ⁶	5,84x10 ⁵		3,27x10 ⁷	2,55x10 ⁷	
	dół	1,23x10 ⁶	2,42x10 ⁵		9,17x10 ⁶	1,73x10 ⁶		1,73x10 ⁷	4,72x10 ⁷	

Eliminacja pałeczek *Salmonella senftenberg* W775 w górnej i dolnej warstwie pierwszej przyzmy przebiegała w podobnym tempie, bowiem teoretycznie bakterie mogły przeżyć w tych warunkach około 127 dni. W części centralnej przyzmy czas konieczny do ich całkowitej inaktywacji przekraczał 180 dni (tab.58).

Przeprowadzone po 46 dniach kompostowania badania nośników z drugiej przyzmy wykazały najniższą koncentrację pałeczek *Salmonella senftenberg* W775 w jej środkowej warstwie. Wyizolowano tam 5,84x10⁵ NPL·g⁻¹ pałeczek *Salmonella* (tab. 57). Ich teoretyczna przeżywalność była najkrótsza w dolnej i środkowej części przyzmy - odpowiednio 127 i 129 dni. Natomiast w warstwie górnej wynosiła 192 dni (tab. 58).

Warunki termiczne w I przyzmiu sprzyjały wydłużonej przeżywalności enterokoków. Czas konieczny do ich eliminacji wynosił 197 dni w warstwie dolnej (tab.

58). W części górnej nie zaobserwowano procesu spadku populacji bakterii w czasie badań (tab. 57).

W II pryzmie w trakcie całego doświadczenia liczebność enterokoków również nie podlegała prawie żadnym zmianom. Spadek liczebności paciorkowców w okresie prowadzonych obserwacji nie przekraczał nawet 1 log₁₀ (tab. 58).

Tabela 58

Dynamika inaktywacji badanych bakterii w kompostowanych osadach ściekowych (cykl wiosenny 2002, obiekt B).

badane bakterie wskaźnikowe	pryzma	warstwa w pryzmie	równanie regresji	r ² (%)	przeżywalność badanych mikroorganizmów (dni)
<i>E coli</i> (EHEC)	I	góra	y = - 0,070x + 8,061	67,9	114,5
		środek	y = - 0,068x + 7,788	41,4	115,0
		dół	y = - 0,052x + 7,730	36,0	149,8
	II	góra	y = - 0,043x + 7,626	39,0	176,5
		środek	y = - 0,063x + 7,781	46,7	123,9
		dół	y = - 0,058x + 7,928	51,4	135,7
nośnik kontrolny			y = - 0,057x + 8,074	48,9	141,4
<i>Salmonella senftenberg</i> W775	I	góra	y = - 0,068x + 8,556	57,4	126,0
		środek	y = - 0,046x + 8,346	26,9	182,6
		dół	y = - 0,068x + 8,731	47,3	127,8
	II	góra	y = - 0,042x + 8,126	26,8	191,7
		środek	y = - 0,066x + 8,491	46,2	129,4
		dół	y = - 0,066x + 8,426	53,9	126,9
nośnik kontrolny			y = - 0,057x + 8,283	46,7	144,3
paciorkowce grupy D	I	góra	y = - 0,012x + 7,606	2,8	618,3
		środek	y = - 0,029x + 7,744	15,3	262,5
		dół	y = - 0,040x + 7,965	29,8	197,2
	II	góra	y = - 0,009x + 7,716	1,7	886,9
		środek	y = - 0,017x + 7,770	7,1	446,5
		dół	y = - 0,009x + 7,628	1,8	866,9
nośnik kontrolny			y = - 0,049x + 8,091	52,7	164,5

Biomasa na początku doświadczenia w obu pryzmach kompostowych charakteryzowała się zbliżonym odczynem – 7,73 (pryzma I), 7,84 (pryzma II). Analizy przeprowadzone w końcowej fazie doświadczenia wykazały obniżenie wartości pH w pryzmie pierwszej do 7,69 oraz wzrost w pryzmie drugiej - do 8,47 (tab. 59).

Tabela 59

Odczyn kompostowanej biomasy w poszczególnych pryzmach doświadczalnych (cykl wiosenny 2002, obiekt B).

pryzma	terminy poboru próbek					
	0	1	2	3	4	5
		11 dni	18 dni	27 dni	39 dni	46 dni
I	7,73	7,67	7,61	7,68	8,53	7,69
II	7,84	7,90	8,05	8,11	8,29	8,47

Wilgotność pryzmy z większą ilością trocin była stabilna i, zarówno na początku (73,89%), jak i na zakończenie doświadczenia (74,88%), była niższa niż w pryzmie drugiej (tab. 60).

Tabela 60

Wilgotność kompostowanej biomasy w poszczególnych pryzmach doświadczalnych [%] (cykl wiosenny 2002, obiekt B).

pryzma	terminy poboru próbek					
	0	1	2	3	4	5
		11 dni	18 dni	27 dni	39 dni	46 dni
I	73,89	74,21	74,01	70,33	78,23	74,88
II	76,49	77,33	77,37	72,62	74,57	77,59

Pomiary temperatur prowadzone w trakcie trwania procesu wykazały bardzo powolne tempo jej wzrostu. W początkowej fazie utrzymywała się ona długo na poziomie poniżej 10°C i dopiero po upływie około 6 tygodni osiągnęła wartości zbliżone do 20°C. Najwyższe temperatury odnotowano w ostatnim dniu doświadczenia – 31,8°C w górnej warstwie pierwszej pryzmy oraz 26,9°C w górnej warstwie pryzmy drugiej. Warunki termiczne w pryzmach sprzyjały raczej obecności badanych mikroorganizmów, niż ich eliminacji (tab. 61).

Tabela 61

Rozkład temperatur w poszczególnych pryzmach doświadczalnych.
(cykl wiosenny 2002, obiekt B).

terminy poboru próbek	data pomiaru	pryzma						
		I			II			
		warstwa						
		góra	środek	dół	góra	środek	dół	
założenie (28.03)	29.03	19,9	21,0	20,8	18,5	17,5	15,8	
	3.04	13,7	12,2	15,0	12,0	11,5	11,0	
	4.04	13,5	13,2	15,1	10,6	10,8	10,5	
	5.04	12,2	9,9	11,1	11,0	10,2	10,0	
1 termin	11 dzień	8.04	8,0	8,4	12,5	7,2	7,0	7,8
	9.04	8,1	8,3	12,0	7,8	7,2	8,1	
	10.04	9,2	8,0	11,8	9,0	7,5	8,9	
	11.04	9,5	8,8	12,0	9,3	8,0	9,0	
	12.04	9,4	9,0	11,8	9,2	7,8	8,9	
2 termin	18 dzień	15.04	14,7	16,2	13,1	15,8	13,9	10,9
	16.04	15,8	15,2	13,9	18,8	20,0	18,2	
	18.04	15,7	15,3	18,8	19,5	19,9	18,5	
	19.04	16,0	15,8	19,2	19,4	18,3	18,1	
	22.04	19,1	16,4	17,5	17,0	16,2	16,0	
	23.04	19,2	17,6	17,4	17,5	16,6	16,0	
3 termin	27 dzień	24.04	20,7	19,6	17,6	18,6	17,3	15,3
	25.04	21,4	18,7	17,2	18,4	17,1	15,6	
	29.04	19,1	20,8	17,6	17,4	18,1	16,8	
	2.05	19,5	20,6	17,8	18,1	18,9	17,2	
4 termin	39 dzień	6.05	25,2	26,3	26,2	20,8	19,0	17,1
	7.05	25,5	26,4	26,8	21,3	20,0	17,8	
	9.05	25,8	25,9	24,9	22,1	19,8	17,3	
	10.05	25,2	24,9	24,1	21,8	20,1	17,8	
5 termin	46 dzień	13.05	31,8	28,5	25,4	26,9	23,7	21,0

4.13. Obiekt B lato 2002

W obrębie pierwszej pryzmy zaobserwowano było bardzo gwałtowne tempo obumierania pałeczek coli. Po 5 dniach kompostowania w górnej warstwie doszło do redukcji liczebności tych mikroorganizmów z $5,09 \times 10^9$ NPL·g⁻¹ do $8,48 \times 10^3$ NPL·g⁻¹. Kolejne etapy procesu przebiegały znacznie łagodniej, a ich ostatecznym rezultatem była całkowita eliminacja *E. coli* w całej objętości pryzmy przed upływem 4 tygodni (tab. 62).

W pryzmie zmieszanej z mniejszą ilością trocin badane drobnoustroje ginęły najszybciej w jej górnej części, natomiast najdłużej przeżywały w części dolnej. Spadek liczebności po 25 dniach kompostowania wyniósł tam odpowiednio $3,9 \log_{10}$ i $4,6 \log_{10}$ (tab. 63).

Tabela 62

Liczebność badanych drobnoustrojów w pryzmach doświadczalnych [$\text{NPL} \cdot \text{g}^{-1}$]
(cykl letni 2002, obiekt B).

terminy poboru próbek	warstwa w pryzmie	<i>Escherichia coli</i> (EHEC)			<i>Salmonella senftenberg</i> W775			paciorkowce grupy D		
		I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny	I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny	I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny
0	-	$5,09 \times 10^9$			$5,05 \times 10^9$			$9,42 \times 10^8$		
1 5 dni	góra	$8,48 \times 10^3$	$2,02 \times 10^7$	$1,30 \times 10^8$	$1,40 \times 10^1$	$1,63 \times 10^7$	$8,48 \times 10^7$	$8,42 \times 10^6$	$7,65 \times 10^6$	$5,73 \times 10^6$
	środek	$8,56 \times 10^6$	$8,33 \times 10^7$		$1,52 \times 10^7$	$3,18 \times 10^7$		$8,70 \times 10^6$	$6,35 \times 10^7$	
	dół	$6,53 \times 10^6$	$2,55 \times 10^7$		$3,24 \times 10^7$	$3,32 \times 10^7$		$1,82 \times 10^7$	$3,32 \times 10^8$	
2 12 dni	góra	$3,35 \times 10^3$	$2,08 \times 10^6$	$1,03 \times 10^8$	ns	$3,23 \times 10^6$	$1,12 \times 10^8$	$6,72 \times 10^5$	$8,66 \times 10^7$	$4,50 \times 10^5$
	środek	$3,17 \times 10^4$	$8,77 \times 10^6$		$4,15 \times 10^6$	$3,00 \times 10^5$		$5,98 \times 10^5$	$9,27 \times 10^6$	
	dół	$1,33 \times 10^4$	$1,67 \times 10^6$		$1,66 \times 10^6$	$1,34 \times 10^7$		$1,09 \times 10^6$	$1,65 \times 10^7$	
3 17 dni	góra	$3,47 \times 10^2$	$2,17 \times 10^5$	$2,47 \times 10^7$	ns	$8,53 \times 10^4$	$2,34 \times 10^7$	$2,53 \times 10^4$	$2,43 \times 10^7$	$3,40 \times 10^5$
	środek	$5,67 \times 10^3$	$2,37 \times 10^5$		$5,23 \times 10^4$	$6,82 \times 10^5$		$2,08 \times 10^4$	$2,45 \times 10^7$	
	dół	$8,34 \times 10^2$	$2,33 \times 10^5$		$1,47 \times 10^5$	$2,72 \times 10^6$		$3,17 \times 10^4$	$1,61 \times 10^6$	
4 21 dni	góra	$8,57 \times 10^2$	$3,19 \times 10^6$	$1,83 \times 10^7$	ns	$7,98 \times 10^5$	$2,04 \times 10^7$	$1,50 \times 10^5$	$5,58 \times 10^6$	$7,22 \times 10^4$
	środek	$5,01 \times 10^3$	$3,92 \times 10^5$		$5,58 \times 10^4$	$2,05 \times 10^4$		$2,37 \times 10^5$	$4,75 \times 10^6$	
	dół	$1,40 \times 10^1$	$5,75 \times 10^5$		$1,87 \times 10^5$	$1,16 \times 10^7$		$8,63 \times 10^4$	$6,72 \times 10^5$	
5 25 dni	góra	$4,37 \times 10^1$	$3,32 \times 10^5$	$3,72 \times 10^6$	ns	$1,00 \times 10^6$	$1,54 \times 10^7$	$9,00 \times 10^3$	$5,17 \times 10^6$	$1,47 \times 10^5$
	środek	$1,52 \times 10^3$	$8,80 \times 10^4$		$2,39 \times 10^4$	$2,34 \times 10^4$		$3,25 \times 10^5$	$2,23 \times 10^8$	
	dół	ns	$5,14 \times 10^5$		$4,77 \times 10^5$	$1,36 \times 10^6$		$2,08 \times 10^5$	$8,57 \times 10^6$	

Inaktywacja pałeczek *Salmonella senftenberg* W775 w pierwszej pryzmie zachodziła najszybciej również w górnej warstwie. Już w drugim terminie analiz (po 12 dniach) nie stwierdzono w nośnikach obecności tych bakterii. W pozostałych częściach pryzmy proces eliminacji pałeczek *Salmonella* wymagał znacznie więcej czasu: w warstwie środkowej 47 dni, a w dolnej 61 dni (tab. 63).

Warunki panujące w drugiej pryzmie prowadziły do stosunkowo powolnego spadku liczebności *Salmonella senftenberg* W775 na wszystkich poziomach. Po 25 dniach kompostowania koncentracja badanych mikroorganizmów w górnej i dolnej warstwie wyniosła odpowiednio $1,00 \times 10^6 \text{ NPL} \cdot \text{g}^{-1}$ i $1,36 \times 10^6 \text{ NPL} \cdot \text{g}^{-1}$, przy początkowej liczebności $5,05 \times 10^9 \text{ NPL} \cdot \text{g}^{-1}$ (tab. 62). Wyliczony z równania regresji teoretyczny czas

przeżycia pałeczek *Salmonella* w tych częściach pryzmy wynosił około 63 i 94 dni, zaś w warstwie środkowej, gdzie badane mikroorganizmy ginęły najszybciej, około 46 dni (tab. 63).

Dzienna redukcja liczebności paciorkowców grupy D w górnej warstwie pierwszej pryzmy wynosiła $0,23 \log_{10}$ i była wyższa niż w części środkowej - $0,14 \log_{10}$ i dolnej - $0,15 \log_{10}$. Teoretyczna przeżywalność bakterii w tych warunkach wahała się od 33 dni w warstwie górnej do 53 w środkowej (tab. 63).

