

BEATA FELEDYN-SZEWCZYK, IRENA DUER, MARIOLA STANIAK

Zakład Systemów i Ekonomiki Produkcji Roślinnej
Instytut Uprawy Nawożenia i Gleboznawstwa – Państwowy Instytut Badawczy w Puławach

BIORÓŻNORODNOŚĆ FLORY SEGETALNEJ W ROŚLINACH
UPRAWIANYCH W EKOLOGICZNYM, INTEGROWANYM
I KONWENCJONALNYM SYSTEMIE PRODUKCJI ROLNEJ

Biodiversity of weed flora in crops cultivated in organic, integrated and conventional production systems

ABSTRAKT: W latach 2004–2006 przeprowadzono badania, których celem była ocena wpływu gospodarowania w systemie ekologicznym, integrowanym oraz konwencjonalnym na różnorodność flory segetalnej towarzyszącej roślinom uprawnym. Badania wykonano w Stacji Doświadczalnej IUNG-PIB w Osinach na doświadczeniu, w którym od 1994 r. porównywane są różne systemy produkcji roślinnej. Ocenę różnorodności chwastów segetalnych przeprowadzono na polach wszystkich roślin uprawianych w ekologicznym, integrowanym i konwencjonalnym systemie produkcji rolnej na podstawie składu gatunkowego oraz liczebności chwastów. Dokonano analizy zbiorowisk chwastów za pomocą wskaźnika różnorodności Shannona i dominacji Simpsona. W literaturze przedmiotu niewiele jest prac prezentujących ocenę wpływu różnych systemów produkcji rolnej na bioróżnorodność z wykorzystaniem wskaźników ekologicznych.

Wraz z upraszczaniem zmianowania i intensyfikacją produkcji rolnej malała różnorodność flory segetalnej w porównywanych systemach, w kierunku od systemu ekologicznego do monokultury pszenicy ozimej. Największą liczbą gatunków oraz liczebnością osobników charakteryzowała się fitocenoza chwastów w systemie ekologicznym. Najmniej chwastów występowało w łąkach roślin uprawianych w systemie integrowanym. Ocena za pomocą wskaźnika różnorodności Shannona wykazała największą różnorodność flory segetalnej w systemie ekologicznym i integrowanym. Indeks dominacji Simpsona wskazywał na wyraźną dominację niektórych gatunków chwastów w monokulturze pszenicy ozimej i innych roślinach uprawianych w systemie konwencjonalnym.

słowa kluczowe – key words:

chwasty – *weeds*, bioróżnorodność – *biodiversity*, systemy produkcji rolnej – *crop production systems*, indeks różnorodności – *diversity index*, indeks dominacji – *dominance index*

WSTĘP

Działalność rolnicza, w zależności od stopnia intensywności, odgrywa kluczową rolę w utrzymywaniu bądź ograniczaniu bioróżnorodności. Do czynników mających największy wpływ na zmiany w zachwaszczeniu roślin uprawnych należą: zmia-

nowanie roślin, szeroko rozumiane zabiegi agrotechniczne, w tym nawożenie oraz system ochrony roślin (13).

Bioróżnorodność na polach uprawnych oraz w ich otoczeniu spełnia szereg funkcji biologicznych. Odgrywa rolę w obiegu i wykorzystaniu składników pokarmowych czy utrzymywaniu równowagi wśród patogenów atakujących rośliny uprawne. Zmiany w zbiorowiskach chwastów obserwowane na przestrzeni lat powodowane wykorzystywaniem różnych substancji biologicznie czynnych w herbicydach wskazują na zmniejszenie listy gatunków chwastów, zarówno dwuliściennych, jak i jednoliściennych. Większa efektywność herbicydów stosowanych wiosną wpłynęła na ograniczenie występowania *Sinapis arvensis*, *Viola arvensis*, *Chenopodium album*, *Capsella bursa-pastoris*, *Fallopia convolvulus* (6).

Zróżnicowanie płodozmianów oraz sposobów ograniczania zachwaszczenia powoduje zmiany w glebowym banku nasion. Wraz ze zmniejszaniem intensywności zabiegów herbicydowych w różnych systemach produkcji następował wzrost liczby gatunków chwastów występujących w glebowym banku nasion (7, 20).

Zahamowanie spadku różnorodności biologicznej jest jednym z priorytetów Strategii Zrównoważonego Rozwoju Unii Europejskiej. Ważnym elementem bioróżnorodności jest awifauna towarzysząca użytkom rolnym, dla której dzikie gatunki roślin stanowią bazę pokarmową. Na listę ptaków zagrożonych wyginięciem w Europie trafiła czajka, szpak i wróbel. Monitoring pospolitych gatunków ptaków prowadzony w Wielkiej Brytanii od lat 90. XX wieku oraz w Polsce od 2000 roku wskazuje na zmniejszanie się ich populacji powodowane ograniczeniem bioróżnorodności flory segetalnej w ekosystemach rolniczych (2, 3). Pozytywne znaczenie różnorodności gatunków chwastów jest szczególnie podkreślane w systemie ekologicznym i integrowanym (5, 17).

