

WPLYW NAWOŻENIA GNOJOWICĄ NA SKŁAD MIKROFLORY KONICZYNY PERSKIEJ (*TRIFOLIUM RESUPINATUM* L.)

Czesław Sadowski*, Zbigniew Skinder**, Julian P. Kluczek***

*Katedra Fitopatologii, **Katedra Szczegółowej Uprawy Roli i Roślin, ***Katedra Zoohigieny,
Akademia Techniczno-Rolnicza w Bydgoszczy

WSTĘP

Gnojowica uważana jest za cenny nawóz organiczny. Stosowanie wysokich dawek zwiększa plony i wpływa na zasobność gleby w próchnicę, węgiel organiczny, fosfor, potas, magnez, azot [7,10,11,19]. Jednak jej stosowanie w stanie surowym może prowadzić do skażenia środowiska i zakłócenia równowagi mikrobiologicznej. Wraz z gnojowicą wprowadza się mikroorganizmy mogące powodować choroby nie tylko roślin ale pośrednio także i ludzi. Szczególnie niebezpieczne mogą być metabolity grzybów z rodzajów *Aspergillus*, *Penicillium* i *Fusarium* wywołujące mikotoksykozy [1,2,8,9].

Celem przeprowadzonych badań było porównanie składu mikroflory gleby i poszczególnych części roślin koniczyny perskiej po zastosowaniu nawożenia mineralnego i gnojowicy bydlęcej.

MATERIAŁ I METODY BADAŃ

Koniczynę perską uprawianą w czystym siewie nawożono gnojowicą bydlęcą. Obiekty kontrolne stanowiły poletka nawożone nawozami mineralnymi. Doświadczenie założono w czterech powtórzeniach. Powierzchnia poletka wynosiła 20 m². Wysokość dawek gnojowicy, równoważną nawożeniu mineralnemu, obliczono według zawartości w niej azotu z uwzględnieniem równoważników nawozowych dla terminu stosowania [10]. Wynosiła ona średnio 20,5 m³/ha, a nawozów mineralnych: N-30, P-52,4, K-2 · 33,4 kg/ha.

Warunki środowiska, sposób założenia doświadczenia, metody izolacji, oznaczania bakterii i grzybów opisano w pracy Skindera i wsp. [14] oraz Kluczka i wsp. [6]. Analizy mikrobiologiczne wykonywano metodą konwencjonalną i mikrometodą API-20 AUX [4], API-20 Staph [12], API-20 E [16] i API-20 STREP [18]. Ocenie poddano gnojowicę stosowaną do nawożenia, glebę, korzenie, brodawki korzeniowe oraz nadziemne części roślin w stanie świeżym i po ich wysuszeniu w warunkach naturalnych. Każdorazowo próba analizowanego materiału wynosiła 1 g.

OMÓWIENIE WYNIKÓW

Nawożenie gnojowicą bydłą, w porównaniu z nawożeniem mineralnym, nie różnicowało plonów zielonej masy koniczyny perskiej. Średnie plony zielonej masy koniczyny perskiej nawożonej gnojowicą wynosiły 55,7 dt/ha, a saletrą amonową – 55,3 dt/ha, natomiast plony suchej masy odpowiednio 9,9 dt/ha i 10,2 dt/ha. Stosowanie gnojowicy nie wpłynęło również na zawartość makroskładników, białka ogółem i włókna surowego. Niezależnie od zastosowanego nawożenia stwierdzono bardzo wysoką zawartość potasu – 4,0% oraz niską zawartość sodu – 0,09% w suchej masie.