Wyniki analiz dowiodły, że czas niezbędny do uzyskania całkowitej eliminacji enterokoków w II pryzmie był wyjątkowo długi. W górnej i środkowej warstwie redukcja liczebności tych drobnoustrojów w trakcie 25-dniowego kompostowania wyniosła tylko około $1,3 \log_{10}$. W dolnej części pryzmy paciorkowce ginęły prawie 2 razy szybciej, niż w wyższych warstwach. Ich liczebność w ostatnim terminie badań wyniosła tam $8,57 \times 10^6$ NPL·g⁻¹, w części środkowej natomiast niewiele się zmieniła (tab. 62).

Tabela 63

Dynamika inaktywacji badanych bakterii w kompostowanych osadach ściekowych (cykl letni 2002, obiekt B).

badane bakterie wskaźnikowe	pryzma	warstwa w pryzmie	równanie regresji	r ² (%)	przeżywalność badanych mikroorganizmów (dni)
<i>E coli</i> (EHEC)	I	góra	y = - 0,233x + 6,206	50,6	26,6
		środek	y = - 0,270x + 7,516	60,9	27,8
		dół	y = - 0,359x + 8,048	83,1	22,7
	II	góra	y = - 0,185x + 8,091	45,1	43,9
		środek	y = - 0,176x + 8,599	77,9	48,8
		dół	y = - 0,155x + 8,003	42,7	51,5
nośnik kontrolny			y = - 0,095x + 8,702	56,3	91,5
<i>Salmonella senftenberg</i> W775	I	góra			5,0 ^a
		środek	y = - 0,163x + 7,659	58,4	47,1
		dół	y = - 0,127x + 7,747	55,5	60,8
	II	góra	y = - 0,120x + 7,642	41,9	63,5
		środek	y = - 0,165x + 7,484	40,8	46,3
		dół	y = - 0,083x + 7,800	30,4	94,3
nośnik kontrolny			y = - 0,085x + 8,469	39,8	99,1
paciorkowce grupy D	I	góra	y = - 0,233x + 7,791	61,1	33,4
		środek	y = - 0,141x + 7,591	61,2	53,8
		dół	y = - 0,150x + 7,697	54,3	51,3
	II	góra	y = - 0,053x + 7,777	22,1	145,4
		środek	y = - 0,056x + 7,851	17,0	140,7
		dół	y = - 0,110x + 8,165	51,2	74,2
nośnik kontrolny			y = - 0,140x + 7,661	69,2	54,6

^a dzień procesu, w którym po raz ostatni izolowano z nośnika badane bakterie

W trakcie całego doświadczenia wartości pH w biomasie z pierwszej przyzmy były niższe niż w drugiej. W obu przypadkach wraz z upływem czasu odczyn stawał się bardziej kwaśny. Rezultaty początkowych i końcowych pomiarów pH w przyzmy I wyniosły 8,03 i 7,03 natomiast w przyzmy II miały one wartość 8,56 i 7,23 (tab. 64).

Tabela 64

Odczyn kompostowanej biomasy w poszczególnych przyzmach doświadczalnych (cykl letni 2002, obiekt B).

pryzma	terminy poboru próbek					
	0	1	2	3	4	5
		5 dni	12 dni	17 dni	21 dni	25 dni
I	8,03	7,90	7,37	6,92	6,93	7,03
II	8,56	8,61	8,51	7,77	7,12	7,23

Wilgotność próbek kompostu pobranego z pierwszej przyzmy wynosiła 71,78% tuż po zmieszaniu osadu z trocinami oraz 69,21% po 25 dniach procesu. Spadek wilgotności zaobserwowano również w drugiej przyzmy, ta jednak charakteryzowała się wyższą zawartością wody, zarówno na początku (75,43%), jak i w końcowej fazie doświadczenia (71,48%) (tab. 65).

Tabela 65

Wilgotność kompostowanej biomasy w poszczególnych przyzmach doświadczalnych [%] (cykl letni 2002, obiekt B).

pryzma	terminy poboru próbek					
	0	1	2	3	4	5
		5 dni	12 dni	17 dni	21 dni	25 dni
I	71,78	71,31	71,99	69,03	71,64	69,21
II	75,43	72,05	73,93	71,95	73,39	71,48

Temperatura w pierwszej przyzmy już w ciągu pierwszego tygodnia przekroczyła 50°C. Utrzymywała się ona na tak wysokim poziomie przez kolejne 7 dni, by później systematycznie spadać do poziomu 34-37°C po 25 dniach trwania procesu. Również w drugiej przyzmy najwyższe temperatury osiągnięto w początkowym stadium

kompostowania, jednak wartość maksymalna była niższa od uzyskanej w pryzmie z trocinami i wynosiła 42,5°C (tab. 66).

Tabela 66

Rozkład temperatur w poszczególnych pryzmach doświadczalnych.
(cykl letni 2002, obiekt B).

terminy poboru próbek	data pomiaru	pryzma						
		I			II			
		warstwa						
		góra	środek	dół	góra	środek	dół	
założenie (26.07)								
1 termin (31.07)	5 dzień	2.08	53,1	50,5	42,2	40,5	39,2	38,8
		5.08	49,1	50,5	52,2	39,8	40,2	42,5
		6.08	50,2	52,7	51,8	38,2	40,0	41,5
2 termin	12 dzień	7.08	45,3	49,1	50,5	35,7	37,1	35,2
		8.08	41,1	43,7	45,1	32,2	33,8	33,7
		9.08	34,5	36,0	42,2	28,6	29,2	30,2
3 termin	17 dzień	12.08	33,6	34,2	37,5	28,5	28,7	31,5
		13.08	33,4	32,4	36,6	29,5	28,8	32,3
		14.08	28,4	26,8	34,5	27,5	30,0	31,2
4 termin	21 dzień	16.08	37,8	34,9	35,2	28,3	29,4	31,6
		19.08	36,5	33,1	34,2	26,1	28,2	31,6
5 termin	25 dzień	20.08	37,0	34,2	34,0	26,2	26,9	26,6

4.14. Obiekt B jesień 2002

Wyniki badań ilustrujące eliminację badanych bakterii w kompostowanych osadach w jesiennym cyklu doświadczalnym 2002 roku w kompostowni B zestawiono w tabelach 67-71.

Eliminacja pałeczek *E. coli* we wszystkich warstwach pierwszej pryzmy kompostowej przebiegała stosunkowo powoli – jej dzienne tempo wahało się od 0,07 log₁₀ w części dolnej do 0,10 log₁₀ w środkowej (tab. 68). Proces ten trwał najdłużej w niższych, przypowierzchniowych partiach biomasy, gdzie spadek liczebności wyniósł po 42 dniach kompostowania niespełna 3 log₁₀. W części centralnej, w której ginęły one najszybciej, wartość ta przekroczyła 4 log₁₀.

Wyniki analizy liczebności bakterii w nośnikach umieszczonych w drugiej pryzmie wskazują na jeszcze niższą efektywność inaktywacji pałeczek coli. W dolnej

warstwie, gdzie bakterie przeżywały najdłużej, ich koncentracja po czterech tygodniach od rozpoczęcia kompostowania wynosiła $4,82 \times 10^7$ NPL·g⁻¹ (tab. 67). W centrum pryzmy, gdzie zdołały przetrwać najkrócej, dzienne tempo redukcji ich liczebności było niewielkie i wynosiło 0,06 log₁₀ (tab. 68).

Teoretyczny okres eliminacji pałeczek *Salmonella senftenberg* W775 w całej objętości pryzmy wynosił ponad trzy miesiące. Najszybciej proces ten przebiegał w części środkowej – 82 dni, nieco wolniej w dolnej – 85 dni, a najdłużej – 100 dni – w warstwie górnej. Dzienny spadek liczby badanych drobnoustrojów wynosił odpowiednio 0,1, 0,1 i 0,08 log₁₀ (tab. 68).

Tabela 67

Liczebność badanych drobnoustrojów w pryzmach doświadczalnych [NPL·g⁻¹]
(cykl jesienny 2002, obiekt B).

terminy poboru próbek	warstwa w pryzmie	<i>Escherichia coli</i> (EHEC)			<i>Salmonella senftenberg</i> W775			paciorkowce grupy D		
		I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny	I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny	I pryzma	II pryzma	nośnik kontrolny
0	-	$1,87 \times 10^9$			$3,78 \times 10^9$			$8,39 \times 10^9$		
1 8 dni	góra	$1,62 \times 10^7$	$1,03 \times 10^7$	$1,03 \times 10^8$	$3,15 \times 10^7$	$2,25 \times 10^8$	$1,87 \times 10^8$	$9,00 \times 10^6$	$1,30 \times 10^7$	$1,21 \times 10^7$
	środek	$2,65 \times 10^7$	$1,30 \times 10^7$		$1,35 \times 10^7$	$6,58 \times 10^7$		$6,82 \times 10^7$	$1,20 \times 10^7$	
	dół	$1,82 \times 10^7$	$8,80 \times 10^7$		$1,27 \times 10^7$	$1,58 \times 10^8$		$1,20 \times 10^7$	$3,53 \times 10^6$	
2 14 dni	góra	$1,00 \times 10^7$	$3,68 \times 10^7$	$9,22 \times 10^7$	$1,30 \times 10^7$	$6,58 \times 10^6$	$5,50 \times 10^7$	$8,50 \times 10^5$	$5,17 \times 10^7$	$1,65 \times 10^6$
	środek	$1,01 \times 10^7$	$1,06 \times 10^7$		$1,51 \times 10^8$	$1,68 \times 10^7$		$5,38 \times 10^6$	$1,17 \times 10^7$	
	dół	$4,77 \times 10^6$	$2,26 \times 10^8$		$3,70 \times 10^6$	$1,55 \times 10^7$		$1,20 \times 10^6$	$9,22 \times 10^6$	
3 22 dni	góra	$4,80 \times 10^5$	$1,66 \times 10^7$	$4,72 \times 10^7$	$2,65 \times 10^6$	$1,09 \times 10^7$	$1,54 \times 10^7$	$1,08 \times 10^6$	$3,72 \times 10^7$	$1,97 \times 10^6$
	środek	$6,97 \times 10^6$	$5,97 \times 10^7$		$9,85 \times 10^5$	$3,70 \times 10^6$		$5,17 \times 10^5$	$5,47 \times 10^6$	
	dół	$7,17 \times 10^6$	$2,10 \times 10^7$		$1,61 \times 10^7$	$6,54 \times 10^7$		$3,53 \times 10^6$	$7,15 \times 10^6$	
4 29 dni	góra	$6,15 \times 10^5$	$8,67 \times 10^6$	$1,87 \times 10^8$	$3,75 \times 10^6$	$1,85 \times 10^7$	$3,63 \times 10^7$	$2,65 \times 10^6$	$2,59 \times 10^6$	$2,07 \times 10^5$
	środek	$1,93 \times 10^5$	$5,37 \times 10^6$		$2,88 \times 10^5$	$1,07 \times 10^6$		$8,32 \times 10^5$	$4,15 \times 10^5$	
	dół	$8,87 \times 10^6$	$4,82 \times 10^7$		$2,03 \times 10^6$	$1,70 \times 10^7$		$1,65 \times 10^7$	$2,38 \times 10^6$	
5 42 dni	góra	$1,95 \times 10^5$	$3,53 \times 10^6$	$1,02 \times 10^7$	$4,58 \times 10^5$	$1,58 \times 10^6$	$9,55 \times 10^6$	$9,67 \times 10^4$	$3,28 \times 10^6$	$1,97 \times 10^5$
	środek	$1,68 \times 10^5$	$1,05 \times 10^6$		$1,16 \times 10^5$	$9,15 \times 10^5$		$2,43 \times 10^4$	$2,60 \times 10^5$	
	dół	$4,08 \times 10^5$	$9,67 \times 10^6$		$3,73 \times 10^4$	$4,67 \times 10^6$		$1,63 \times 10^5$	$1,01 \times 10^6$	

W drugiej pryzmie czas konieczny do pełnej likwidacji pałeczek *Salmonella senftenberg* W775 był dłuższy niż 100 dni. W środkowej warstwie, gdzie tempo obumierania tych mikroorganizmów było najwyższe ($0,08 \log\text{-dzień}^{-1}$), ich liczebność spadła po 6 tygodniach z $8,39 \log_{10}$ do około $5 \log_{10}$. W dolnej części pryzmy ich inaktywacja trwała najdłużej, a redukcja liczebności w tym samym czasie wyniosła tylko $2 \log_{10}$ (tab. 68).

Tabela 68

Dynamika inaktywacji badanych bakterii w kompostowanych osadach ściekowych (cykl jesienny 2002, obiekt B).

badane bakterie wskaźnikowe	pryzma	warstwa w pryzmie	równanie regresji	r ² (%)	przeżywalność badanych mikroorganizmów (dni)
<i>E coli</i> (EHEC)	I	góra	y = - 0,083x + 7,967	64,7	96,0
		środek	y = - 0,097x + 8,366	77,7	86,1
		dół	y = - 0,065x + 7,981	48,5	122,0
	II	góra	y = - 0,051x + 8,007	38,9	155,8
		środek	y = - 0,062x + 8,208	56,2	133,0
		dół	y = - 0,036x + 8,228	29,1	228,5
nośnik kontrolny			y = - 0,039x + 8,442	35,0	215,4
<i>Salmonella</i> <i>senftenberg</i> W775	I	góra	y = - 0,084x + 8,354	60,5	99,8
		środek	y = - 0,101x + 8,215	59,8	81,7
		dół	y = - 0,098x + 8,326	67,2	85,1
	II	góra	y = - 0,055x + 8,176	37,5	147,3
		środek	y = - 0,082x + 8,393	66,0	102,6
		dół	y = - 0,048x + 8,259	31,5	173,5
nośnik kontrolny			y = - 0,055x + 8,643	56,7	157,1
paciorkowce grupy D	I	góra	y = - 0,073x + 7,810	57,3	107,4
		środek	y = - 0,104x + 8,323	75,4	80,1
		dół	y = - 0,067x + 7,789	45,0	116,4
	II	góra	y = - 0,066x + 8,082	41,5	122,8
		środek	y = - 0,088x + 8,124	66,2	91,9
		dół	y = - 0,053x + 7,609	33,3	143,0
nośnik kontrolny			y = - 0,083x + 7,939	66,6	95,3

Ogólne tendencje charakteryzujące przeżywalność pałeczek coli i pałeczek *Salmonella* znajdują również potwierdzenie w rezultatach części badań dotyczącej enterokoków. Teoretyczny czas ich przetrwania w pierwszej pryzmie był najkrótszy w części środkowej – 80 dni, podczas gdy w warstwie dolnej trwał około 5 tygodni dłużej (116 dni). Dzienny ubytek liczebności tych drobnoustrojów wyniósł w tych warstwach, odpowiednio, 0,1 i 0,07 $\log_{10}$ (tab. 68).