Celem badań była ocena różnorodności flory segetalnej towarzyszącej roślinom uprawianym w ekologicznym, integrowanym oraz konwencjonalnym systemie produkcji.

MATERIAŁ I METODY

Badania przeprowadzono w latach 2004–2006 w Stacji Doświadczalnej IUNG-PIB w Osinach (woj. lubelskie), na polach użytkowanych od 1994 roku według zasad rolnictwa ekologicznego, integrowanego i konwencjonalnego. W każdym z systemów realizowany jest odpowiedni płodozmian oraz zabiegi agrotechniczne dostosowane do specyfiki systemu. System konwencjonalny występuje w dwóch wariantach: oparty na zmianowaniu 3-polowym, zwany w pracy systemem konwencjonalnym, oraz monokultura pszenicy ozimej. Doświadczenie zlokalizowane jest na glebie płowej, kompleksu pszennego dobrego i żytniego bardzo dobrego. Powierzchnia poszczególnych pól wynosi około 1 ha.

System ekologiczny oparty jest na zmianowaniu 5-polowym: 1 – ziemniak, 2 – pszenica jara z wsiewką, 3 – motylkowate z trawami (I rok), 4 – motylkowate

z trawami (II rok), 5 – pszenica ozima + poplon. W systemie ekologicznym nie stosowano syntetycznych nawozów mineralnych ani chemicznych środków ochrony roślin. Jeden raz w rotacji zmianowania, pod ziemniak, stosowano kompost (30 t·ha⁻¹). Ograniczanie zachwaszczenia polegało na oddziaływaniu całego zmianowania, stosowaniu wsiewki roślin motylkowatych z trawami w pszenicy jarej, kilkakrotnego bronowania pszenicy ozimej oraz jednorazowego ręcznego pielenia ziemniaka przed ostatnim obredlaniem.

W systemie integrowanym realizowane jest zmianowanie 4-polowe: 1 – ziemniak, 2 – pszenica jara, 3 – bobik, 4 – pszenica ozima + poplon. W tym systemie stosowano zrównoważone nawożenie mineralno-organiczne, dostosowane do potrzeb roślin i zasobności gleby. Chemiczne zabiegi ochrony roślin przeprowadzano, w miarę możliwości, z uwzględnieniem progów szkodliwości agrofagów. Regulacja zachwaszczenia w systemie integrowanym polegała na ograniczaniu liczby zabiegów herbicydowych i zastępowaniu ich zabiegami mechanicznymi.

System konwencjonalny oparty jest na zmianowaniu 3-polowym, uproszczonym: 1 – rzepak ozimy, 2 – pszenica ozima, 3 – pszenica jara. W tym systemie produkcji rośliny uprawiano według intensywnych technologii opracowanych w IUNG, tzn. stosowano wysokie nawożenie mineralne oraz pełną chemiczną ochronę roślin.

Analizę bioróżnorodności flory segetalnej przeprowadzono w roku 2004 tylko w łanie pszenicy ozimej (na polu w zależności od systemu była dwu- lub trzykrotna rotacja zmianowania), natomiast w latach 2005–2006 na polach wszystkich roślin porównywanych systemów produkcji. Badania wykonano w pełni sezonu wegetacji (I dekada czerwca) na powierzchniach próbnym wyznaczonych za pomocą ramki 0,5 m², wzdłuż przekątnych pól, w 10 powtórzeniach dla każdego pola. Określano skład gatunkowy zbiorowisk oraz liczebność poszczególnych gatunków chwastów.

Strukturę zbiorowisk chwastów w badanych systemach opisano także za pomocą dwóch wskaźników ekologicznych: indeksu różnorodności Shannona (H') oraz indeksu dominacji Simpsona (SI). Indeks Shannona (H') uzależniony jest od liczby gatunków oraz ich wzajemnych proporcji ilościowych i obliczany według wzoru (Shannon i Weaver cyt. za 23):

$$H' = - \sum P_i \ln P_i$$

gdzie: P_i – prawdopodobieństwo występowania określonych gatunków chwastów w próbce, $P_i = n/N$ (n – liczebność chwastów określonego gatunku, N – ogólna liczebność chwastów na powierzchni próbnej).

Indeks Simpsona (SI) opisany jest wzorem (Simpson cyt. za 23):

$$SI = \sum P_i^2$$

Zakres wartości tego wskaźnika wynosi od 0 do 1, przy czym wartości zbliżone do 1 wskazują na wyraźną dominację jednego lub kilku gatunków i małą różnorodność zbiorowiska.

WYNIKI

Największą różnorodność gatunkową flory segetalnej stwierdzono w roślinach uprawianych w systemie ekologicznym, gdzie wystąpiło 38 gatunków chwastów (tab. 1). O 10 gatunków mniej odnotowano w systemie konwencjonalnym, a o 13 mniej w systemie integrowanym (tab. 2, 3). Najuboższym składem gatunkowym charakteryzowało się zbiorowisko chwastów w monokulturze pszenicy ozimej, gdzie zaobserwowano tylko 8 gatunków chwastów (tab. 3). Największą różnorodność chwastów obserwowano w łąkach pszenicy ozimej w systemie ekologicznym oraz pszenicy jarej w systemie integrowanym i konwencjonalnym.