Analiza mikrobiologiczna gnojowicy wykazała duże zróżnicowanie zawartości mikroflory w badanych próbach. Liczba bakterii w 1 g wahała się od $3,61 \cdot 10^9$ do $12,46 \cdot 10^9$, a grzybów od $2,77 \cdot 10^5$ do $9,57 \cdot 10^6$ (tabela 1). Stwierdzono, że we wszystkich próbach, oprócz drobnoustrojów saprofitycznych występowały również chorobotwórcze. Były to bakterie z rodzajów *Enterobacter*, *Edwardsiella*, *Escherichia*, *Klebsiella*, *Pasteurella*, *Pseudomonas*, *Salmonella*, *Shigella*, *Streptococcus*, *Staphylococcus*, *Yersinia* oraz grzyby z rodzajów *Candida*, *Cryptococcus*, *Fusarium*, *Penicillium*. Dalsze badania wykazały, że mikroflora izolowana z gnojowicy występowała także w glebie i na roślinach. Jej stosowanie w stanie surowym stanowi więc zagrożenie dla środowiska rolniczego i musi budzić pewne zastrzeżenie.

Z gleby nawożonej gnojowicą izolowano od $3,72 \cdot 10^7$ do $5,62 \cdot 10^{10}$ kolonii bakterii i od $2,12 \cdot 10^4$ do $4,22 \cdot 10^5$ kolonii grzybów, podczas gdy z gleby nawożonej nawozami mineralnymi od $2,31 \cdot 10^4$ do $3,81 \cdot 10^7$ bakterii i od $4,52 \cdot 10^1$ do $1,12 \cdot 10^4$ grzybów. Analizowana gleba zawierała pochodzącą z gnojowicy mikroflorę patogenną, zwiększając zagrożenie dla roślin uprawnych.

Nawożenie gnojowicą także wyraźnie zwiększyło ilość mikroorganizmów w materiale roślinnym. Z 1 g korzeni koniczyny nawożonej gnojowicą izolowano od $4,43 \cdot 10^5$ do $3,81 \cdot 10^8$ kolonii bakterii i od $2,44 \cdot 10^3$ do $2,19 \cdot 10^4$ grzybów, podczas gdy z korzeni roślin nawożonych mineralnie od $1,53 \cdot 10^3$ do $2,12 \cdot 10^6$ bakterii i od $4,21 \cdot 10^1$ do $2,76 \cdot 10^2$ grzybów (tabela 2). Różnice w ilości stwierdzonych mikroorganizmów utrzymywały się przez cały okres wegetacji. Średnio z korzeni pobranych po ścięciu I pokosu uzyskano bakterii odpowiednio: $1,59 \cdot 10^6$ i $1,07 \cdot 10^3$ kolonii, po ścięciu II pokosu $8,37 \cdot 10^7$ i $1,41 \cdot 10^5$ kolonii, oraz po III pokosie $1,60 \cdot 10^8$ i $2,06 \cdot 10^7$ kolonii, a grzybów odpowiednio $9,23 \cdot 10^3$ i $1,94 \cdot 10^2$ po ścięciu I pokosu; $1,23 \cdot 10^6$ i $2,13 \cdot 10^3$ po II pokosie; $2,28 \cdot 10^7$ i $5,79 \cdot 10^3$ po III pokosie.

Zróżnicowane było także zasiedlenie grzybów na brodawkach korzeniowych (tabela 3). Z brodawek pochodzących z roślin nawożonych gnojowicą w poszczególnych pokosach uzyskiwano: w I – $2,74 \cdot 10^3$ do $2,79 \cdot 10^3$, w II – $3,91 \cdot 10^3$ do $2,61 \cdot 10^5$, w III – $3,41 \cdot 10^5$ do $3,84 \cdot 10^6$ kolonii bakterii, a izolatów grzybów: w I pokosie od $2,44 \cdot 10^3$ do $4,57 \cdot 10^3$, w II pokosie od $2,33 \cdot 10^4$ do $3,71 \cdot 10^4$ i w III pokosie od $3,14 \cdot 10^4$ do $4,54 \cdot 10^5$. Z brodawek pochodzących z roślin nawożonych mineralnie otrzymano odpowiednio: bakterii $2,45 \cdot 10^1$ - $3,25 \cdot 10^1$, $3,47 \cdot 10^1$ - $4,56 \cdot 10^1$, $2,51 \cdot 10^2$ - $3,22 \cdot 10^2$, a grzybów: $2,21 \cdot 10^1$ - $2,87 \cdot 10^1$, $4,55 \cdot 10^1$ - $5,74 \cdot 10^1$, $2,54 \cdot 10^2$ - $3,90 \cdot 10^2$.