Również w drugiej pryzmie inaktywacja paciorkowców zachodziła najszybciej w warstwie środkowej (92 dni), a najwolniej – w dolnej (143 dni)(tab. 68). Liczebność enterokoków w tych warstwach po 42 dniach kompostowania spadła z $8,39 \times 10^9$ NPL·g⁻¹ do $2,60 \times 10^5$ NPL·g⁻¹ w części środkowej oraz $1,01 \times 10^6$ NPL·g⁻¹ w dolnej (tab. 67).

Wartość pH biomasy pierwszej pryzmy w końcowym etapie procesu kompostowania (7,53) była niższa od początkowej (7,85). Odczyn kompostu pobranego

w ostatnim terminie doświadczalnym z pryzmy drugiej był podobny jak w pierwszej, mimo że wszystkie wcześniejsze pomiary wskazywały na jego wyższą alkaliczność (wartość początkowa pH - 8,15) (tab. 69).

Tabela 69

Odczyn kompostowanej biomasy w poszczególnych pryzmach doświadczalnych
(cykl jesienny 2002, obiekt B).

pryzma	terminy poboru próbek					
	0	1	2	3	4	5
		8 dni	14 dni	22 dni	29 dni	42 dni
I	7,85	7,87	7,14	6,90	7,20	7,53
II	8,15	8,01	7,80	7,47	7,74	7,53

Wilgotność biomasy pierwszej pryzmy nie podlegała w trakcie procesu znaczącym zmianom i wynosiła 71,85% na początku i 71,2% na końcu kompostowania. W pryzmie z mniejszą ilością trocin zmiany zachodziły w tym samym kierunku (spadek wilgotności), były jednak bardziej widoczne. Wilgotność w trakcie pierwszego pomiaru wynosiła 76,45%, natomiast ostatniego 68,95% (tab. 70).

Tabela 70

Wilgotność kompostowanej biomasy w poszczególnych pryzmach
doświadczalnych [%] (cykl jesienny 2002, obiekt B).

pryzma	terminy poboru próbek					
	0	1	2	3	4	5
		8 dni	14 dni	22 dni	29 dni	42 dni
I	71,85	70,4	71,00	66,55	70,35	71,20
II	76,45	74,32	72,85	72,00	72,50	68,95

Najwyższe temperatury zaobserwowano w obu pryzmach doświadczalnych w początkowych dniach procesu. Jakkolwiek w pryzmie pierwszej były one nieznacznie wyższe, to ich wartości nigdy nie przekroczyły 40°C. Po upływie ok. tygodnia doszło do znacznego obniżenia temperatur w pryzmach i do końca trwania doświadczenia spadały

one systematycznie. Maksymalne wartości temperatur w ostatnim dniu procesu wynosiły 21,9°C (pryzma I) i 19,0°C (pryzma II) (tab. 71).

Tabela 71

Rozkład temperatur w poszczególnych pryzmach doświadczalnych.
(cykl jesienny 2002, obiekt B).

terminy poboru próbek	data pomiaru	pryzma					
		I			II		
		warstwa					
		góra	środek	dół	góra	środek	dół
	14.10	29,2	32,1	37,2	25,7	27,2	31,1
	15.10	29,7	31,2	37,7	24,2	28,1	30,5
założenie (17.10.)	16.10	29,2	31,1	36,9	24,9	27,5	30,1
	18.10	27,1	30,0	35,2	22,1	26,1	27,5
	22.10	16,9	26,1	19,9	17,9	20,2	22,1
	23.10	16,7	23,2	18,1	17,5	21,2	21,7
1 termin (25.10) 8 dzień	24.10	16,2	22,1	19,2	16,1	21,5	19,2
	28.10	15,3	22,5	17,9	17,2	21,7	19,5
	29.10	15,0	21,9	17,5	17,0	22,2	19,6
2 termin 14 dzień	31.10	14,9	20,1	16,2	17,2	21,8	19,2
	4.11	14,0	18,8	15,9	16,9	20,9	19,0
	5.11	14,5	18,0	14,5	16,2	18,7	18,5
	7.11	15,5	18,9	15,2	15,9	18,7	19,2
3 termin 22 dzień	8.11	16,2	20,1	16,0	15,7	18,2	19,9
	12.11	18,1	21,0	17,3	15,5	17,1	20,1
	14.11	17,9	22,1	18,7	14,9	17,2	21,0
4 termin 29 dzień	15.11	18,1	22,8	17,7	14,7	18,1	20,9
	18.11	17,3	21,5	20,3	14,5	17,0	19,3
	19.11	16,5	21,1	22,5	14,9	16,8	20,1
	20.11	17,0	21,7	21,9	13,5	16,7	19,9
	25.11	16,9	20,5	21,5	14,2	16,5	20,2
	27.11	17,2	20,9	22,0	13,9	17,0	19,5
5 termin 42 dzień	28.11	16,7	20,5	21,9	13,5	16,7	19,0

5. Dyskusja wyników

5.1. Temperatura biomasy

Skuteczność kompostownia osadów pościekowych umożliwiającą ich wykorzystanie do celów nawozowych jest uzależniona od kilku czynników.

Jednym z podstawowych jest temperatura generowana w trakcie procesu (Sharma i in. 1997, Tiquia i in. 1998, Hassen i in. 2001, Turner 2001). Wpływa ona zasadniczo na prawidłowy przebieg mineralizacji kompostowanych osadów oraz na inaktywację znajdujących się w nich mikroorganizmów allochtonicznych, między innymi patogenów. Przyjmuje się, że wystarczająca dla higienizacji masy jest temperatura 55°C oddziałująca przez okres 2 tygodni w przypadku kompostowania w pryzmach oraz temperatura 65°C w procesie kompostowania w bioreaktorach, jakkolwiek rozpiętość czasu oddziaływania podwyższonej temperatury waha się wówczas od 2 do 21 dni (Stentiford 1996, Strauch 1996).

Procesy termiczne zachodzące w trakcie kompostowania osadów pościekowych są podobne do zachodzących w trakcie kompostowania innych materiałów organicznych. Początkowo w prawidłowo napowietrzanej biomase dochodzi do rozwoju flory mezofilnej, a następnie termofilnej. Efektem tego jest stopniowy wzrost temperatury aż do wartości przekraczającej niejednokrotnie 65°C (Glathe i in. 1985). Temperatuery optymalne dla procesu wahają się w zakresie od 45 do 60°C (de Bertoldi i in. 1983, Glathe 1961). Zarówno temperatury niższe od 30°C, jak i wyższe niż 75°C skutkują spowolnieniem tempa mineralizacji biomasy. Przy zbyt wysokiej temperaturze dochodzić może do inaktywacji mikroflory odpowiedzialnej za rozkład związków organicznych w pryzmie (Rheinbaben 1979).

W badaniach własnych temperatura w pryzmach wzrastała powyżej 60°C wyłącznie w okresie jesiennym 2001 roku w obiekcie A (tab.16). Różnice temperatur obserwowane w tym okresie w pryzmach w obiekcie A o różnym udziale dodatków poprawiających strukturę biomasy były niewielkie i wynosiły tylko kilka stopni C. Zaobserwowano maksymalne temperatury rzędu 62,9°C i 64°C w pryzmie o składzie standardowym. W obu okresach letnich temperatury w badanych pryzmach oscylowały wokół 50-55°C (tab. 11 i 31). W pozostałych cyklach wartości temperatur rzadko przekraczały 50°C.

Znacznie niższe wartości temperatur wystąpiły w pryzmach napowietrzanych za pomocą perforowanych rur. Najwyższe wartości notowane w drugim cyklu letnim nie przekraczały 55°C, natomiast w pierwszym cyklu wiosennym i jesiennym oscylowały one wokół 20°C. W przeciwieństwie do pryzm formowanych w obiekcie A wystąpiły tu duże różnice uzależnione od ich składu. W pryzmach z dodatkiem trocin w obydwu okresach letnich temperatura kompostowanych osadów przez cały czas trwania doświadczenia była około 10°C wyższa w porównaniu z notowanymi w pozostałych pryzmach (tab. 51 i 66).

Rozkład temperatury nie jest równomierny w całej masie pryzmy. Łatwiejszy dostęp tlenu do jej zewnętrznych warstw powodować może szybszy i wyższy wzrost temperatury w porównaniu do obserwowanych w środkowych jej częściach (Farkasdi 1961b, Tateda i in. 2002). Procesy anaerobowe mogące zachodzić w dolnej i środkowej części źle napowietrzanej pryzmy dostarczają zdecydowanie mniej energii niż procesy tlenowe zachodzące w dobrze napowietrzanych jej warstwach (Gebhardt i Wagner 1991). Ponadto w górnej jej części podwyższona temperatura zwykle utrzymuje się najdłużej, w porównaniu do warstw dolnych i bocznych pryzmy (Farkasdi 1961b).

Podobne tendencje w zakresie dynamiki termicznej pryzm wystąpiły w kompostowanych osadach pościekowych w obiekcie A. Temperatury notowane w warstwie górnej były z reguły wyższe lub zbliżone do temperatur występujących w centrum pryzmy, ale jednocześnie zdecydowanie wyższe niż w jej części dolnej. Największe różnice wystąpiły w drugim okresie jesiennym i przekraczały nawet 20°C (tab. 36). Należy podkreślić, że warstwy zewnętrzne pryzmy, zwłaszcza w okresie zimy, przedstawiać mogą duże zagrożenie sanitarne dla środowiska ze względu na silne wychłodzenie spowodowane niskimi temperaturami zewnętrznymi. Dlatego przerzucanie kompostowanych osadów zwłaszcza w tym okresie ma szczególne znaczenie.

W pryzmach znajdujących się w obiekcie B w okresie niskich temperatur otoczenia w całej objętości biomasy panowały niekorzystne warunki termiczne. Zwykle opady deszczu i śniegu hamują wzrost temperatur w okresach jesieni i zimy, zwłaszcza w zewnętrznych warstwach (Bildingmeier i Bickel 1981).

Dla osiągnięcia efektu higienizacyjnego ważny jest sposób oraz efektywność napowietrzania biomasy gwarantujący prawidłowy rozwój flory termofilnej. Do najczęściej stosowanych należy napowietrzanie pryzm przy użyciu różnych systemów wymuszonych (aspiracja) lub też przerzucanie kompostowanej biomasy. Podstawowe znaczenie ma ilość doprowadzanego powietrza oraz jego rozdysponowanie wewnątrz pryzmy.

Hassouneh i in. (1999) badając skuteczność aeracji pryzm różnymi metodami stwierdzili w ciągu 5 dni kompostowania wzrost temperatury do około 55°C.

W doświadczeniach opisywanych przez Feachem'a i in. (1983) w pryzmach przerzucanych codziennie przez okres 2 tygodni temperatura osiągnęła wartości 50-70°C w ciągu 3 dni. Trzytygodniowa aeracja pryzm z zastosowaniem wymuszonego obiegu powietrza prowadziła do powstania w nich warunków termofilnych po 15 dniach.

W kompostowanych odchodach świńskich, przerzucanych mechanicznie 2 razy w tygodniu, liczebność pałeczek *E. coli* rosła przez pierwsze 40-60 dni, aż do momentu, gdy temperatura w pryzmie osiągnęła 50°C. Następnie, wraz ze wzrostem wartości temperatury dochodziło do stopniowej redukcji liczby badanych mikroorganizmów. Pełna eliminacja pałeczek *Salmonella* nastąpiła dopiero po 187 dniach. Przerzucając ten sam materiał znacznie częściej, po 35-ciu dniach zanotowano zmniejszenie koncentracji komórek *E. coli* z 10^7 do 10^3 jtk·g⁻¹ (Feachem i in. 1983).

Rezultaty badań Shabana (1999) wykazały, że zarówno pałeczki coli, jak i *Salmonella* ginęły szybciej (po 9 dniach) w pryzmach, do których tlen dostarczany był z zastosowaniem wymuszonego obiegu powietrza. Wewnątrz biomasy napowietrzanej przez jej mechaniczne przerzucanie okres inaktywacji tych drobnoustrojów ulegał przedłużeniu nawet do 3 tygodni.

Związek między wysokością temperatury generowanej wewnątrz pryzmy a stopniem eliminacji zasiedlających ją potencjalnych patogenów jest oczywisty, a zależność ta była wyraźnie widoczna również w badaniach własnych. W przeciwieństwie jednak do wyników większości doświadczeń, całkiem odmiennie kształtują się tendencje dotyczące wpływu systemu napowietrzania na wartości uzyskiwanych w trakcie procesu kompostowania temperatur.

W obiekcie A, gdzie obie pryzmy napowietrzano przez cykliczne, mechaniczne przerzucanie biomasy, inaktywacja drobnoustrojów przebiegała szybko. W większości analizowanych cykli doświadczalnych do higienizacji pryzmy dochodziło w ciągu miesiąca lub wcześniej. Wyjątkiem była niższa skuteczność kompostowania zaobserwowana w zewnętrznych partiach biomasy oraz powolniejsze tempo obumierania bakterii w trakcie procesów przebiegających przy obniżonej temperaturze otoczenia (tab. 23).

Brak fazy termofilnej w pryzmach na terenie obiektu B powodował wydłużenie teoretycznego czasu przeżywalności patogenów nawet do kilkudziesięciu miesięcy (tab.

58). W przypadkach, gdy temperatury osiągały podwyższone wartości, spadek liczebności tych mikroorganizmów następował jednak znacznie szybciej (2 tygodnie) (tab. 48).