Liczebność chwastów była największa w systemie ekologicznym (średnio 74 sz.·m⁻²), z dominacją *Chenopodium album*, *Viola arvensis*, *Fallopia convolvulus*, *Capsella bursa-pastoris* (tab. 1). O około 40% mniejsze zachwaszczenie (45 sz.·m⁻²) stwierdzono w systemie konwencjonalnym i monokulturze pszenicy ozimej, gdzie najliczniej wystąpiły: *Viola arvensis*, *Chenopodium album*, a w monokulturze także *Apera spica-venti* (tab. 3). Najmniejszą liczebność chwastów rejestrowano w systemie integrowanym (30 sz.·m⁻²), w którym największy udział w zbiorowisku segetalnym miały: *Viola arvensis*, *Chenopodium album*, *Fallopia convolvulus*, *Galium aparine* (tab. 2).

W strefie klimatu umiarkowanego, w której leży Polska, przeważają gatunki chwastów kielkujące zarówno jesienią, jak i wiosną (tab. 4). Kielkowanie chwastów w systemie ekologicznym było rozłożone w ciągu sezonu wegetacyjnego, natomiast w pozostałych systemach produkcji, gdzie stosowano zabiegi herbicydowe, kielkowanie chwastów było bardziej ograniczone w czasie (tab. 4).

Ze względu na brak wyraźnego zróżnicowania udziału roślin ozimych i jarych w zmianowaniu w badanych systemach produkcji nie stwierdzono wyraźnej zależności między proporcją roślin ozimych do jarych a udziałem chwastów ozimych i jarych w zbiorowisku segetalnym. Jedynie w zmianowaniu realizowanym w systemie integrowanej produkcji udział roślin jarych wynosi 75%, ale są to gatunki różniące się stosowaną w ich uprawie agrotechniką (ziemniak, pszenica jara, bobik), która zapobiega rozwojowi typowego zbiorowiska chwastów jarych towarzyszącego jednemu gatunkowi, np. zbóż jarych. Większy wpływ na skład gatunkowy i liczebność chwastów miały stosowane zabiegi agrotechniczne oraz sposób regulacji zachwaszczenia, a zwłaszcza herbicydy. Liczebność chwastów była największa w pszenicy jarej we wszystkich systemach produkcji (65–153 szt.·m⁻²), natomiast w pozostałych roślinach uprawnych różniła się w zależności od skuteczności stosowanych metod regulacji zachwaszczenia (rys. 1).

Indeks różnorodności Shannona wykazywał największą różnorodność flory segetalnej w systemie integrowanym i ekologicznym (rys. 2, 3). Wyższe wartości tego wskaźnika w systemie integrowanym niż w ekologicznym, mimo uboższego składu florystycznego zbiorowiska chwastów, były spowodowane bardziej wyrównanym udziałem ilościowym poszczególnych gatunków chwastów w systemie integrowa-

Tabela 1

Skład gatunkowy i liczebność (szt. · m⁻²) chwastów w roślinach uprawianych w systemie ekologicznym (średnia z lat 2004–2006)
Weed species composition and number of weeds (plants · m⁻²) in crops cultivated in the organic system (average from 2004–2006)