Tabela 1

Mikroflora wyizolowana z gnojowicy bydłowej
The microflora identified in cattle slurry

A. Bakterie – Bacteria

Achromobacter spp., *Acinetobacter calcoaceticus* var. *anitratus*, *A. c.* var. *lwoffii*,
Alcaligenes spp., *Arizona hinskawii*, *Chromobacterium* spp., *Citrobacter diversus*,
C. freundii, *Dicrococcus* spp., *Edwardsiella tarda*, *Enterobacter aerogenes*,
E. agglomerans, *E. cloacae*, *E. hafniae*, *E. sakazakii*, *E. sergrviae*, *Escherichia coli*,
Flavobacterium multivorum, *Klebsiella pneumoniae*, *K. oxytoca*, *K. ozaenae*,
Micrococcus spp., *Neisseria* spp., *Pasteurella multocida*, *P. spp.*, *Proteus mirabilis*,
P. rettgeri, *P. stuartii*, *P. vulgaris*, *Providencia alcalifaciens*, *P. stuartii*, *Pseudomonas*
aeruginosa, *P. cepacia*, *P. fluorescens*, *P. maltophilia*, *P. putida*, *Salmonella arizonae*,
S. typhi, *S. spp.*, *Serratia fonticola*, *S. liquefaciens*, *S. marcescens*, *S. odorifera*,
S. phlymuthica, *S. rubidaea*, *S. spp.*, *Shigella* spp., *Staphylococcus saprophyticus*,
S. xylosus, *Streptococcus agalactiae*, *S. bovis*, *S. faecium*, *S. lactis*, *S. uberis*, *S. spp.*,
Yersinia enterocolitica, *Y. intermedia*, *Y. pseudotuberculosis*

Liczba kolonii w 1 g: $3,61 \times 10^9$ - $12,46 \times 10^9$

Colony count in 1 g

B. Grzyby – Fungi

Aspergillus clavatus, *A. repens*, *A. spp.*, *Candida acrogenes*, *C. albicans*,
C. guilliermondii, *C. krusei*, *C. mesenterica*, *C. parakrusci*, *C. pseudotropicalis*,
C. stelloidea, *C. tropicalis*, *Cryptococcus neoformans*, *C. spp.*, *Fusarium avenaceum*,
Geotrichum candidum, *Mucor mucedo*, *M. spp.*, *Penicillium notatum*, *P. viridicatum*,
P. spp., *Saccharomyces cerevisiae*, *Torulopsis glabrata*, *Trichoderma lignorum*, *T. spp.*

Liczba kolonii w 1 g: $2,77 \times 10^5$ - $9,57 \times 10^6$

Colony count in 1 g

Skład mikroflory z części nadziemnych przedstawia tabela 4. Także i w tym przypadku zdecydowanie więcej mikroorganizmów występowało na roślinach nawożonych gnojowicą. W próbach z poszczególnych pokosów wyizolowano: $2,64 \cdot 10^7$ - $3,96 \cdot 10^7$, $4,19 \cdot 10^8$ - $3,45 \cdot 10^9$, $5,17 \cdot 10^8$ - $6,53 \cdot 10^8$ kolonii bakterii i $3,52 \cdot 10^5$ - $8,22 \cdot 10^5$, $3,69 \cdot 10^6$ - $5,87 \cdot 10^7$, $4,63 \cdot 10^6$ - $7,46 \cdot 10^6$ grzybów, podczas gdy w próbach z roślin nawożonych mineralnie odpowiednio $6,17 \cdot 10^3$ - $3,82 \cdot 10^4$, $3,16 \cdot 10^4$ - $4,83 \cdot 10^5$, $4,21 \cdot 10^3$ - $4,15 \cdot 10^6$ bakterii i $7,81 \cdot 10^2$ - $4,75 \cdot 10^3$, $1,91 \cdot 10^3$ - $2,19 \cdot 10^4$, $6,74 \cdot 10^2$ - $3,25 \cdot 10^3$ grzybów.