Uzyskane rezultaty badań własnych dowodzą, że w pryzmach przerzucanych mechanicznie znacznie częściej, niż w przypadku napowietrzania systemem perforowanych rur, udawało się uzyskać wartości temperatur umożliwiające skuteczną higienizację kompostowanego materiału. Wydaje się, że niska skuteczność napowietrzania w obiekcie B była wywołana nieprawidłową dystrybucją powietrza w pryzmie. Złe zmieszanie biomasy z trocinami i słomą przyczyniały się do powstawania zbitych fragmentów wokół zawilgoconego osadu, w których nie zachodziła fermentacja tlenowa.

Wysoka temperatura i dobre napowietrzenie pryzm to bezsprzecznie główne, jednak nie jedyne czynniki decydujące o właściwym przebiegu kompostowania. Ważną rolę odgrywają w pryzmie również wydzielane przez drobnoustroje substancje o charakterze antybiotyków (Golueke 1984). Ich głównymi producentami są grzyby i promieniowce, które niekiedy już w temperaturze 4°C powodować mogą relatywnie skuteczne odkażenie kompostu (Walter-Matsui 1978). Duże znaczenie ma także oddziaływanie konkurencyjne mikroorganizmów.

Być może zjawiska te wpłynęły na znaczną redukcję mikroorganizmów wskaźnikowych w niektórych cyklach w obiekcie B, mimo braku podwyższonej temperatury biomasy. Latem 2001 roku, gdy wartości temperatur nie przekraczały nawet 40°C, inaktywacja *E. coli* i *Salmonella* w górnych warstwach pierwszej pryzmy następowała przed upływem miesiąca (tab. 51). Najczęściej jednak wpływ konkurencji i substancji antybiotycznych nie był na tyle efektywny, aby w intensywnej fazie kompostowania doprowadzić do pełnej eliminacji patogenów.

5.2. Stosunek węgla do azotu w biomasie

Ważnym czynnikiem wpływającym na skuteczność procesu kompostowania jest wymieszanie osadów ściekowych z dodatkami poprawiającymi strukturę pryzmy, takimi, jak: kora, ścinki drzew, odpady zielone, słoma, trociny. Zapewniają one właściwy stosunek C/N w kompostowanej biomasie, przez co stwarzają odpowiednie warunki dla rozwoju mikroorganizmów przeprowadzających procesy mineralizacji zawartych w niej substancji organicznych. Poprawa struktury pryzmy ułatwia również właściwą dystrybucję powietrza w jej wnętrzu.

Dodatek słomy do przerzucanych 20 razy w tygodniu odchodów świńskich umożliwia bardzo szybki wzrost temperatury w pryzmie (60°C w ciągu 3 dni, 72°C w ciągu 10 dni). Konsekwencją tego jest gwałtowny spadek liczebności pałeczek coli - po 14 dniach nie zdołano wykryć ich obecności w kompostowanej biomase. W przypadku, gdy kompostowaniu poddawane były odchody bez wzbogacania ich w substancje dodatkowe, liczba *E. coli* w ciągu miesiąca spadała do poziomu $10^3 \text{ cfu} \cdot \text{ml}^{-1}$ (Feachem i in. 1983).

Analizując rezultaty badań własnych stwierdzono, że w obiekcie A różnice w składzie pryzm nie wywierały większego wpływu na efektywność procesu kompostowania. Wynikać to może z faktu, że w obu badanych pryzmach stosunek substancji strukturotwórczych do surowego osadu był taki sam i wynosił 1:1, inne natomiast były proporcje słomy i trocin dodanych do osadu przy usypywaniu każdej z pryzm (I – 0,7 trociny : 0,3 słoma : 1 osad; II – odpowiednio 0,5 : 0,5 : 1).

W obiekcie B skład pryzmy I był podobny jak w obiekcie A, natomiast w pryzmie II na 1 jednostkę objętości osadu przypadało tylko 0,3 objętości trocin. Jakkolwiek zróżnicowanie to pozwalałoby przypuszczać, że inaktywacja drobnoustrojów wskaźnikowych w pryzmie I będzie następowała znacznie szybciej niż w II, to jednak w okresach wiosennych i jesiennych nie zaobserwowano tego typu zależności, bowiem eliminacja badanych drobnoustrojów przebiegała wówczas bardzo powoli w obu pryzmach. Należy sądzić, że decydującym czynnikiem przyczyniającym się do nieprawidłowego rozwoju autochtonicznej mikroflory termofilnej był w tym przypadku raczej wadliwy sposób napowietrzania biomasy, niż jej skład.

W cyklach letnich, zarówno 2001 jak i 2002 roku, przeżywalność bakterii w pryzmie wzbogaconej w trociny (I) w obiekcie B była wyraźnie niższa w porównaniu z pryzmą II (tab. 51 i 66). Warto zwrócić uwagę, że właśnie w tych dwóch cyklach, i wyłącznie w obrębie pryzmy I, uzyskiwano najlepsze dla tego obiektu wyniki higienizacji biomasy.

5.3. Odczyn biomasy (pH)

Właściwy skład pryzmy wywiera bardzo istotny wpływ na prawidłowy przebieg procesu kompostowania osadów ściekowych. Efektywność utylizacji osadów pościekowych zależy również w dużym stopniu od pH i wilgotności kompostowanej biomasy.

Najistotniejszą kwestią jest utrzymanie wartości pH w granicach zapewniających optymalne warunki dla rozwoju mikroflory odpowiedzialnej za przebieg procesów mineralizacji i higienizacji zachodzących w pryzmie. Rezultaty większości badań wskazują, że zmiany pH obserwowane w trakcie kompostowania nie prowadzą z reguły do przekraczania tych granic, natomiast ich kierunek może być różny.

Wartości pH zaobserwowane w pryzmach w trakcie badań własnych wahały się od 7,3 do 8,99 w obiekcie A (tab. 34 i 39) oraz od 6,55 do 8,53 w kompostowni B (tab. 44 i 59) i zasadniczo nie odbiegały od notowanych przez innych autorów.

W doświadczeniu Gantzer'a i in. (2001) pH biomasy po miesięcznym okresie kompostowania wzrosło z 7,8 do 8,2. Rezultaty Hassouneh i in. (1999) wskazują natomiast, że po początkowym, trwającym około 2 tygodni, okresie wzrostu pH, jego wartość zaczęła stopniowo spadać i w 30 dniu procesu osiągnęła poziom zbliżony do wyjściowego (w pryzmie z wymuszonym obiegiem powietrza) lub niższy (w pryzmie napowietrzanej mechanicznie). W obydwu pryzmach odczyn był jednak prawidłowy, a pH utrzymywało się w granicach 7,9 - 8,6. Podobne tendencje dotyczące zmian odczynu kompostowanego materiału zaobserwował Wong i in. (1998) – po 7 dniach pH wzrosło z 7,3 do 9, natomiast kolejne pomiary wykazywały coraz niższe wartości. Po upływie miesiąca pH wynosiło około 8, a po 100 dniach spadło do 6,9.

Satriana (1974) w drugim tygodniu kompostowania odnotował wzrost pH do 7,5-8,0. Zbliżone rezultaty badań otrzymał Bertoldi i in. (1982) - po 2 tygodniach procesu zaobserwował podwyższenie wartości pH do 8,5.

W badaniach własnych pomiary pH biomasy wykonywane po około 14 dniach trwania procesu w obiekcie A wykazywały najczęściej wartości wyższe od 8. W obiekcie B były one z reguły niższe, kilkakrotnie spadając nawet poniżej 7 (tab. 49 i 54).

W trakcie prowadzonych obserwacji nie wystąpiły określone tendencje zmian odczynu w poddanej kompostowaniu biomasy w trakcie trwania procesu. Liczba cykli, w których początkowe pH kompostowanych osadów było w obu pryzmach niższe od końcowego była taka sama, jak liczba cykli, w których układ ten był odwrotny. Uzyskane wyniki świadczą, że wahania pH były stosunkowo niewielkie i nie wywierały one negatywnego wpływu na przebieg procesu w obu technologiach.

5.4. Wilgotność biomasy

Ilość wody zawarta w biomase odgrywa w procesie kompostowania bardzo istotną rolę, ponieważ mikroorganizmy odpowiedzialne za przemiany związków organicznych pobierają substancje odżywcze w formie rozpuszczalnej.

Wilgotność biomasy w okresie badań w pryzmach kompostowych była zróżnicowana i wahała się od 63,7% do 77,35% (tab. 15 i 35) w obiekcie A oraz od 66,55% do 85,24% w obiekcie B (tab. 45 i 70). W kilku przypadkach mieszanina osadów i słomy była zbyt mocno uwodniona, co znajdowało odbicie w nieprawidłowym przebiegu procesu kompostowania.

Optymalna zawartość wody w kompostowanym materiale zależy od stosunku substancji mineralnych do organicznych w odpadach (Jäger 1981). Im wyższa jest zawartość substancji organicznych, tym większa może być dopuszczalna zawartość wody. Glathe i in. (1985) uważają za właściwy zakres wilgotności od 40 do 71% w materiale poddanym procesowi kompostowania. Khatib i in. (1989) za optymalną uważają wilgotność 60%, natomiast Rodale i in. (1971) zakres od 50 do 60%.

Badania Eberhardt'a i Pipes'a (1974) wskazują, że zawartość wilgoci powyżej 65% powoduje utrudnienia w rozprowadzaniu tlenu, i jak podaje Cooperband (2002), prowadzić to może do pojawienia się w pryzmie stref beztlenowych. Z kolei w biomase o wilgotności niższej niż 30% proces kompostowania ustaje ze względu na brak wody niezbędnej do transportu i rozpuszczania substancji stanowiących źródło pokarmu dla bakterii (Jäger 1981). Wg Schuckardt (1987) i Bertoldiego i in. (1983) przy wilgotności mniejszej niż 20% następują bardzo wyraźne zmiany ciśnienia osmotycznego i pryzma jest fizycznie stabilna, lecz niestabilna biologicznie.

Wyniki własnych doświadczeń wskazują, że wilgotność panująca w badanych pryzmach osiągała często wartości przewyższające górną granicę gwarantującą prawidłowy przebieg kompostowania. Szczególnie dużą zawartość wody stwierdzono w pryzmach usypywanych w obiekcie B (tab. 45). Zjawisko to obserwowano często i dotyczyło ono zwłaszcza tych fragmentów pryzmy, w których nie nastąpiło prawidłowe zmieszanie odwodnionych osadów ze słomą i trocinami.

Badania dynamiki zmian wilgotności kompostowanej biomasy wskazują zgodnie, że w trakcie procesu jej wartość ulega obniżeniu. Wilgotność początkowa biomasy wynosząca około 80%, spadać może po 30 dniach do około 60% (Gantzer i in. 2001, Hassouneh i in. 1999).

Wyniki badań własnych wskazują, że w większości cykli zawartość wody w pryzmach malała w miarę upływu czasu, ewentualnie pozostawała na zbliżonym poziomie. W nielicznych przypadkach wilgotność pryzm w końcowym etapie kompostowania była wyższa niż na początku. Zjawisko to dotyczyło przede wszystkim obiektu B, gdzie pryzmy nie były w żaden sposób chronione przed oddziaływaniem czynników środowiska zewnętrznego, co miało wyraźny wpływ na panującą w nich temperaturę oraz wilgotność.

Wydaje się, że efektem oddziaływania złych warunków pogodowych tłumaczyć można również wzrost wilgotności zaobserwowany w okresie zimowym 2003 roku w obiekcie A. Mimo tego, że pryzmy usypywano w zadaszonej, zamykanej hali, wyjątkowo niskie temperatury otoczenia powodowały zamarzanie zewnętrznej warstwy kompostowanej biomasy, uniemożliwiając jej parowanie. W okresach odwilży z kolei, dopływ dodatkowej ilości wody z topniejącej okrywy lodowej również nie pozwalał na obniżenie poziomu wilgotności w pryzmie (tab. 38).

5.5. Drobnoustroje wskaźnikowe

5.5.1. Pałeczki *Escherichia coli*

Podstawowym kryterium służącym ocenie skuteczności technologii w zakresie minimalizacji zagrożeń wynikających z obecności w osadzie mikroorganizmów patogennych jest tempo inaktywacji zasiedlających biomasę lub wprowadzonych do niej organizmów wskaźnikowych.

Rezultaty badań nad wpływem procesu kompostowania osadów na przeżywalność pałeczek *E. coli* pozwalają na wysoką ocenę tego sposobu higienizacji. Prawidłowo przebiegający proces kompostowania powinien przed upływem 1 miesiąca doprowadzić do redukcji populacji drobnoustrojów wskaźnikowych do poziomu uniemożliwiającego ich wykrycie (Satriana 1974, Feachem i in. 1983).

W niektórych przypadkach, przy optymalnych warunkach kompostowania, w ciągu 14 dni może dojść do spadku liczebności pałeczek *E. coli* aż o 7 log₁₀ (Feachem i in. 1983).

Badania własne potwierdzają wysoką skuteczność higienizacyjną procesu kompostowania osadów ściekowych. W pryzmach usypywanych w obiekcie A

wielokrotnie obserwowano bardzo gwałtowne tempo inaktywacji pałeczek coli, prowadzące do ich całkowitego wyginięcia nawet w ciągu 1 tygodnia.

Najszybciej proces ten zachodził w cyklu letnim 2002 roku, gdy w górnej i środkowej warstwie I pryzmy udało się wyizolować badane drobnoustroje tylko z nośników po upływie 24 godzin od rozpoczęcia procesu. W dolnej warstwie redukcja liczebności pałeczek coli przebiegała również bardzo szybko – w tempie $1,1 \log_{10}$ dziennie. W drugiej pryzmie czas konieczny do ich całkowitej eliminacji na wszystkich badanych poziomach był nieznacznie dłuższy, nie przekraczał jednak 8 dni (tab. 28).

Wysoki stopień higienizacji charakteryzował również w cykl jesienny tego samego roku. Po upływie pierwszego tygodnia procesu kompostowania obserwowano pełną inaktywację pałeczek coli w górnej i środkowej części pryzmy I, natomiast w warstwie dolnej koncentracja tych drobnoustrojów wynosiła tylko $6,5 \times 10^2 \text{ NPL} \cdot \text{g}^{-1}$ (tab. 32). W drugiej pryzmie, gdzie dzienny spadek ich liczebności wahał się od około $0,8 \log_{10}$ w części dolnej do $0,93 \log_{10}$ w środkowej, proces eliminacji pałeczek *E. coli* trwał 10 dni (tab. 33).