| Lp. No. | Gatunki chwastów Weed species | Okres kielekowania ¹ Germination time | Rośliny uprawne; Crops | | | | | średnio average |
|------------|----------------------------------|---|------------------------|-------------------------------------|---|---|--------------------------------------|--------------------|
| | | | ziemniak potato | pszenica jara spring wheat | motylkowate +trawy clover + grass I* | motylkowate +trawy clover + grass II** | pszenica ozima winter wheat | |
| 1. | <i>Chenopodium album</i> | J/W | 11,0 | 60,9 | 5,0 | | 38,7 | 23,12 |
| 2. | <i>Viola arvensis</i> | N | 11,4 | 39,5 | 8,2 | | 37,4 | 19,30 |
| 3. | <i>Fallopia convolvulus</i> | W | 3,6 | 11,6 | 0,8 | 0,2 | 10,1 | 5,26 |
| 4. | <i>Capsella bursa-pastoris</i> | N | 3,9 | 7,8 | | 0,2 | 10,2 | 4,42 |
| 5. | <i>Stellaria media</i> | N | 1,5 | 4,4 | | 0,4 | 4,6 | 2,18 |
| 6. | <i>Lamium purpureum</i> | N | 0,4 | 9,1 | | | 0,6 | 2,02 |
| 7. | <i>Galium aparine</i> | J/W | 0,5 | 5,9 | 0,2 | 0,2 | 3,1 | 1,98 |
| 8. | <i>Papaver rhoeas</i> | J/W | 0,2 | 0,6 | | | 7,5 | 1,66 |
| 9. | <i>Veronica sp.</i> | J/W | | 2,1 | | | 5,4 | 1,50 |
| 10. | <i>Lapsana communis</i> | J/W | | 1,4 | | 3,8 | 1,5 | 1,34 |
| 11. | <i>Anthemis arvensis</i> | J/W | 0,7 | 2,5 | 3,2 | | 0,2 | 1,32 |
| 12. | <i>Vicia hirsuta</i> | J/W | 2,0 | 1,2 | | 1,6 | 1,1 | 1,18 |
| 13. | <i>Cirsium arvense</i> | W | | 1,8 | 1,8 | 1,2 | 0,1 | 0,98 |
| 14. | <i>Taraxacum officinale</i> | W | | | 0,8 | 2,4 | 0,3 | 0,70 |
| 15. | <i>Tripleurospermum inodorum</i> | J/W | 0,1 | 0,7 | | | 2,0 | 0,56 |
| 16. | <i>Polygonum aviculare</i> | W/L | | 0,7 | 1,0 | | 0,9 | 0,52 |
| 17. | <i>Plantago lanceolata</i> | W | | 0,2 | 2,2 | | | 0,48 |
| 18. | <i>Myosotis arvensis</i> | J/W | | 0,8 | | | 1,3 | 0,42 |
| 19. | <i>Galeopsis tetrahit</i> | W | | | | | 1,4 | 0,28 |
| 20. | <i>Melandrium album</i> | W | | | 0,2 | 0,2 | 0,4 | 0,16 |

cd. tab. 1

| | | | | | | | | | |
|--|-------------------------------|-----|-------------|--------------|-------------|-------------|--------------|--------------|------|
| 21. | <i>Lycopsis arvensis</i> | J/W | | 0,6 | | | | | 0,12 |
| 22. | <i>Geranium molle</i> | J/W | | 0 | | 0,2 | | 0,3 | 0,10 |
| 23. | <i>Medicago sativa</i> | W | | | | | | 0,5 | 0,10 |
| 24. | <i>Oxalis stricta</i> | W | | | 0,2 | | | | 0,08 |
| 25. | <i>Euphorbia helioscopia</i> | J/W | | 0 | | | | 0,4 | 0,08 |
| 26. | <i>Trifolium sp.</i> | J/W | | | | | | 0,2 | 0,04 |
| 27. | <i>Polygonum persicaria</i> | W | | 0,2 | | | | | 0,04 |
| 28. | <i>Erodium cicutarium</i> | J/W | 0,1 | | | | | 0,03 | 0,03 |
| 29. | <i>Erigeron canadensis</i> | J/W | | | | | | 0,1 | 0,02 |
| 30. | <i>Gnaphalium uliginosum</i> | W/L | | | | | | 0,1 | 0,02 |
| 31. | <i>Thlaspi arvense</i> | J/W | | | | | | 0,1 | 0,02 |
| 32. | <i>Centaurea cyanus</i> | J/W | | | | | | 0,03 | 0,01 |
| 33. | <i>Fumaria officinalis</i> | J/W | | | | | | 0,03 | 0,01 |
| Dwuliścienne; Dicotyledonous | | | 35,4 | 152,0 | 23,6 | 10,6 | 128,6 | 70,04 | |
| 34. | <i>Apera spica-venti</i> | J/W | | | | | | 11,6 | 2,32 |
| 35. | <i>Agropyron repens</i> | J/W | 1,9 | 0,7 | | | | 0,2 | 0,56 |
| 36. | <i>Poa annua</i> | N | 0,5 | | 0,2 | 0,6 | | 0,1 | 0,28 |
| 37. | <i>Echinochloa crus-galli</i> | W | 0,4 | 0,1 | | | | 0,1 | 0,12 |
| Jednoliścienne; Monocotyledonous | | | 2,8 | 0,8 | 0,2 | 0,6 | 12,0 | 3,28 | |
| 38. | <i>Equisetum arvense</i> | W | 0,9 | | 3,0 | 0,4 | | 0,2 | 0,90 |
| Razem; Total | | | 39,1 | 152,8 | 26,8 | 11,6 | 140,8 | 74,22 | |
| Liczba gatunków Number of species | | | 16 | 21 | 13 | 13 | 34 | 38 | |

* pierwszy rok użytkowania; first year of cultivation, ** drugi rok użytkowania; second year of cultivation

1 – okres kiełkowania; germination time: W – wiosna; spring, L – lato; summer, J – jesień; autumn, N – niezależnie od pory roku; germination in any month (źródło; source: J. Pawłowska, G. Holubowicz-Kliza, „Rolniczy atlas chwastów”, IUNG, Puławy, 1995)