Analiza mikroflory przesuszonych w warunkach naturalnych części nadziemnych roślin wykazała, że proces suszenia zmniejszał wyraźnie występowanie bakterii i grzybów (tabela 5). Z wysuszonej koniczyny pochodzącej z obiektów na których stosowano gnojowicę, w kolejnych pokosach uzyskiwano: $3,59 \cdot 10^2$ - $4,65 \cdot 10^4$,

Tabela 2

Mikroorganizmy wyizolowane z korzeni koniczyny perskiej
The microflora identified from roots of persian clover

A. Bakterie – Bacteria

Gnojowica – Cattle slurry	Nawożenie mineralne Mineral fertilisers
<i>Acinetobacter calcoaceticus</i> var. <i>anitratus</i> , <i>A. c.</i> var. <i>lwoffii</i> , <i>Citrobacter diversus</i> , <i>C. freundii</i> , <i>Enterobacter aerogenes</i> , <i>E. agglomerans</i> , <i>E. cloacae</i> , <i>E. hafniae</i> , <i>E. sakazakii</i> , <i>E. sergoviae</i> , <i>Escherichia coli</i> , <i>Flavobacterium multivorum</i> , <i>Klebsiella oxytosa</i> , <i>Micrococcus</i> spp., <i>Neisseria</i> spp., <i>Proteus mirabilis</i> , <i>P. vulgaris</i> , <i>P. rettgeri</i> , <i>Providencia alcalifaciens</i> , <i>P. stuartii</i> , <i>P. cepacia</i> , <i>P. maltophilia</i> , <i>Salmonella arizonae</i> , <i>S. typhi</i> , <i>S. spp.</i> , <i>Serratia liquefaciens</i> , <i>S. marcescens</i> , <i>S. odorifera</i> , <i>S. plymuthica</i> , <i>Shigella</i> spp., <i>Staphylococcus saprophiticus</i> , <i>S. xylosus</i> , <i>Streptococcus bovis</i> , <i>S. faecium</i> , <i>S. uberis</i> , <i>Yersinia intermedia</i> , <i>Y. pseudotuberculosis</i>	<i>Citrobacter diversus</i> , <i>C. freundii</i> , <i>Enterobacter aerogenes</i> <i>E. cloacae</i> , <i>E. hafniae</i> , <i>E. liquefaciens</i> , <i>E. sakazakii</i> , <i>Serratia odorifera</i>
Liczba kolonii w 1 g – Colony count in 1 g	
$4,43 \times 10^5 - 3,81 \times 10^8$	$1,53 \times 10^3 - 2,12 \times 10^5$

B. Grzyby – Fungi

Gnojowica – Cattle slurry	Nawożenie mineralne Mineral fertilisers
<i>Aspergillus clavatus</i> , <i>A. repens</i> , <i>A. spp.</i> , <i>Candida aerogenes</i> , <i>C. albicans</i> , <i>C. guilliermondii</i> , <i>C. krusei</i> , <i>C. lipolytica</i> , <i>C. mesenterica</i> , <i>C. parakrusei</i> , <i>C. pseudotropicalis</i> , <i>C. stelloidea</i> , <i>C. tropicalis</i> , <i>Cryptococcus neoformans</i> , <i>Fusarium avenaceum</i> , <i>Mucor mucedo</i> , <i>M. spp.</i> , <i>Penicillium notatum</i> , <i>P. viridicatum</i> , <i>P. spp.</i> , <i>Saccharomyces cerevisiae</i> , <i>Torulopsis glabrata</i> , <i>Trichoderma lignorum</i>	<i>Candida malbicans</i> , <i>C. krusei</i> , <i>C. parakrusei</i> , <i>C. tropicalis</i> , <i>Saccharomyces cerevisiae</i>
Liczba kolonii w 1 g – Colony count in 1 g	
$2,40 \times 10^3 - 3,96 \times 10^7$	$4,52 \times 10^1 - 3,91 \times 10^3$