Wysoką efektywność kompostowania uzyskano również jesienią roku 2001. Wartości dziennego ubytku populacji w środkowych i dolnych warstwach obydwu pryzm były wówczas nieco niższe niż latem i wahały się od $0,18 \log$ w centrum II pryzmy do $0,39 \log$ w dolnej części tej samej pryzmy. Badane drobnoustroje ginęły znacznie szybciej w górnych warstwach biomasy – ich obecności nie wykrywano już po 9 dniach od rozpoczęcia procesu (tab. 13).

W obiekcie B zadowalające efekty w zakresie inaktywacji pałeczek *E. coli* uzyskano tylko w cyklach letnich 2001 i 2002 roku i dotyczyły one wyłącznie pryzm usypywanych z materiału zawierającego dodatkowe ilości trocin. Przeżywalność badanych drobnoustrojów nie przekraczała tam z reguły 1 miesiąca.

Najszybszy spadek ich liczebności, wynoszący około $5 \log_{10}$ w ciągu 25 dni, stwierdzono w roku 2002, w dolnej warstwie pryzmy I. Obliczona na podstawie równania prostej regresji teoretyczna przeżywalność badanych bakterii w wyższych warstwach była tylko o kilka dni dłuższa niż w części dolnej i nie przekraczała 28 dni (tab. 63).

Znacznie słabiej higienizowany był osad w pryzmie o mniejszej zawartości materiału poprawiającego strukturę biomasy. Liczebność pałeczek coli w trakcie ostatniego terminu poboru prób tj. po 25 dniach utrzymywała się na poziomie od $8,8 \times 10^4 \text{ NPL} \cdot \text{g}^{-1}$ w warstwie środkowej do $5,14 \times 10^5 \text{ NPL} \cdot \text{g}^{-1}$ w dolnej, a teoretyczny czas przeżycia przekraczał 6 tygodni (tab. 62).

Latem 2001 roku różnice dotyczące okresu przeżywalności pałeczek *E. coli* w badanych przyзмаch były jeszcze większe – najdłuższy czas eliminacji, stwierdzony w warstwie dolnej I przyzmy wyniósł 47 dni, natomiast w centrum przyzmy II – aż 180 dni (tab. 48).

Wysoką efektywność procesu kompostowania w zakresie higienizacji osadów potwierdziły również wyniki prac Watanabe i in. (1997). Analizując próbki osadu poddanego procesowi kompostowania zaobserwował w nich obecność bakterii z grupy *coli* na bardzo niskim poziomie od 10^0 do 10^1 MPN·g⁻¹. Z doświadczenia Shabana (1999) wynika, że przeżywalność pałeczek *E. coli* w trakcie kompostowania była wyraźnie zróżnicowana, w zależności od systemu napowietrzania przyzm oraz ilości i jakości dodawanych materiałów strukturalnych, a czas inaktywacji pałeczek *coli* wahał się od 9 do 62 dni.

W przypadku nieprawidłowo przeprowadzonego procesu kompostowania uzyskany efekt higienizacyjny jest niewystarczający. Potwierdzają to rezultaty prac Gantzer'a i in. (2001), którzy badali efekty różnych technik uzdatniania osadów. W osadach ściekowych kompostowanych z dodatkiem trocin (napowietrzanie przez wymuszony obieg powietrza) wystąpiła tylko nieznaczna redukcja liczebności pałeczek *coli* o 1,8-1,7 log₁₀. Przyczyną tego mogła być zbyt mała porowatość przyzmy, jej wtórna kontaminacja lub ponowne namnożenie pałeczek, które okazały się odporne na niekorzystne warunki panujące w kompostowanej przyzmy.

W badaniach własnych bardzo słabe efekty higienizacyjne uzyskiwano przede wszystkim w przyзмаch na terenie obiektu B. Najniższa wartość spadku liczby *E. coli*, zaobserwowana w dolnej warstwie II przyzmy jesienią 2002 roku, wyniosła około 1 log₁₀ w ciągu 30 dni. Teoretyczny czas przeżycia tych drobnoustrojów obliczony na podstawie równania prostej regresji przekraczałby tam okres 200 dni (tab. 68).

Niezadowolające były również efekty inaktywacji *E. coli* w II przyzmy w pozostałych cyklach doświadczalnych (z wyjątkiem lata 2002 roku). Ich przeżywalność bardzo często przekraczała okres 100 dni. Najwyższe tempo dziennej redukcji liczebności pałeczek *coli* stwierdzono wiosną 2001 roku w górnej warstwie przyzmy i wynosiło ono zaledwie 0,09 log₁₀ (tab. 43).

Spadek liczebności populacji pałeczek *coli* obserwowany w przyзмаch usypywanych z dodatkiem trocin nie różnił się znacznie od rezultatów pochodzących z przyzmy II. Szybszą eliminację pałeczek *E. coli* zaobserwowano wyłącznie w cyklach letnich.

W obiekcie A osady były higienizowane najsłabiej wiosną 2002 roku, również na dolnym poziomie II przyzmy. W ciągu 30 dni liczebność pałeczek *E. coli* spadła o 3,4 $\log_{10}$, a ich przeżywalność wyniosła 80 dni (tab. 23). Najniższą efektywność kompostowania w przyzmy I zaobserwowano zimą 2003 roku – do całkowitej eliminacji pałeczek coli we wszystkich warstwach konieczny był czas około 10 tygodni (tab. 38).

5.5.2. Pałeczki *Salmonella senftenberg* W775

Ze względu na zagrożenie środowiskowe inaktywacja pałeczek *Salmonella*, stanowi jeden z podstawowych mierników skuteczności utylizacji osadów ściekowych. Ich obecność lub brak występowania w produkcie końcowym jest podstawowym kryterium decydującym o możliwości wykorzystania go do celów rolniczych.

Badania zmierzające do oszacowania skuteczności higienizacyjnej różnych metod uzdatniania osadów w oparciu o tempo inaktywacji pałeczek *Salmonella* potwierdzają z reguły możliwość wykorzystania do tego celu procesu kompostowania (Tiquia i in. 1998). W doświadczeniu Jepsena i in. (1997) liczebność pałeczek *Salmonella* w 100 g surowego osadu wynosiła 3600 komórek, natomiast w efekcie kompostowania uległa redukcji do 2 komórek.

W innych badaniach poddanie osadów ściekowych procesowi kompostowania doprowadziło do obniżenia koncentracji zasiedlających je pałeczek *Salmonella* do poziomu 10^0 MPN w 4 g lub całkowitej ich eliminacji (Watanabe i in. 1997, Gantzer i in. 2001).

Rezultaty badań własnych potwierdzają skuteczność procesu kompostowania w procesie eliminacji *Salmonella senftenberg* W775. Szczególnie wyniki uzyskane w obiekcie A świadczą o bardzo szybkim czasie tempie eliminacji z osadów pałeczek z rodzaju *Salmonella*.

Latem 2002 roku w centralnej części przyzmy z dodatkiem trocin nie stwierdzono obecności tych mikroorganizmów już po 24 godzinach trwania procesu. W warstwie górnej ich eliminacja następowała po 3 dniach, natomiast w dolnej, gdzie dzienny spadek liczebności wynosił 0,9 $\log_{10}$, ginęły one po 7 dniach. W drugiej przyzmy czas konieczny do całkowitej inaktywacji pałeczek *Salmonella* nie przekraczał tygodnia (tab. 28).

Bardzo szybki spadek liczebności pałeczek *Salmonella* obserwowano również jesienią 2001 roku, gdy we wszystkich warstwach obydwu przyzm badane drobnoustroje ginęły w ciągu 9 dni (tab. 13).

W obiekcie B najwyższa skuteczność higienizacyjna charakteryzowała cykl letni 2002 roku. W górnej warstwie pryzmy I pałeczki *Salmonella senftenberg* W775 udało się wyizolować tylko w pierwszym terminie doświadczalnym (5 dni od rozpoczęcia kompostowania). Na pozostałych poziomach pryzmy tempo eliminacji było niższe – po 25 dniach kompostowania ich liczebność w części centralnej i dolnej wynosiła odpowiednio $2,39 \times 10^4$ NPL·g⁻¹ i $4,77 \times 10^5$ NPL·g⁻¹, a teoretyczna przeżywalność około 47 i 61 dni (tab. 62 i 63). Także w tych cyklach doświadczalnych uzyskano najbardziej korzystne wyniki w zakresie inaktywacji pałeczek *Salmonella* w pryzmie II. W warstwie środkowej ginęły one jednak dopiero po 46 dniach, natomiast w części dolnej po 94 (tab. 63).

Wysuwana przez wielu autorów (Feachem i in. 1983, Shaban 1999) teza o wyższej wrażliwości wielu serotypów pałeczek *Salmonella* w porównaniu z pałeczkami *E. coli* i paciorkowcami grupy D na zachodzące w czasie kompostowania procesy, nie znalazła potwierdzenia w wynikach badań własnych. Tylko w nielicznych cyklach przeżywalność pałeczek *Salmonella* była rzeczywiście znacznie krótsza niż pozostałych drobnoustrojów (tab. 3, 8 i 13).

Jesienią 2001 roku w pryzmach na terenie obiektu A, już po 9 dniach trwania procesu kompostowania stwierdzono całkowitą eliminację pałeczek *Salmonella* we wszystkich warstwach obu pryzm. Równie szybko uległa wówczas inaktywacji *E. coli*, jednak fakt ten stwierdzono tylko w górnych warstwach kompostowanej biomasy. W środkowej i dolnej części pryzmy pałeczki *coli* przeżywały dłużej – od 19 do 28 dni, natomiast całkowita eliminacja enterokoków trwała w tym cyklu od 5 do 6 tygodni (tab.13).

Z kolei zimą tego samego roku nagły spadek liczebności pałeczek *Salmonella* nastąpił tylko w pryzmie z dodatkową ilością trocin. W II pryzmie czas ich eliminacji był dłuższy lub zbliżony do pałeczek *coli*, a znacząco dłuższą przeżywalność streptokoków zaobserwowano tylko w warstwie dolnej. Pałeczki *Salmonella* ginęły w tej części pryzmy po 48 dniach, a paciorkowce kałowe po 69 dniach (tab. 18).

W obiekcie B znaczące różnice w przeżywalności badanych drobnoustrojów stwierdzano wyjątkowo rzadko i dotyczyły one pojedynczych przypadków. Podkreślić jednak należy, że pałeczki *Salmonella* ginęły szybciej niż *E. coli* i paciorkowce wyłącznie w pryzmach o składzie wzbogaconym w trociny (warstwa górna i centralna) oraz, że zjawisko to obserwowano zawsze w letnich cyklach doświadczalnych.

Pomimo, iż tempo obumierania mikroorganizmów w kompostowanym materiale zależy przede wszystkim od temperatury biomasy i czasu jej oddziaływania, jednak coraz większą rolę przypisuje się również aktywności drobnoustrojów natywnych, zasiedlających pryzmę. Bakterie wprowadzane bezpośrednio do kompostowanego osadu giną szybciej, niż umieszczone w biomacie wewnątrz szklanych nośników, na które oddziałuje tylko podwyższona temperatura (Feachem i in. 1983). Szczególnie znaczenie flory natywnej polega na możliwości hamowania procesu ponownego namnażania się *Salmonella* w biomacie, która została już wcześniej poddana częściowej higienizacji. Efektywność tego oddziaływania maleje jednak wraz z przedłużającym się okresem przechowywania kompostu (Sidhu i in. 2001).

Możliwość namnażania się w pałeczek *Salmonella* zależy między innymi od liczby mikroorganizmów autochtonicznych zasiedlających kompostowaną biomasę, temperatury, wilgotności i ilości substancji odżywczych (Hussong i in. 1985, Soares i in. 1995).

W badaniach własnych pałeczki *Salmonella* eliminowane były najwolniej wiosną 2001 roku w obiekcie B. W dolnej części II pryzmy tempo redukcji tych mikroorganizmów w ciągu całego okresu kompostowania (35 dni) wyniosło wówczas tylko $0,8 \log_{10}$ (tab. 43). Tak słaby efekt higienizacyjny procesu kompostowania, przy założeniu stałych warunków panujących wewnątrz pryzmy i wydłużonego czasu składowania skażonej biomasy, może sugerować możliwość namnożenia się w niej pałeczek *Salmonella*.

Bardzo niska efektywność higienizacyjna charakteryzowała również większość cykli doświadczalnych w obiekcie B. Dotyczyło to szczególnie pryzm o małej zawartości materiału polepszającego strukturę biomasy, w których nawet w okresach letnich teoretyczna przeżywalność pałeczek *Salmonella* dochodziła, a często przekraczała 100 dni (tab. 48).

Dodatek trocin wpływał na przyspieszenie eliminacji badanych drobnoustrojów tylko w tych cyklach doświadczalnych, które przeprowadzane były przy wysokiej temperaturze otoczenia. W pozostałych przypadkach tempo redukcji liczebności bakterii było bardzo niskie – wiosną 2001 roku w dolnej części pryzmy wynosiło niespełna $0,03 \log \cdot \text{dzień}^{-1}$ (tab. 43).

W obiekcie A najdłuższą przeżywalność pałeczek *Salmonella* zaobserwowano zimą 2003 roku. Ich liczebność po 33 dniach procesu kompostowania wahała się od $1,25 \times 10^5 \text{ NPL} \cdot \text{g}^{-1}$ do $3,19 \times 10^6 \text{ NPL} \cdot \text{g}^{-1}$ w pryzmie I i od $1,01 \times 10^3 \text{ NPL} \cdot \text{g}^{-1}$ do $1,54 \times 10^6$

$\text{NPL} \cdot \text{g}^{-1}$ w II (tab. 37). Najszybciej ginęły one w centrum II pryzmy - po 39 dniach, a najdłużej żyły w jej dolnej części - 94 dni (tab. 38).

Wyjątkowo długi czas inaktywacji pałeczek *Salmonella* stwierdzono wiosną 2002 roku w dolnych warstwach obu pryzm. Podczas gdy miesięczny okres kompostowania skutkował całkowitą eliminacją tych mikroorganizmów w częściach górnych i środkowych, na najniższych poziomach I i II pryzmy przeżywały one 121 i 108 dni. Dzienna redukcja liczebności pałeczek *Salmonella* wyniosła tam odpowiednio $0,07 \log_{10}$ i $0,08 \log_{10}$ (tab. 23).