Tabela 2

Skład gatunkowy i liczebność (szt. · m⁻²) chwastów w roślinach uprawianych w systemie integrowanym (średnia z lat 2004–2006)
Weed species composition and number of weeds (plants·m⁻²) in crops cultivated in the integrated system (average from 2004–2006)

| Lp. No. | Gatunki chwastów Weed species | Okres kielkowania ¹ Germination time | Rośliny uprawne; Crops | | | | | średnio average |
|------------|---|--|------------------------|-------------------------------|--------------------|--------------------------------|--------------|--------------------|
| | | | ziemniak potato | pszenica jara spring wheat | bobik faba bean | pszenica ozima winter wheat | | |
| 1. | <i>Viola arvensis</i> | N | 0,2 | 21,5 | 0,4 | 4,0 | 6,53 | |
| 2. | <i>Chenopodium album</i> | J/W | 1,0 | 12,8 | 0,9 | 2,6 | 4,33 | |
| 3. | <i>Fallopia convolvulus</i> | W | 0,7 | 7,5 | 4,9 | 1,8 | 3,73 | |
| 4. | <i>Galium aparine</i> | J/W | 0,4 | 5,4 | 3,5 | 3,1 | 3,10 | |
| 5. | <i>Fumaria officinalis</i> | J/W | 7,0 | | 3,9 | | 2,73 | |
| 6. | <i>Tripleurospermum inodorum</i> | J/W | | 3,2 | 0,2 | | 0,85 | |
| 7. | <i>Cirsium arvense</i> | W | 1,2 | 1,0 | 0,9 | | 0,78 | |
| 8. | <i>Geranium molle</i> | J/W | 0,2 | 0,3 | 1,4 | 0,03 | 0,48 | |
| 9. | <i>Trifolium sp.</i> | J/W | | | | 1,7 | 0,43 | |
| 10. | <i>Stellaria media</i> | N | | 0,9 | | | 0,23 | |
| 11. | <i>Capsella bursa-pastoris</i> | N | | 0,6 | | | 0,15 | |
| 12. | <i>Polygonum aviculare</i> | W/L | | | 0,5 | 0,1 | 0,15 | |
| 13. | <i>Lycopsis arvensis</i> | J/W | | | 0,5 | | 0,13 | |
| 14. | <i>Veronica sp.</i> | J/W | | 0,3 | | | 0,08 | |
| 15. | <i>Euphorbia helioscopia</i> | J/W | | | 0,2 | | 0,05 | |
| 16. | <i>Papaver rhoeas</i> | J/W | | 0,1 | | | 0,03 | |
| 17. | <i>Myosotis arvensis</i> | J/W | | | | 0,1 | 0,03 | |
| 18. | <i>Erigeron canadensis</i> | J/W | | | | 0,1 | 0,03 | |
| 19. | <i>Brassica napus</i> | J/W | | 0,1 | | | 0,03 | |
| 20. | <i>Vicia hirsuta</i> | J/W | | | | 0,03 | 0,01 | |
| | Dwuliścienne; Dicotyledonous | | 10,7 | 53,7 | 17,3 | 13,6 | 23,82 | |
| 21. | <i>Echinochloa crus-galli</i> | W | 0,6 | 6,4 | | | 1,75 | |
| 22. | <i>Poa annua</i> | N | 4,7 | 1,5 | | | 1,55 | |
| 23. | <i>Agropyron repens</i> | J/W | 1,4 | 0,2 | 0,1 | 0,5 | 0,55 | |
| 24. | <i>Apera spica-venti</i> | J/W | | 0,5 | | | 0,13 | |
| | Jednoliścienne; Monocotyledonous | | 6,7 | 8,6 | 0,1 | 0,5 | 3,97 | |
| 25. | <i>Equisetum arvense</i> | W | 4,4 | 2,6 | 1,2 | 2,4 | 2,65 | |
| | Razem; Total | | 21,8 | 64,9 | 18,6 | 16,5 | 30,44 | |
| | Liczba gatunków; Number of species | | 11 | 17 | 13 | 12 | 25 | |

1 – okres kielkowania; germination time: W – wiosna; spring, L – lato; summer, J – jesień; autumn, N – niezależnie od pory roku; germination in any month (źródło; source: J. Pawłowska, G. Hothubowicz-Kliza "Rolniczy atlas chwastów"; IUNG, Puławy, 1995)

Tabela 3

Skład gatunkowy i liczebność (szt. \cdot m⁻²) chwastów w roślinach uprawianych w systemie konwencjonalnym (średnia z lat 2004–2006)
Weed species composition and number of weeds (plants \cdot m⁻²) in crops cultivated in the conventional system (average from 2004–2006)