Tabela 3

Mikroorganizmy wyizolowane z brodawek korzeniowych koniczyny perskiej
The microorganisms identified from root nodules of persian clover

A. Bakterie – Bacteria	
Gnojowica – Cattle slurry	Nawożenie mineralne Mineral fertilisers
Achromobacter spp., Alcaligenes spp., Citrobacter diversus, C. freundii, Dicrococcus spp., Enterobacter hafniae, E. sakazakii, E. tarda, Escherichia coli, Flavobacterium multivorum, Klebsiella oxytosa, Proteus mirabilis, P. vulgaris, P. rettgeri, Providencia alcalifaciens, Pseudomonas cepacia, P. maltophilia, Salmonella arizonae, Serratia liquefaciens, S. marcescens, S. odorifera, S. plymuthica, S. rubidaea, Staphylococcus saprophyticus, S. xylosus, Streptococcus faecium	Citrobacter diversus, C. freundii, Enterobacter sakazakii, Escherichia coli, Serratia odorifera
Liczba kolonii w 1 g – Colony count in 1 g	
$2,74 \times 10^3 - 3,84 \times 10^6$	$2,45 \times 10^1 - 3,22 \times 10^3$
B. Grzyby – Fungi	
Gnojowica – Cattle slurry	Nawożenie mineralne- Mineral fertilisers
Aspergillus clavatus, A. repens, A. spp., Candida acrogenes, C. albicans, C. guilliermondii, C. krusei, C. lipolytica, C. mesenterica, C. parakrusei, C. pseudotropicalis, C. stelloidea, C. tropicalis, Fusarium avenaceum, F. spp., Geotrichum candidum, Mucor mucedo, Penicillium notatum, P. viridicatum, P. spp., Saccharomyces cerevisiae, Trichoderma lignorum	Candida krusei, C. parakrusei, C. stelloidea, C. tropicalis, Saccharomyces cerevisiae
Liczba kolonii w 1 g – Colony count in 1 g	
$2,44 \times 10^3 - 4,45 \times 10^5$	$2,21 \times 10^1 - 3,90 \times 10^2$

Tabela 4

Mikroorganizmy wyizolowane z zielonych części roślin koniczyny perskiej
The microorganisms identified from green parts of persian clover plants

A. Bakterie – Bacteria

Gnojowica – Cattle slurry

Nawożenie mineralne
Mineral fertilisers

Achromobacter spp., *Citrobacter freundii*,
C. diversus, *Enterobacter agglomerans*, *E. cloacae*,
Escherichia coli, *Flavobacterium multivorum*,
F. spp., *Klebsiella pneumoniae*, *Proteus mirabilis*,
Providencia alcalifaciens, *Pseudomonas cepacia*,
Salmonella typhi, *Serratia odorifera*, *S. plymuthica*,
S. rubidaca, *Shigella* spp., *Staphylococcus*
saprothiticus, *S. xylosus*, *Streptococcus bovis*,
S. agalactiae