5.5.3. Paciorkowce grupy D

Paciorkowce grupy D stanowią grupę mikroorganizmów charakteryzującą się wyjątkowo wysoką odpornością na niekorzystne warunki zewnętrzne, w tym również wysoką temperaturę (Obiger 1978).

W czasie procesu kompostowania, gdy liczebność paciorkowców kałowych ulega redukcji tylko o 63%, drobnoustroje z rodzaju *Salmonella* i *Escherichia* eliminowane były już po 9 dniach (Shaban 1999).

Również w eksperymencie Gantzer'a i in. (2001) 30-dniowe kompostowanie osadów pościekowych spowodowało redukcję liczebności enterokoków o zaledwie $1,0 - 1,1 \log_{10}$. Świadczy to o dużych możliwościach przetrwania paciorkowców w niesprzyjających warunkach środowiskowych.

Obserwacje przeprowadzone przez Watanabe i in. (1997) wskazują również na znacznie szybszą, niż w przypadku paciorkowców, inaktywację pałeczek coli i *Salmonella*.

Podobne tendencje obserwowano regularnie w badaniach własnych. Najbardziej wyraźne różnice pomiędzy czasem inaktywacji pałeczek *Salmonella*, pałeczek *Escherichia* i paciorkowców miały miejsce w pryzmach usypanych jesienią 2001 roku w obiekcie A. Podczas gdy eliminacja pałeczek *Salmonella* trwała niekiedy zaledwie kilka dni, enterokoki były w stanie przetrwać w tych samych warunkach nawet ponad miesiąc, a codzienne tempo ich redukcji wahało się od $0,14 \log_{10}$ w centrum I pryzmy do $0,17 \log_{10}$ w jej dolnej warstwie (tab. 13).

Paciorkowce ginęły również znacznie szybciej, niż pozostałe bakterie zimą 2003 roku w pryzmie z dodatkiem trocin. Obliczona na podstawie równania prostej regresji teoretyczna przeżywalność tych bakterii przekraczała we wszystkich warstwach 100

dni. Były to jednocześnie najniższe wartości dotyczące tempa ich inaktywacji w tej przyźmie zaobserwowane w trakcie trwania badań. W przyźmie II redukcja enterokoków przebiegała najwolniej wiosną 2002 roku – w dolnej warstwie przetrwały ponad 3 miesiące (tab. 23).

Niewielkie różnice w zachowaniu badanych drobnoustrojów odnotowano z kolei w przypadku obu jesiennych cykli doświadczalnych w obiekcie B. Liczebność paciorkowców w trakcie końcowych analiz wahała się od $3,15 \times 10^5$ do $3,25 \times 10^7$ NPL·g⁻¹ w roku 2001 oraz od $2,43 \times 10^4$ do $3,28 \times 10^6$ NPL·g⁻¹ w roku 2002 i była zbliżona do liczebności pałeczek *E. coli* i pałeczek *Salmonella senftenberg* W775 (tab. 52 i 67). Należy zwrócić uwagę na niskie temperatury panujące wówczas wewnątrz przyźm, które bezsprzecznie wpłynęły na bardzo wolne tempo eliminacji wprowadzonych do biomasy bakterii.

Jakkolwiek duża wytrzymałość paciorkowców kałowych na niekorzystne warunki może często uniemożliwić całkowitą likwidację tych drobnoustrojów w poddanych kompostowaniu osadach ściekowych, to cecha ta predysponuje je doskonale do wykorzystania w roli organizmów o charakterze wskaźnikowym. Tego rodzaju sugestie pojawiają się w pracach dotyczących oceny efektywności różnych metod utylizacji osadów. Warto jednak podkreślić, że przy prawidłowo prowadzonym procesie kompostowania możliwa jest, niekiedy nawet bardzo szybka, inaktywacja enterokoków. Jepsen i in. (1997) stwierdzili w trakcie intensywnego kompostowania redukcję ich populacji z 10^6 jtk·g⁻¹ do 10^2 jtk·g⁻¹.

W badaniach własnych kilkakrotnie odnotowano podobne zjawisko, zachodziło ono jednak wyłącznie w przyźmach na terenie obiektu A. Podkreślić należy, że szczególnie szybko proces gwałtownej inaktywacji enterokoków następował w okresach, gdy wysokiej temperaturze generowanej wewnątrz przyźmy towarzyszyły wysokie temperatury otoczenia. Latem 2002 roku paciorkowce ginęły już w przeciągu 2-7 dni, a dzienny spadek ich liczebności był wysoki i przekraczał 1 log₁₀ (tab. 28).

Dość szybko ulegały one eliminacji w badanych przyźmach także jesienią tego samego roku. W okresie tym wystąpiły duże różnice między czasem przeżywalności bakterii izolowanych z wyższych poziomów przyźm i ich dolnej części. W górnej i środkowej warstwie przyźmy I enterokoki ginęły w ciągu 8 dni, w części położonej najniżej – w ciągu 26. W przyźmie II wartości te wynosiły odpowiednio 18 i 37 dni (tab. 33).

W obiekcie B inaktywacja enterokoków nigdy nie zachodziła tak dynamicznie, a ich najszybszą eliminację obserwowano również w okresach letnich, zarówno 2001, jak

i 2002 roku. Dotyczyło to jednak tylko przyzmy z dodatkową ilością trocin - szczególnie zaś jej górnych warstw, gdzie bakterie przeżywały około 1 miesiąca. Najwolniejszą redukcję enterokoków, zarówno w I, jak i II przyzmy, zaobserwowano wiosną 2002 roku. Dzienny spadek ich liczebności był tam wyjątkowo niski – w górnej i dolnej warstwie drugiej przyzmy osiągał on wartość zaledwie 0,009 $\log_{10}$ (tab. 58).

6. Wnioski

Na podstawie mikrobiologicznych badań kompostowanych osadów pościekowych przy użyciu różnych technologii sformułowano następujące wnioski:

1. Przyjęty w badaniach układ doświadczalny pozwala na śledzenie dynamiki inaktywacji mikroorganizmów w trakcie kompostowania osadów pościekowych przeznaczonych do wykorzystania rolniczego.
2. Badania dowiodły, że przeżywalność drobnoustrojów allochtonicznych w kompostowanych osadach jest zróżnicowana i zależy od gatunku drobnoustrojów, ich umiejscowienia w pryzmie, warunków termicznych panujących w pryzmach oraz warunków klimatycznych.
3. Największą odporność na warunki termiczne panujące w trakcie procesu kompostowania wykazywały paciorkowce kałowe, mniejszą pałeczki coli i pałeczki *Salmonella senftenberg* W775.
4. Przeżywalność badanych drobnoustrojów była najkrótsza w okresie wiosennym i letnim w pryzmach napowietrzanych poprzez ich mechaniczne przerzucanie.
5. Brak fazy termofilnej, charakterystyczny dla pryzm słabo napowietrzonych systemem perforowanych rur, osłabiał właściwości higienizacyjne procesu.
6. Skład pryzm napowietrzanych przez mechaniczne przerzucanie nie wywierał znacznego wpływu na tempo eliminacji drobnoustrojów w okresach wysokich temperatur zewnętrznych. W pryzmach słabo napowietrzonych przeżywalność bakterii w cyklach letnich była wyraźnie wyższa w pryzmie wzbogaconej w trociny.

7. Przeprowadzone badania potwierdziły przydatność użytych metod mikrobiologicznych opartych o zastosowanie nośników do walidacji mikrobiologicznej procesów kompostowania osadów pościekowych.
8. Zastosowane kryteria pośredniej oceny skuteczności procesu kompostowania pozwalają na wyliczenie tempa eliminacji wybranych bakterii wskaźnikowych i przedstawienie wyników w formie modelu matematycznego. Na tej podstawie możliwa stała się obiektywna ocena zastosowanej technologii, pozwalająca na prognozowanie jakości higienicznej utylizowanego produktu w przypadku skażenia ekstremalnego.
9. Uzyskane wyniki upoważniają do przedłożenia propozycji zmian obowiązujących przepisów w zakresie oceny higienicznej kompostowanych osadów pościekowych i wdrożenia do praktyki. Ograniczą one transmisję patogenów do gleby i wód gruntowych w efekcie stosowania osadów do celów rolniczych, przyczyniając się do minimalizacji zagrożeń środowiskowych.

7. Spis literatury

1. Ait Melloul A., Hassani L., Rafouk L., 2001: Salmonella contamination of vegetables irrigated with untreated wastewater. *World J. Microbiol. Biotechnol.*, 17, 207-209.
2. Allievi, L., Colombi, A., Calcaterra, E.; Ferrari, A., 1994: Inactivation of fecal bacteria in sewage sludge by alkaline treatment. *Bioresour. Technol.*, 49 (1), 25-30.
3. Al-Bachir M., Al-Adawi M. A., Shamma M., 2003: Synergetic effect of gamma irradiation and moisture content on decontamination of sewage sludge. *Bioresour. Technol.*, 90 (2), 139-43.
4. Amir S., Jouraiphyb A., Hafidi M., El Gharousb M., Merlina G., Revel J. C., 2002: Treatment of Moroccan sewage sludge by composting. Amir-Paper. [<http://www.enpc.fr/cereve/HomePages/thevenot/www-jes-2002/Amir-Paper-2002.pdf>]
5. Bailey K. L., Lazarovits G., 2003: Suppressing soil-borne diseases with residue management and organic amendments. *Soil Tillage Res.*, 72, 169-180.
6. Baldoni G., Cortellini L., Dal Re L., 1996: The Influence of Compost and Sewage Sludge on Agricultural Crops. In: de Bertoldi M., Sequi P., Lemmes B., Papi T.(Eds.), *The Science of Composting*. Elsevier, London, 431-438.
7. Barabasz W., 2001: Mikrobiologiczne i ekotoksykologiczne zagrożenia wód powierzchniowych. *Słupskie Prace Przyrodnicze*. 1, 7-20.
8. Barabasz W., Jaśłowska M., Kultys H., Flak K., 2001: Składowiska odpadów a bioróżnorodność mikroorganizmów w powietrzu atmosferycznym aglomeracji krakowskiej. *Przemiany środowiska naturalnego a ekorozwój*. Wyd. Geosfera TBPS, Kraków, 155-170.
9. Beffa, T., Staib, F., Fischer, J. Lott, Lyon, P. F., Gumowski, P., Marfenina, O. E., Dunoyer-Geindre, S., Georgen, F., Roch-Susuki, R., Gallaz, L., Latge, J.-P., 1998: Mycological control and surveillance of biological waste and compost. *Med. Mycol.*, 36 (Supplement 1), 137-145.
10. Bergkvist P., Jarvis N., Berggren D., Calgren K., 2003: Long-term effects of sewage sludge applications on soil properties, cadmium availability and distribution in arable soil. *Agric., Ecosyst. Environ.*, 97 (1-3), 167-180.
11. Bergstein-Ben Dan T., Wynne D., Manor Y., 1997: Survival of enteric bacteria and viruses in Lake Kinneret, Israel. *Wat. Res.*, 31(11), 2755-2760.

12. de Bertoldi M., Vallini G., Pera A., Zucconi F., 1982: Comparison of three windrow compost systems. *BioCycle* March/April, 45-50.
13. de Bertoldi M., Vallini G., Pera A., 1983: The biology of composting: a review. *Waste Manage. and Res.*, 1, 157-176.
14. de Bertoldi M., Vallini G., Pera A., Zucconi F., 1984: Technological aspects of composting including modelling and microbiology. In: Gasser J. K. R. (Ed.) *Composting of agricultural and other wastes*. Elsevier, London, 27-41.
15. Beuchat L. R., 2002: Ecological factors influencing survival and growth of human pathogens on raw fruits and vegetables. *Microb. Infect.*, 4, 413-423.
16. Bidlingmaier, W. Bickel F., 1981: Untersuchung belüfteter und unbelüfteter Mieten, System Bühler in in Uzwil (Schweiz). Institut für Siedlungswasserbau, Wassergüte und Abfallwirtschaft der Universität Stuttgart, Abteilung Abfalltechnik.
17. Bidlingmaier W., 1983: Das Wesen der Kompostierung von Siedlungsabfällen. *Müll-Handbuch*, Kennziffer 5305, Lieferung 6/83, Erich Schmidt Verlag, Berlin.
18. Bollen G. J., 1985: The fate of plant pathogens during composting of crop residues. In: Gasser, J.K.R. (Ed.). *Composting of Agricultural and Other Wastes*. Elsevier Applied Science Publishers, New York, 282-290.
19. Boost M.V., Poon C.S., 1998: The effect of a modified method of lime-stabilisation sewage treatment on enteric pathogens. *Environ. Int.*, 24(7), 783-788.
20. Borelly S. I., Cruz A. C., del Mastro N. L., Sampa M. H. O., Somessari E. S., 1998: Radiation processing of sewage sludge. A review. *Prog. Nuclear Energy*, 33 (1/2), 3-21.
21. Brackett R. E., 1999: Incidence, contributing factors, and control of bacterial pathogens in produce. *Postharvest Biol. Technol.*, 15(3), 305 – 311.
22. Bresters A. R., Coulomb I., Deak B., Matter B., Saabye A., Spinoso L., Utvik A. Ø., 1997: *Sludge Treatment and Disposal. Management Approaches and Experiences*. Environmental Issues Series, 7, 1-53.
23. Von Brodotti S. H., Manhel H., 1980: Inaktivierung von Viren und Bakterien in Klärschlamm durch Gammastrahlen. *Zentralbl Bakteriol*, 170 (1-2), 71-81.
24. Brown G., Goulder R., Paget T., 2000: *Survey of Pathogens in Composted Materials*. Final Report.
[<http://www.enventure.co.uk/docs/Survey%20of%20Pathogens%20in%20Composted%20Materials.pdf>]