| Lp. No. | Gatunki chwastów Weed species | Okres kielekowania ¹ Germination time | I wariant – zmienowanie 3-polowe I variant – 3-field crop rotation | | | | | II wariant monokultura II variant monoculture | |
|------------|----------------------------------|---|---|--------------------------------|-------------------------------|--------------------|--------------------------------|--|--|
| | | | rzepak ozimy winter rape | pszenica ozima winter wheat | pszenica jara spring wheat | średnio average | pszenica ozima winter wheat | pszenica ozima winter wheat | |
| 1. | <i>Viola arvensis</i> | N | 29,5 | 2,3 | 39,8 | 23,87 | 21,3 | | |
| 2. | <i>Chenopodium album</i> | J/W | 9,2 | 0,1 | 3,6 | 4,30 | 13,1 | | |
| 3. | <i>Galium aparine</i> | J/W | 0,5 | 0,7 | 10,2 | 3,80 | | | |
| 4. | <i>Vicia hirsuta</i> | J/W | 11,1 | 0,2 | | 3,77 | | | |
| 5. | <i>Brassica napus</i> | J/W | | 0,5 | 7,5 | 2,67 | | | |
| 6. | <i>Geranium molle</i> | J/W | | 0,2 | 7,6 | 2,60 | | | |
| 7. | <i>Anthemis arvensis</i> | J/W | 1,3 | 0,6 | 0,4 | 0,77 | 0,9 | | |
| 8. | <i>Stellaria media</i> | N | 0,2 | | 2,0 | 0,73 | | | |
| 9. | <i>Lycopsis arvensis</i> | J/W | 1,1 | | 0,2 | 0,43 | | | |
| 10. | <i>Tripleurospermum inodorum</i> | J/W | 0,5 | | 0,4 | 0,30 | | | |
| 11. | <i>Veronica sp.</i> | J/W | | | 1,0 | 0,33 | | | |
| 12. | <i>Fallopia convolvulus</i> | W | 0,3 | 0,3 | 0,2 | 0,27 | 0,2 | | |
| 13. | <i>Capsella bursa-pastoris</i> | N | | | 0,7 | 0,23 | | | |
| 14. | <i>Erodium cicutarium</i> | J/W | 0,3 | 0,03 | 0,2 | 0,18 | | | |
| 15. | <i>Papaver rhoeas</i> | J/W | 0,3 | | 0,1 | 0,13 | 0,2 | | |
| 16. | <i>Fumaria officinalis</i> | J/W | | | 0,4 | 0,13 | | | |
| 17. | <i>Lamium purpureum</i> | N | | | 0,3 | 0,10 | | | |
| 18. | <i>Polygonum aviculare</i> | W/L | 0,1 | | 0,1 | 0,07 | | | |
| 19. | <i>Cirsium arvense</i> | W | 0,2 | | | 0,07 | | | |
| 20. | <i>Euphorbia helioscopia</i> | J/W | | 0,2 | | 0,07 | | | |
| 21. | <i>Myosotis arvensis</i> | J/W | | | 0,2 | 0,07 | | | |

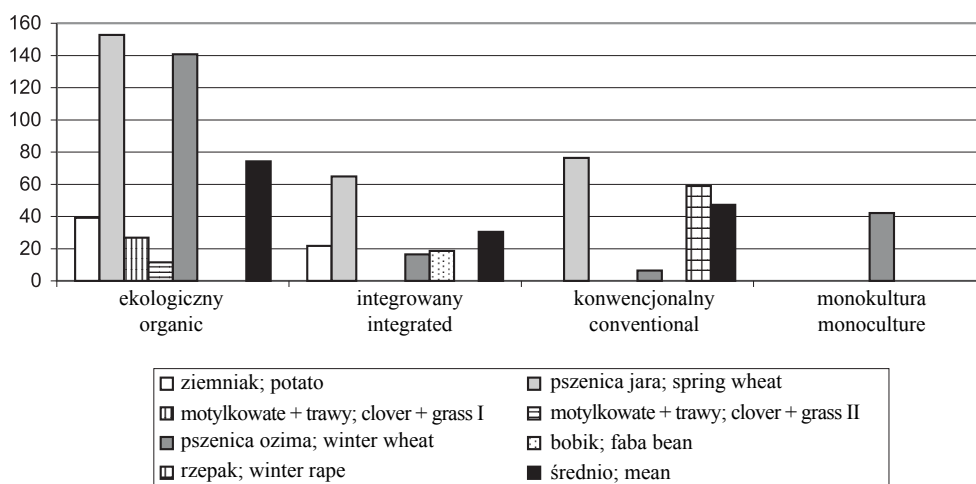
| | | | | | | | | |
|-----|---|-----|-------------|------------|-------------|--------------|-------------|--|
| 22. | <i>Melandrium album</i> | W | 0,2 | | | | 0,07 | |
| 23. | <i>Centaurea cyanus</i> | J/W | 0,2 | | | | 0,07 | |
| 24. | <i>Plantago lanceolata</i> | W | 0,1 | | | | 0,03 | |
| | Dwulicienne; Dicotyledonous | | 55,1 | 5,1 | 74,9 | 45,04 | 35,7 | |
| 25. | <i>Echinochloa crus-galli</i> | W | 1,2 | 0,5 | 0,7 | 0,80 | 0,1 | |
| 26. | <i>Apera spica-venti</i> | J/W | | 0,5 | 0,5 | 0,33 | 4,7 | |
| 27. | <i>Agropyron repens</i> | J/W | 0,2 | 0,1 | | 0,10 | 1,7 | |
| | Jednolicienne; Monocotyledonous | | 1,4 | 1,1 | 1,2 | 1,24 | 6,5 | |
| 28. | <i>Equisetum arvense</i> | W | 2,5 | 0,3 | 0,2 | 1,00 | | |
| | RAZEM; Total | | 59,0 | 6,5 | 76,3 | 47,28 | 42,2 | |
| | Liczba gatunków; Number of species | | 19 | 14 | 21 | 28 | 8 | |