Citrobacter freundii,
Enterobacter cloacae,
E. sakazakii,
Escherichia coli

Liczba kolonii w 1 g – Colony count in 1 g

$2,64 \times 10^7 - 3,45 \times 10^9$

$1,42 \times 10^4 - 4,15 \times 10^6$

B. Grzyby – Fungi

Gnojowica – Cattle slurry

Nawożenie mineralne-
Mineral fertilisers

Aspergillus clavatus, *A. repens*, *A. spp.*,
Candida aerogenes, *C. albicans*, *C. guilliermondii*,
C. krusei, *C. lipolytica*, *C. mesenterica*,
C. parakrusei, *C. pseudotropicalis*, *C. stelloidea*,
C. tropicalis, *Cryptococcus neoformans*,
Fusarium avenaceum, *Mucor mucedo*, *M. spp.*,
Penicillium notatum, *P. viridicatum*,
Saccharomyces cerevisiae, *Torulopsis glabrata*,
Trichoderma lignorum

Candida krusei,
C. lipolytica,
C. tropicalis,
Saccharomyces cerevisiae

Liczba kolonii w 1 g – Colony count in 1 g

$3,52 \times 10^5 - 5,87 \times 10^7$

$6,74 \times 10^2 - 2,19 \times 10^4$

Tabela 5

Mikroorganizmy wyizolowane z wysuszonych części roślin koniczyny perskiej
The microorganisms identified from dried parts of persian clover plants

A. Bakterie – Bacteria	
Gnojowica – Cattle slurry	Nawożenie mineralne Mineral fertilisers
Arizona hinshawii, Citrobacter diversus, C. freundii, Enterobacter agglomerans, E. cloacae, Escherichia coli, Flavobacterium multivorum, Klebsiella oxytoca, K. pneumoniae, Proteus mirabilis, Providencia alcalifaciens, P. stuartii, Pseudomonas cepacia, P. stutzerii, Salmonella typhi, S. spp., Serratia liquefaciens, S. odorifera, S. rubidaca, Shigella spp., Staphylococcus saprophiticus, Streptococcus bovis, S. dysgalactiae, S. faecium, S. uberis	Citrobacter freundii, Enterobacter cloacae, E. sakazakii, Serratia odorifera
Liczba kolonii w 1 g – Colony count in 1 g	
$3,59 \times 10^2 - 4,61 \times 10^5$	$4,12 \times 10^1 - 6,43 \times 10^4$
B. Grzyby – Fungi	
Gnojowica – Cattle slurry	Nawożenie mineralne Mineral fertilisers
Aspergillus clavatus, A. repens, A. spp., C. albicans, C. guilliermondii, C. lipolytica, C. mesenterica, Cryptococcus neoformans, Fusarium avenaceum, Mucor mucedo, Mucor spp., Penicillium notatum, P. viridicatum, Saccharomyces cerevisiae, Torulopsis glabrata, Trichoderma lignorum	Candida lipolytica, C. tropicalis, Saccharomyces cerevisiae
Liczba kolonii w 1 g – Colony count in 1 g	
$2,55 \times 10^3 - 2,79 \times 10^5$	$1,46 \times 10^1 - 2,66 \times 10^2$

$2,51 \cdot 10^4$ - $4,41 \cdot 10^5$, $2,63 \cdot 10^4$ - $4,61 \cdot 10^5$ kolonii bakterii i $2,56 \cdot 10^3$ - $2,79 \cdot 10^5$, $3,16 \cdot 10^4$ - $4,55 \cdot 10^4$, $2,55 \cdot 10^3$ - $4,51 \cdot 10^4$ grzybów. W sianie z roślin nawożonych mineralnie stwierdzono odpowiednio: $4,12 \cdot 10^1$ - $5,02 \cdot 10^2$, $3,43 \cdot 10^2$ - $3,45 \cdot 10^3$, $2,16 \cdot 10^2$ - $6,43 \cdot 10^4$ bakterii i $2,72 \cdot 10^1$ - $2,66 \cdot 10^2$, $2,23 \cdot 10^2$ - $2,51 \cdot 10^2$, $3,61 \cdot 10^1$ - $2,11 \cdot 10^2$ grzybów.