25. Burtscher C., Fall P. A., Christ O., Wilderer P. A., Wuertz S., 1998: Detection and survival of pathogenic during two-stage thermophilic/mesophilic anaerobic treatment of suspended organic waste. *Wat. Sci. Tech.*, 38(12), 123-126.
26. Carrington E. G., 2001: Evaluation of sludge treatments for pathogen reduction - final report. European Commission-Directorate-General-Environment
[http://www.environmental-center.com/articles/article1033/sludge_eval.pdf]
27. Chaney R. L., Ryan J. A., O'Connor G. A., 1996: Organic contaminants in municipal biosolids: risk assessment, quantitative pathways analysis, and current research priorities. *Sci. Total Environ.*, 185 (1-3), 187-216
28. Chmarzyński A., Kosobucki P., Górski Ł., Nowacki K., Pawluk H., Buszewski B., 2002: Sposoby zagospodarowania osadów ściekowych z MOŚ Sp. z o. o. w Toruniu. *Procesy proekologiczne w gospodarce odpadami komunalnymi w służbie ochrony środowiska*. 53-60.
29. Christensen, K. K., Carlsbaek, M., Kron, E., 2002: Strategies for evaluating the sanitary quality of composting. *J. Appl. Microbiol.* 92(6), 1143-1158.
30. Cilimburg A., Monz C., Kehoe S., 2000: Wildland Recreation and Human Waste: A Review of Problems, Practices, and Concerns. *Environ. Manag.*, 25(6), 587-598.
31. Cogger C. G., Sullivan D. M., Henry C. L., Dorsey K. P., 2000: Biosolids Management Guidelines for Washington State.
[<http://www.ecy.wa.gov/pubs/9380.pdf>]
32. Collieran E., 2000: Hygienic and sanitation requirements in biogas plants treating animal manures or mixtures of manures and other organic wastes. In: *Anaerobic Digestion: Making energy and solving modern waste problems*. Ed. H. Ørtenblad. AD-NETT, Herning Municipal Authorities, Denmark, 77-86.
33. Cools D., Merckx R., Vlassak K., Verhaegen J., 2001: Survival of *E. coli* and *Enterococcus* spp. derived from pig slurry in soils of different texture. *Appl. Soil Ecol.*, 17, 53-62.
34. Cooperband L., 2002: *The Art and Science of Composting*. Center for Integrated Agricultural Systems.
35. Cotxarrera L., Trillas-Gay M. I., Steinberg C., Alabouvette C., 2002: Use of sewage sludge compost and *Trichoderma asperellum* isolates to suppress *Fusarium* wilt of tomato. *Soil Biol. Biochem.*, 34 (4), 467-476.
36. Deportes I., Benoit-Guyod J. L., Zmirou D., 1995: Hazard to man and the environment posed by the use of urban waste compost: a review. *Sci. Total Environ.*, 172 (2-3), 197-222.

37. Dickerson G. W., 1999: Description and Use of Municipal Solid Waste Composts in New Mexico. College of Agriculture and Home Economics, New Mexico State University.
38. Dirkzwager A.H., Duvoort van Engers L.E., van den Berg J.J., 1997: Production, treatment and disposal of sewage sludge in The Netherlands. *European Water Pollution Control*, 7 (2), 29-41.
39. Duffy S., Schaffner D.W., 2002: Monte Carlo simulation of the risk of contamination of apples with *Escherichia coli* O157:H7. *Int. J. Food Microbiol.*, 78 (3), 245-55.
40. Dumontet S., Scopa A., Kerje S., Krovacek K., 2001: The Importance of Pathogenic Organisms in Sewage and Sewage Sludge. *J. Air Waste Manage. Assoc.* 51:848-860
41. Eberhardt D.T., Pipes W.O., 1974: Illinois Composting applications. In: Large scale composting. Satriana M.J. (Ed), Naves Data Corporation, London, 229-235.
42. El-Abagy M. M, Kamel M. M., Shaban A. M., 1994: The effect of sludge treatment systems on removal of bacterial indicators and *Salmonellae*. *Journal of Union of Arab Biologists Vol. (1B)* 101-112.
43. Farkasdi G., 1961b: Untersuchungen über die bei der Kompostierung auftretenden Temperaturen sowie den Gehalt der Stapelluft an Kohlendioxid und Sauerstoff. *Arbeitsgemeinschaft für kommunale Abfallwirtschaft (AkA), DLG-Verlag, Frankfurt/Main*, 43-71.
44. Fayza A. N., 1997: Treatment and reuse of sewage sludge. *The Environmentalist* 17, 109-113.
45. Feachem R., Bradley D., Garelick H., Mara D., 1983: Sanitation and Disease: Health Aspects of Excreta and Wastewater Management. John Wiley & Sons, Chichester.
46. Ferguson C. M., Coote B. G., Ashbolt N. J., Stevenson I. M., 1996: Relationships between indicators, pathogens and water quality in an estuarine system. *Wat. Res.*, 30 (9), 2045-2054.
47. Fransen N. G., van den Elzen A. M. G., Urlings B. A. P., Bijker P. G., 1996: Pathogenic micro-organisms in slaughterhouse sludge--a survey *Int. J. Food Microbiol.*, 33 (2-3), 245-256.
48. Gagnon G., 1995: Reclamation of Sewage Sludge for Agricultural Use in Jonquière *Focus* 20(3).
49. Gantzer C., Gaspard P., Galvez L., Huyard A., Dumouthier N., Schwartzbrod J., 2001: Monitoring of bacterial and parasitological contamination during various treatment of sludge *Wat. Res.*, 35 (16), 3763-3770.
50. Gaspard P., Wiart J., Schwartzbrod J., 1995: Urban sludge reuse in agriculture: waste treatment and parasitological risk. *Bioresour. Technol.*, 52, 37-40.

51. Gaspard P., Wiart J., Schwartzbrod J., 1997: Parasitological contamination of urban sludge used for agricultural purposes. *Wast. Manage. Res.*, 15(4), 429-436.
52. Gebhart E., Wagner D., 1991: Ein neuer Zuschlagstoff für die Kompostierung. *WLB-Wasser, Luft und Boden*, 3, 69-71.
53. Gibbs R. A., Hu C. J., Ho G. E., Phillips P. A., Unkovich I., 1995: Pathogen die-off in stored wastewater sludge. *Wat. Sci. Tech.*, 31 (5-6), 91-95.
54. Glathe H., 1961: Über die Mikrobiologie des Kompostierungsvorgangs. Arbeitsgemeinschaft DLG Verlag Frankfurt/Main, 123-143.
55. Glathe, H., Küster E., Niese G., Klopotek A., 1985: Biologie der Rotteprozesse bei der Kompostierung von Siedlungsabfällen. In: *Müll-Handbuch*, Kennziffer 5200-5290, Lieferung 2/85, Erich Schmidt Verlag, Berlin.
56. Golueke C. G., 1984: Biological reactions in solid waste recovery systems. *Compost Sci.*, 2-6.
57. Granatstein D., 1997: Suppressing Plant Diseases with Compost. *The Compost Connection for Washington Agriculture* No. 5, 1-6.
58. Grant S. B., Pendroy C. P., Mayer C. L., Bellin J. K., Palmer C. J., 1996: Prevalence of Enterohemorrhagic *Escherichia coli* in Raw and Treated Municipal Sewage. *Appl. Environ. Microbiol.*, 62(9), 3466-3469.
59. Guardabassi L., Dalsgaard A., Sobsey M., 2003: Occurrence and survival of viruses in composted human faeces. *Sustainable Urban Renewal and Wastewater Treatment* No. 32.
60. Hamer G., 2003: Solid waste treatment and disposal: effect on public health and environmental safety. *Biotechnol. Adv.* 22, 71-79.
61. Harasimowicz-Hermann G., Hermann J., 1999: Ocena wytworzonego z osadów ściekowych kompostu „Biotop” w nawożeniu ziemniaka. *Zesz. Nauk. ATR Bydgoszcz, Rolnictwo*, 44, 115-121.
62. Hassen A., Belguith K., Jedidi N., Cherif A., Cherif M., Boudabous A., 2001: Microbial characterization during composting of municipal solid waste. *Bioresour. Technol.*, 80, 217-225.
63. Hassouneh O. Jamtah A., Qaisi K., 1999: Sludge stabilization by composting a Jordanian case study. *Bioprocess Eng.*, 20, 413-421.
64. Herbst B., 2000: Sewage sludge treatment with lime. *Schriftenr. Ver. Wasser Boden Lufthyg.* 105, 337-40.

65. Hermann J., 2003: Kompost wytworzony z udziałem komunalnych osadów ściekowych – nawóz organiczny czy odpad? Międzynarodowa Konferencja Naukowo-Techniczna „Ekologia Praktyczna” Ustka, 7-10.
66. Himathongkham S., Bahari S., Riemann H., Cliver D., 1999: Survival of *Escherichia coli* O157:H7 and *Salmonella typhimurium* in cow manure and cow manure slurry. *FEMS Microbiol. Lett.*, 178, 251-257.
67. Hoitink H. A. J., Stone A. G., Grebus M. E., 1996: Suppression of Plant Diseases by Compost In: de Bertoldi M, Sequi P, Lemmes B and Papi T (eds.), *The science of composting*. Blackie Academic & Professional, London, 373-381.
68. Holmes J.R., 1981: *Refuse Recycling and Recovery*. John Wiley & Sons, Chichester, New York, Brisbane, Toronto.
69. Holmqvist A., Stenström T. A., 2001: Survival of *Ascaris suum* ova, indicator bacteria and *Salmonella typhimurium* phage 28B in mesophilic composting of household waste. *Internet Dialogue on Ecological Sanitation*.
70. Hoszowski A., Wasyl D., 2001: *Salmonella* spp. found in wastes, sewage sludge, compost and their antimicrobial resistance. *Bull. Vet. Inst. Pulawy*, 45, 163-170.
71. Hu C. J., Gibbs R. A., Mort N. R., Hofstede H. T., Ho G. E., Unkovich I., 1996: *Giardia* and its implications for sludge disposal. *Water Sci. Tech.*, 34 (7-8), 179-186.
72. Hussong D., Burger W. D., Enkiri N. K., 1985: Occurrence, growth, and suppression of *Salmonellae* in composted sewage sludge. *Apl. Environ. Microbiol.*, 50, 887-893.
73. Imhoff K., Imhoff K. R., 1996: *Kanalizacja miast i oczyszczanie ścieków*. Projprzem-EKO, Bydgoszcz.
74. Jäger B., 1981: Grundlagen und Entwicklungstendenzen bei der Kompostierung von Müll und Klärschlamm. *Berichte aus Wassergütewirtschaft und Gesundheitsingenieurwesen*, Technische Universität München, Nr 37, 99-113.
75. Jamieson R. C., Gordon R. J., Sharples K. E., Stratton G. W., Madani A., 2002: Movement and persistence of fecal bacteria in agricultural soils and subsurface drainage water: A review. *Canadian Biosystems Engineering*, 44, 1.1-1.9.
76. Jawetz E., Melnick J.L., Adelberg E.A., 1991: *Przegląd mikrobiologii lekarskiej*. PZWL, Warszawa.
77. Jepsen S. E., Krause M., Grüttner H., 1997: Reduction of Fecal *Streptococcus* and *Salmonella* by selected treatment methods for sludge and organic waste. *Wat. Sci. Tech.*, 36(11), 203-210.

78. Khatib R., Usmani N.F., Malik F.R., Husain S.S., 1990: Chemical composition of putrescible vegetable matter in municipal waste from Karachi – a case study. *Biological Wastes*, 33, 89-94.
79. Klimiuk E., Łebkowska M., 2003: *Biotechnologia w ochronie środowiska*. PWN Warszawa.
80. Kluczek J. P., 1999: *Wybrane zagadnienia z ochrony środowiska*. Wydawnictwa Uczelniane ATR Bydgoszcz.
81. Kobus J., Kurek E., Siuta J., 1983: Biological activity of loose sandy soil recultivated with Various forms of municipal and industrial wastes. *Pol. J. Soil Sci.*, 16(1), 47-56.
82. Koivunen J., Siitonen A., Heinonen-Tanski H., 2003: Elimination of enteric bacteria in biological–chemical wastewater treatment and tertiary filtration units *Water Res.*, 37(3), 690-698.
83. Kosobucki P., Chmarzyński A., Buszewski B., 2000: Sewage Sludge Composting. *Pol. J. Environ. Studies*, 9(4), 243-248.
84. Kudva I. T., Blanch K., Hovde C. J., 1998: Analysis of *Escherichia coli* O157:H7 Survival in Ovine or Bovine Manure and Manure Slurry. *Appl. Environ. Microbiol.*, 64(9), 3166-3174.
85. Kumar R., Gupta M. K., Kanwar S. S., 1999: Fate of bacterial pathogens in cattle dung slurry subjected to anaerobic digestion. *World J. Microbiol. Biotechnol.*, 15, 335-338.
86. Kutera J., 1978: *Wykorzystanie ścieków w rolnictwie*. PWRiL, Warszawa.
87. Lopez-Real J., Foster M., 1985: Plant pathogen survival during the composting of agricultural organic wastes. In: Gasser, J.K.R. (Ed.) . *Composting of Agricultural and Other Wastes*. Elsevier Applied Science Publishers, New York, 291-299.
88. Lumsden R. D., Lewis J. A., Millner P. D., 1983: Effect of composted sewage sludge on several soilborne pathogens and diseases. *Phytopathology*, 73, 1543-1548.
89. Łomotowski J., Szpindor A., 2002: *Nowoczesne systemy oczyszczania ścieków*. Arkady, Warszawa.
90. Maciak F., 1996: *Ochrona i rekultywacja środowiska*. Wydawnictwo SGGW, Warszawa.
91. Mawdsley J. L., Bardgett R. D., Merry R. J., Pain B. F., Theodorou M. K., 1995: Pathogens in livestock waste, their potential for movement through soil and environmental pollution. *Appl. Soil Ecol.*, 2, 1-15.
92. Mayfield C., 2002: *Microbiological analysis of factory farm manure and sewage sludge*. Environmental Microbiology: Biology 447, University of Waterloo.