1 – okres kielkowania; germination time: W – wiosna; spring, L – lato; summer, J – jesień; autumn, N – niezależnie od pory roku; germination in any month (źródło: source: J. Pawłowska, G. Holubowicz-Kliza, „Rolniczy atlas chwastów”, IUNG, Puławy, 1995)

Tabela 4

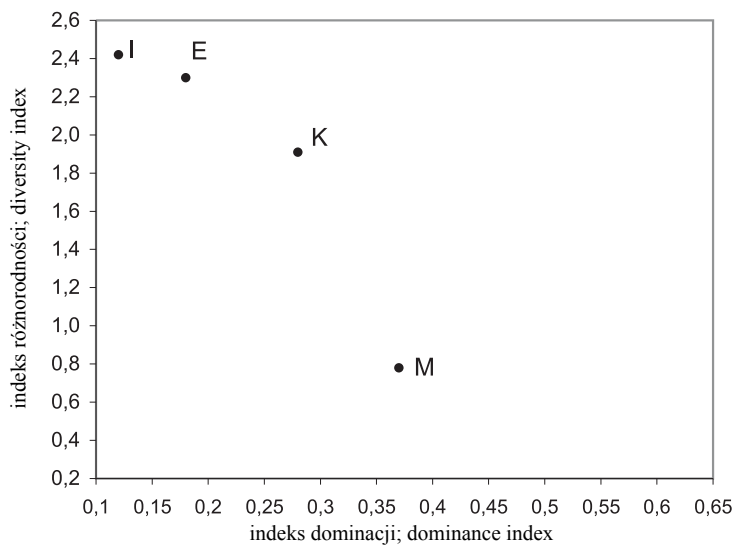
Liczba gatunków chwastów w zależności od terminu ich kielkowania oraz systemu produkcji
(średnia z lat 2004–2006)
Number of weed species in dependence of their term of germination and crop production system
(average from 2004–2006)

| System produkcji Crop production system | Terminy kielkowania chwastów; Time of germination | | | |
|--|---|--------------------------------|------------------------------|--|
| | wiosna spring | jesień/wiosna autumn/spring | wiosna/lato spring/summer | niezależnie od pory roku germination in any month |
| Ekologiczny; Organic | 11 | 20 | 2 | 5 |
| Integrowany; Integrated | 3 | 16 | 1 | 4 |
| Konwencjonalny; Conventional | 6 | 17 | 1 | 4 |
| Monokultura; Monoculture | 2 | 5 | - | 1 |



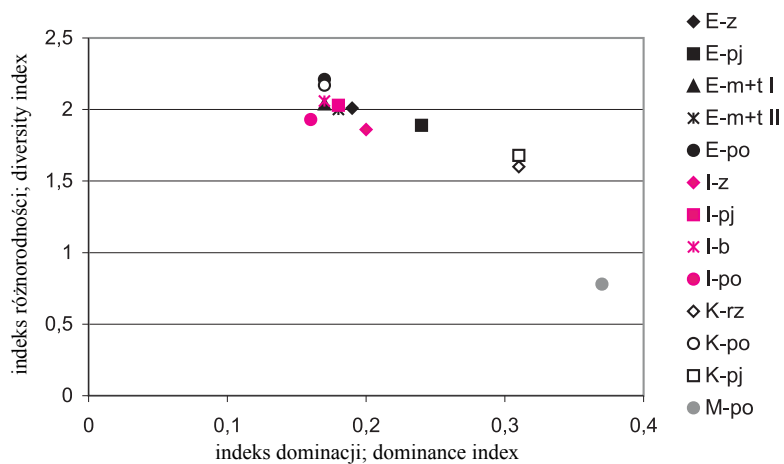
Rys. 1. Liczebność chwastów (szt.·m⁻²) w roślinach uprawianych w różnych systemach produkcji
Number of weeds (plants·m⁻²) in crops cultivated in different crop production system

nym w porównaniu z systemem ekologicznym. Stwierdzono spadek wartości wskaźnika różnorodności Shannona i wzrost wartości wskaźnika dominacji Simpsona wraz z intensyfikacją metod produkcji. Najmniejszą różnorodnością, ocenianą za pomocą wskaźnika Shannona, charakteryzowała się monokultura pszenicy ozimej. Najwyższe wartości indeksu dominacji ($SI > 0,30$) stwierdzono w monokulturze pszenicy



E – ekologiczny, organic; I – integrowany, integrated; K – konwencjonalny, conventional;
M – monokultura pszenicy ozimej, monoculture