Na podstawie uzyskanych wyników można stwierdzić, że gnojowica w stanie surowym stanowi dla środowiska duże zagrożenie. Jej stosowanie musi budzić zastrzeżenie. Występowanie grzybów toksynotwórczych w materiale roślinnym zawsze jest niebezpieczne dla zdrowia zwierząt, a pośrednio także i ludzi. Szczególnie groźne są mikotoksyny [1,2,5,8,9].

Nawożenie gnojowicą modyfikowało niekorzystnie skład mikroflory glebowej. W typowej florze glebowej występuje dużo mikroorganizmów posiadających właściwości degradacji lub adsorpcji mikotoksyn. Stosowanie surowej gnojowicy ten korzystny układ zakłóca i prowadzi do zachwiania aktywności procesów mikroflory glebowej [1,3,15,17].

WNIOSKI

1. Nawożenie koniczyny perskiej tą samą dawką azotu zawartą w gnojowicy bydlęcej, w porównaniu z równoważną dawką azotu w nawozach mineralnych nie różnicowało plonów zielonej i suchej masy.
2. W gnojowicy bydlęcej stosowanej do nawożenia koniczyny perskiej zidentyfikowano dużą ilość bakterii i grzybów chorobotwórczych.
3. Nawożenie koniczyny perskiej surową gnojowicą bydlęcą zwiększyło ilość bakterii grzybów w glebie i materiale roślinnym.
4. Suszenie roślin nawożonych gnojowicą zmniejszyło wyraźnie liczbę bakterii i grzybów, jednak nadal było ich zdecydowanie więcej w porównaniu do suszu uzyskanego z roślin nawożonych mineralnie.
5. Występowanie mikroorganizmów chorobotwórczych w próbach z roślin nawożonych surową gnojowicą bydlęcą wskazuje, że pasza pochodząca z tych roślin stanowić może zagrożenie dla zdrowia zwierząt.

LITERATURA

1. Ajello L. (1981). Natural habitats of the fungi that cause pulmonary mycoses. *Medical Mycology*. Zbl. Bact. Hyg. Suppl. 8. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart-New York, 31-41.
2. Aleksandrowicz J., Smyk B. (1971). Mycotoxins and their role in etiology of tumor diseases of humans and animals. *Pol. Arch. Med. Wewn.*, 47, 331.
3. Bartkowiak G. (1984). Występowanie i aktywność mikroflory rozkładającej celulozę i skrobię w glebie nawożonej gnojowicą. Praca dokt. ATR Bydgoszcz.
4. Dermuni H. (1979). Differentiation of yeast-like fungi isolated from clinical specimens with the API 20C Auxanogram. *Arztl. lab.* 25, 289.