93. Michalcewicz W., Maślach B., 1997: Wpływ kompostowanych osadów pościekowych z oczyszczalni ścieków w Goleniowie na aktywność biologiczną gleby. Cz. I i II W: Drobnoustroje w środowisku. Występowanie, aktywność i znaczenie. Kraków, 467-483
94. Nelson K. L., Cisneros B. J., Tchobanoglous G., Darby J. L., 2004: Sludge accumulation, characteristics, and pathogen inactivation in four primary waste stabilization ponds in central Mexico. *Water Res.* 38, 111-127.
95. Noble R., Roberts S.J., 2003: A review of the literature on eradication of plant pathogens and nematodes during composting, disease suppression and detection of plant pathogens in compost WRAP Research Report, 1-41.
[<http://www.wrap.org.uk/publications/LitReviewPlantPathogensNematodes.pdf>]
96. Obiger G., 1978: Untersuchungen über die Thermostabilität bedeutsamer Infektionserreger unter den Bedingungen der Milchpasteurisation. *Arch. Lebensmittelhyg.*, 27, 121-160.
97. Olson M. E., 2001: Human and Animal Pathogens in Manure. *Microbiology and Infectious Diseases*, University of Calgary.
98. Olszewska H., Paluszak Z., Szejniuk B., 1999: Przeżywalność bakterii *Salmonella enteritidis* w warunkach laboratoryjnych w glebie, gnojowicy i ścieku komunalnym. *Rocz. Nauk. Zoot.*, 3, 275-285.
99. Ødegaard H., Paulsrud B., Karlsson I., 2002: Wastewater sludge as a resource: sludge disposal strategies and corresponding treatment technologies aimed at sustainable handling of wastewater sludge. *Water Sci. Tech.*, 46 (10), 295-303.
100. Paluszak Z., 1998: The influence of anaerobic fermentation on the survival of microorganisms. *EJPAU series Veterinary Medicine*, 1(1).
101. Paluszak Z., Olszewska H., 2000: Microbiological analysis of lessive soil fertilised with animal waste. *EJPAU series Agronomy*, 3(1).
102. Paluszak Z., Bauza-Kaszewska J., Ligocka, 2003 A.: Przeżywalność pałeczek *Salmonella senftenberg* W₇₇₅ w osadach pościekowych poddanych procesowi kompostowania. *Med. Wet.*, 59 (3), 239-243.
103. Paré T., Dinel H., Schnitzer M., Dumontet S., 1998: Transformations of carbon and nitrogen during composting of animal manure and shredded paper. *Biol. Fertil. Soils*, 26, 173-178.
104. Parmar N., Singh A., Ward O. P., 2001: Characterisation of the combined effects of enzyme, pH and temperature treatments for removal of pathogens from sewage sludge. *World J. Microbiol. Biotechnol.*, 17, 169-172.

105. Pawlaczyk-Szpilowa M., 1980: *Mikrobiologia wody i ścieków*. PWN, Warszawa.
106. Pell A. N., 1997: Manure and Microbes: Public and Animal Health Problem? *J. Dairy Sci.*, 80, 2673-2681.
107. Petersen S. O., Henriksen K., Mortensen G. K., Krogh P. H., Brandt K. K., Sørensen J., Madsen T., Petersen J., Grøn C., 2003: Recycling of sewage sludge and household compost to arable land: fate and effects of organic contaminants, and impact on soil fertility. *Soil Till. Res.*, 72(2), 139-152.
108. Pillai S. D., Widmer K. W., Dowd S. E., Ricke S. C., 1996: Occurrence of Airborne Bacteria and Pathogen Indicators during Land Application of Sewage Sludge. *Appl. Environ. Microbiol.* 62(1), 296-299.
109. Pinamonti F., Zorzi G., 1996: Experiences of Compost Use in Agriculture and in Land Reclamation Projects. In: de Bertoldi M, Sequi P, Lemmes B and Papi T (eds.), *The science of composting*. Blackie Academic & Professional, London, 517-527.
110. Piontek M, Thi Bich Loc N., 2000: The Effect of Sewage Sludge Composting on the Quantitative State of Some Groups of Bacteria and Fungi. *Acta Microbiol. Pol.*, 29 (1), 85-93.
111. Placha, I., Venglovsky, J., Sasakova, N., Svoboda, I.F., 2001: The effect of summer and winter seasons on the survival of *Salmonella typhimurium* and indicator micro-organisms during the storage of solid fraction of pig slurry. *J. Appl. Microbiol.*, 91(6), 1036-1043.
112. Polo F., Figueras M. J., Inza I., Sala J., Fleisher J. M., Guarro J., 1999: Prevalence of *Salmonella* serotypes in environmental waters and their relationships with indicator organisms. *Antonie Leeuwenhoek*, 75, 285-292.
113. Ramachandran V., D'Souza T. J., 1998: Plant Uptake of Cadmium, Zinc, and Manganese in Soils Amended with Sewage Sludge and City Compost. *Bull. Environ. Contam. Toxicol.* 61, 347-354.
114. Rheinbaben W., 1979: Abbau der organischen Substanz von Siedlungsabfällen bei verschiedenen temperaturen im Laborversuch. *Müll und Abfall*, 2, 25-31.
115. Rodale Y. J., Rodale R., Goldman M. C., Franz M., Minnich J., 1971: *The complete book of composting*. 10. Auflage, Rodale Books INC. Emmaus. Pa.
116. Ros M., Hernandez M. T., García C., 2003: Bioremediation of Soil Degraded by Sewage Sludge: Effects on Soil Properties and Erosion Losses. *Environ. Manage.*, 31(6), 741-747.

117. Sahlstrom L., 2003: A review of survival of pathogenic bacteria in organic waste used in biogas plants. *Bioresour Technol.*, 87(2), 161-6.
118. Santamaria J., Toranzos G. A., 2003: Enteric pathogens and soil: a short review. *Int. Microbiol.* 6, 5-9.
119. Satriana, M.J., 1974: Large scale composting. Noyes Data Corporation, Park Ridge, New Jersey.
120. Schnaak W., K  chler Th., Kujawa M., Henschel K.-P., S    enbach D., Donau R., 1997: Organic contaminants in sewage sludge and their ecotoxicological significance in the agricultural utilization of sewage sludge. *Chemosphere* , 35 (1/2), 5-11.
121. Schuckardt, F., 1987: Zur Bedeutung des Luftporenvolumens f  r die Kompostierung organischer Schl  mme. *Grundl. Landtechnik*, 37, 3, 108-115.
122. Shaban A. M., 1999: Bacteriological evaluation of composting systems in sludge treatment. *Wat. Sci. Tech.*, 40(7), 165-170.
123. Sharma V. K., Canditelli M., Fortuna F., Cornacchia G., 1997: Processing of urban and agro-industrial residues by aerobic composting: review. *Energy Convers. Mgmt*, 38(5), 453-478.
124. Sidhu J., Gibbs R.A., Ho G.E., Unkovich I., 2001: The role of indigenous microorganisms in suppression of *Salmonella* regrowth in composted biosolids. *Water Res.*, 35(4), 913-920.
125. Slater R. A., Frederickson J., 2001: Composting municipal waste in UK: some lessons from Europe. *Resour., Conserv. Recy.*, 32, 359-374.
126. Soares H. M., Cardenas B., Weir D., Switzenbaun M. S., 1995: Evaluating pathogen regrowth in biosolids compost. *BioCycle*, 35, 70-76.
127. Sobsey M. D., Khatib L. A., Hill V. R., Alocilja E., Pillai S., 2002: Pathogens in animal wastes and the impacts of waste management practices on their survival, transport and fate. In: *White Papers on Animal Agriculture and the Environment*, Section 17.
128. Stelmachowski M., Jastr  bska M., Zarzycki R., 2003: In-vessel composting for utilizing of municipal sewage-sludge. *Appl. Energy*, 75 (3/4), 249-257.
129. Stentiford E. I., 1996: Composting control: principles and practice. In: de Bertoldi M., Sequi P., Lemmes B., Papi T.(eds.), *The science of composting*. Blackie Academic & Professional, London, 49-59.

130. Stentiford, E.I., Mara, D.D., Taylor, P.L., 1985: Forced- aeration composting of domestic refuse and sewage sludge in static piles. In: Gasser, J.K.R. (Ed.) *Composting of Agricultural and Other Wastes*. Elsevier Applied Science Publishers, New York, 42-55.
131. Stenström T. A., 2002: Reduction Efficiency of Index Pathogens in Dry Sanitation Compared with Traditional and Alternative Wastewater Treatment Systems [http://www.ecosanres.org/PDF%20files/Nanning%20PDFs/Eng/Stenstrom%2002_E07.pdf]
132. Strachan N. J. C., Fenlon D. R., Ogden I. D., 2001: Modelling the vector pathway and infection of humans in an environmental outbreak of *Escherichia coli* O157. *FEMS Microbiol. Lett.*, 203, 69-73.
133. Straub T. M., Pepper I. L., Gerba C. P., 1993: Hazards from pathogenic microorganisms in land-disposed sewage sludge. *Rev Environ Contam Toxicol.*, 132, 55-91.
134. Strauch D., 1991: Survival of pathogenic micro-organisms and parasites in excreta, manure and sewage sludge. *Rev Sci Tech.*, 10 (3), 813-846.
135. Strauch D., 1993: Przeżywalność drobnoustrojów chorobotwórczych i pasożytów w wydalinach, nawozie i szlamie ściekowym. *Cz. I Med. Wet.*, 49 (2), 59-65.
136. Strauch D., 1993: Przeżywalność drobnoustrojów chorobotwórczych i pasożytów w wydalinach, nawozie i szlamie ściekowym. *Cz. II Med. Wet.*, 49 (3), 117-121.
137. Strauch D., 1996: Occurrence of microorganisms pathogenic for man and animals in source separated biowaste and compost - importance, control, limits, epidemiology. In: de Bertoldi M, Sequi P, Lemmes B and Papi T (eds.), *The science of composting*. Blackie Academic & Professional, London, 225-232
138. Sullivan P., 2001: Sustainable Management of Soil-borne Plant Diseases. *ATTRA* 1-19. [<http://www.attra.org/attra.pub/soilborne.html>]
139. Tateda M., Duc Trung L., Viet Hung N. , Ike M., Fujita M., 2002: Comprehensive temperature monitoring in an in-vessel forced-aeration static-bed composting process *Journal of Material Cycles and Waste Management*, 4(1), 62-69.
140. Tavares, C.R.G., Benatti, C.T., Dias Filho, B.P., 2002: Treatment of sewage sludge generated in municipal wastewater treatment plants. *Appl. Biochem. Biotechnol.*, 98/100, 935-945.
141. Tiquia S. M., Tam N. F. Y., Hodgkiss I. J., 1998: *Salmonella* Elimination during Composting of Spent Pig Litter. *Bioresour. Technol.*, 63 (2), 193-196.
142. Tuomela M., Vikman M., Hatakka A., Itävaara M., 2000: Biodegradation of lignin in a compost environment: a review. *Bioresour. Technol.*, 72, 169-183.

143. Turner C., 2002: The thermal inactivation of *E. coli* in straw and pig manure. *Bioresour. Technol.*, 84, 57-61.
144. Truszczyński M., 1984: *Bakteriologia weterynaryjna*. PWRiL, Warszawa.
145. Unc A., Goss M. J., 2004: Transport of bacteria from manure and protection of water resources. *Appl. Soil Ecol.*, 25, 1-18.
146. Vasseur L., Cloutier C., Labelle A., Duff J.-N., Beaulieu C., Ansseau C., 1996: Responses of indicator bacteria to forest soil amended with municipal sewage sludge from aerated and non-aerated ponds. *Environ. Poll.* 92 (1), 67-72.
147. Vilanova X., Manero A., Cerda-Cuellar M., Blanch A. R., 2004: The composition and persistence of faecal coliforms and enterococcal populations in sewage treatment plants. *J. Appl. Microbiol.*, 96(2), 279-288.
148. Walter-Matsui R., 1978: Physikalische und biochemische äß Wirkungen einer Rinden-Klärschlamm-Kompostierung auf pathogene Darmbakterien und *Escherichia coli*. Diss. Im Fachbereich Angewandte Biologie und Umweltsicherung der Justus Liebig-Universität Gießen.
149. Watanabe H., Kitamura T., Ochi S., Ozaki M., 1997: Inactivation of pathogenic bacteria under mesophilic and thermophilic conditions. *Wat. Sci. Tech.*, 36, 25-32.
150. Wei Y. S., Fan Y. B., Wang M. J., Wang J. S., 2000: Composting and compost application in China. *Resour. Conserv. Recy.*, 30, 4, 277 – 300.
151. White D. G., Zhao S. Simjee S., Wagner D. D., Mc Dermott P. F., 2002: Antimicrobial resistance of foodborne pathogens. *Microb. Infect.*, 4, 405-412.
152. Wong J.W.C., Lai K.M., Fang M., Ma K.K., 1998: Effect of sewage sludge amendment on soil microbial activity and nutrient mineralization. *Environ. Int.*, 24(8), 935-943.
153. Wong J.W.C., Fang M., 2000: Effect of lime addition on sewage sludge composting process. *Water Res.*, 34 (15), 3691-3698.
154. Wieceńska J., Kamińska W., Dzierżanowska D., 2001: Enterokoki-patogeny XXI wieku. *Post. Mikrobiol.*, 40(3), 257-278.
155. Ylimäki A., Toiviainen A., Kallio H., Tikanmäki E., 1983: Survival of some plant pathogens during industrial-scale composting of wastes from a food processing plant. *Ann. Agric. Fenn.*, 22, 77-85.
156. Zaremba M. L., Borowski J., 2001: *Mikrobiologia lekarska*. Wydawnictwo Lekarskie, PZWL, Warszawa.

157. Żygadło M., 1999: Gospodarka odpadami komunalnymi. Wydawnictwo Politechniki Świętokrzyskiej, Kielce.
158. Canadian Handbook on Health Impact Assessment. 1999: Draft Vol. 2 Decision Making in Environmental Health Impact Assessment.
[<http://catedra-coitt.euitt.upm.es/medioambiente/informessanidad/elf/HealthCanada/levelsPower%20Lines.pdf>]
159. The biosolids report. 2000: Recycling biosolids to soil. Pathogen reduction. 1, 1-14.
[<http://www.gvrd.bc.ca/nutrifor/publications/BR-pathogens.pdf>]
160. Ustawa z dnia 27 kwietnia 2001 r. o odpadach. Dziennik Ustaw z dnia 20 czerwca 2001 Nr. 62, poz. 628.
161. Rozporządzenie Ministra Środowiska z dnia 1 sierpnia 2002 r. w sprawie komunalnych osadów ściekowych. Dziennik Ustaw Nr. 134, poz. 1140.



Biblioteka Główna ATR
w Bydgoszczy

CZYT	D246
------	------