5. Kluczek J. P. (1986). Aspekty sanitarno-higieniczne ścieków odzwierzęcych. Pr. Kom. Nauk Roln. i Biol., BTN Warszawa-Poznań, 24, 43-88.
6. Kluczek J. P., Kluczek B., Skinder Z. (1990). Gnojowica a ryzyko skażenia środowiska rolniczego. II. Flora grzybowa gleby i roślin pastewnych. Prace Kom. Nauk Rol. i Biol. BTN Warszawa-Poznań 28, 187-225.
7. Koper J., Laskowski J. (1993). Zawartość węgla i fosforu organicznego w glebie wieloletnie nawożonej obornikiem i gnojowicą z różnym zmianowaniem upraw. Zesz. Probl. Post. Nauk Rol., 409, 257-262.
8. Kothary M. H., Chase T., McMilan J. D. (1984). Levels of *Aspergillus fumigatus* in air and in compost at sewage sludge composting site. Environmental Pollution. /Ser. A/, 34: 1-9.
9. Larsen H. E., Munch B., Olsen J. E., Schlundt J. (1988). Observations on survival of pathogenic and indicator bacteria in animal slurry subjected to various biological treatments. W: Environmental and Animal Health. 6 th Int. Congr. of Anim. Hyg., Skane, Sweden, Ekesebo, 601-605.
10. Maćkowiak C. (1985). Zasady nawożenia gnojowicą. Wyd. IUNG Puławy, 31.
11. Maćkowiak C., Warta Z. (1989). Wpływ długoletniego stosowania zróżnicowanych dawek gnojowicy na chemiczne właściwości gleby piaskowej oraz plon zielonej masy kukurydzy. Cz. I. Chemiczne właściwości gleby. Zesz. Probl. Post. Nauk Roln. 377, 119-136.
12. Marples R.R., Richardson J. P. (1982). Evaluation of a micromethod gallery /API Staph/ for the identification of staphylococci and micrococci. J. Clin. Path., 35, 650.
13. Mazur T., Sądej W. (1989). Wpływ wieloletniego nawożenia gnojowicą, obornikiem i NPK na niektóre chemiczne i fizykochemiczne właściwości gleby. Roczn. Glebozn. 40, 1, 147-153.
14. Skinder Z., Kluczek J. P., Kluczek B. (1990). Gnojowica a ryzyko skażenia środowiska rolniczego. III. Plonowanie wybranych roślin pastewnych. Prace Kom. Nauk Rol. i Biol. BTN Warszawa-Poznań 28, 227-239.
15. Smith P. B. et al. (1972). API System: a multitube micromethod for identification of *Enterobacteriaceae*. Appl. Microbiol., 24, 1, 58.
16. Strauch D., de Bertoldi M. (1986). Microbiological specification of organic sludge and liquid agricultural wasters /ed. by P. L'Hermite/, D. Reidel Publ. Company, Dordrecht-Boston-Lancaster-Tokyo, 178-190.
17. Ślizak W. (1984). Mikrobiologiczne przemiany niektórych związków azotu w glebie nawożonej gnojowicą. Praca doktorska. ATR Bydgoszcz.
18. Waitkins S. A., Anderson D. R., Todd F. K. (1981). An evaluation of the API STREP identification system. Med. Lab. Sci., 38, 1, 35.
19. Wiater J., Sawicki B. (1993). Zmiany niektórych wskaźników żyzności gleby łąkowej pod wpływem nawożenia gnojowicą. Zesz. Probl. Post. Nauk Roln. 409, 225-236.

STRESZCZENIE

Porównywano skład mikroflory koniczyny perskiej nawożonej surową gnojowicą bydlęcą i nawozami mineralnymi. Stwierdzono istotny wpływ nawożenia gnojowicą na ilościowy i jakościowy skład mikroflory gleby i roślin. Korzenie, brodawki korzeniowe, części zielone roślin oraz susz charakteryzowały się wysokim stopniem zanieczyszczenia bakteriami i grzybami. Częste występowanie mikroorganizmów chorobotwórczych w próbach z roślin nawożonych surową gnojowicą bydlęcą wskazuje, że pasza pochodząca z tych roślin stanowić może zagrożenie dla zdrowia zwierząt.

THE EFFECT OF FERTILIZATION OF PERSIAN CLOVER (*TRIFOLIUM RESUPINATUM L.*) WITH CATTLE SLURRY ON THE COMPOSITION OF MICROORGANISMS

C. Sadowski, Z. Skinder, J.P. Kluczek

S u m m a r y

The microorganism composition of persian clover fertilized with crude cattle slurry and mineral fertilizers was compared. The effect of slurry fertilization on qualitative and quantitative composition of soil and plant microflora was studied. The roots, root nodules and green parts of plants as well as dried material were infected by bacteria and fungi. The seed obtained from plants fertilized with crude cattle slurry can be hazardous to animal health.

Prof. dr hab. Czesław Sadowski
Akademia Techniczno-Rolnicza
Katedra Fitopatologii
ul. Kordeckiego 20
85-225 Bydgoszcz