Rys. 2. Indeks różnorodności Shannona (H') i dominacji Simpsona (SI) dla flory segetalnej w różnych systemach produkcji rolnej
Shannon's diversity index (H') and Simpson's dominance index (SI) for weed flora analysis in different crop production systems



E – ekologiczny, organic; I – integrowany, integrated; K – konwencjonalny, conventional;
M – monokultura pszenicy ozimej, monoculture of winter wheat; z – ziemniak, potato; pj – pszenica jara, spring wheat; m+t – motylkowate + trawy I i II rok użytkowania, papilionaceae and grass I and II year of cultivation; po – pszenica ozima, winter wheat; b – bobik, faba bean; rz – rzepak, winter rape

Rys. 3. Indeks różnorodności Shannona (H') i dominacji Simpsona (SI) dla flory segetalnej towarzyszącej różnym roślinom uprawnym w różnych systemach produkcji
Shannon's diversity index (H') and Simpson's dominance index (SI) for weed flora in different crops and production systems

ozimej oraz w pszenicy jarej i rzepaku uprawianych w systemie konwencjonalnym, co świadczy o wyraźnej dominacji w zbiorowisku jednego bądź kilku gatunków chwastów.

DYSKUSJA

Grunty użytkowane rolniczo są mozaiką roślin uprawnych i towarzyszących im chwastów. Jednym z ważniejszych czynników decydujących o bioróżnorodności tych obszarów jest sposób i poziom intensywności gospodarowania, wpływający na produktywność poszczególnych siedlisk. Im bardziej uproszczony płodozmian rolniczy i większa eutrofizacja środowiska, tym mniejsza bioróżnorodność (4, 8-10).

Wyniki badań własnych wykazały największą różnorodność gatunkową i liczebność flory segetalnej w roślinach uprawianych w systemie ekologicznym. Wraz z intensyfikacją metod produkcji rolnej następowało ubożenie składu florystycznego zbiorowisk chwastów, najbardziej widoczne w monokulturze pszenicy ozimej jako skrajnym uproszczeniu systemu konwencjonalnego, gdzie stwierdzono o 30 gatunków mniej w porównaniu z systemem ekologicznym. Różnice z zbiorowiskach flory segetalnej w badanych systemach gospodarowania znalazły potwierdzenie w wartościach indeksu różnorodności Shannona oraz dominacji Simpsona. Najwyższymi wartościami wskaźnika różnorodności, a zarazem najniższymi wartościami wskaźnika dominacji charakteryzował się system ekologiczny i integrowany. Wartości obu wskaźników wyznaczone dla systemu konwencjonalnego i monokultury wskazywały na zdecydowanie mniejsze zróżnicowanie składu florystycznego oraz wyraźną dominację w zbiorowisku pewnych gatunków chwastów (*Chenopodium album*, *Viola arvensis*). Badania innych autorów potwierdzają większą różnorodność gatunków chwastów, także rzadkich, zagrożonych wyginięciem, na polach gospodarstw ekologicznych w porównaniu z konwencjonalnymi, integrowanymi i tradycyjnymi, na których ograniczanie zachwaszczenia odbywało się za pomocą herbicydów (10, 11, 14-16, 18, 21, 22).

Obecność różnych gatunków chwastów w łanie roślin uprawnych zwiększa ogólną bioróżnorodność agroekosystemu, a przez to jego stabilność i trwałość (5). W systemie ekologicznym oprócz gatunków o dużej konkurencyjności w stosunku do roślin uprawnych występowały też liczniej gatunki, które spełniają istotne pozytywne funkcje w agroekosystemach, stanowiąc miejsce bytowania lub pokarm dla różnych gatunków zwierząt i przyczyniając się przez to do utrzymywania ogólnej bioróżnorodności w agrocenozach. Według Marshalla i in. (17) gatunkami chwastów ważnymi ze względu na występowanie licznych bezkręgowców i ptaków odżywiających się ich nasionami są zwłaszcza: *Chenopodium album*, *Cirsium arvense*, *Stellaria media*, *Galium aparine*, *Poa annua*, *Polygonum aviculare*, *Rumex obtusifolius*, *Senecio vulgaris*, *Sinapis arvensis*, *Sonchus arvensis*, *Tripleurospermum inodorum*. Utrzymywanie się tych gatunków, odznaczających się umiarkowaną konkurencyjnością,

zwłaszcza w systemie ekologicznym i integrowanym, pozwala przypuszczać, że w tych systemach gospodarowania funkcjonują mechanizmy gwarantujące zachowanie różnorodności biologicznej. Wielu autorów podkreśla znaczenie płodozmianu jako czynnika stabilizującego w stosunku do zbiorowisk chwastów i sprzyjającego utrzymaniu większej różnorodności gatunkowej (13, 24). Z wcześniejszych badań prowadzonych w tym samym doświadczeniu wynika, że system ekologiczny charakteryzował się największym podobieństwem fitocenozy chwastów w latach, co świadczy o większej stabilności zbiorowisk segetalnych (9).

Niektórzy autorzy wskazują na większą różnorodność i liczebność chwastów w zbożach jarych w porównaniu z ozimymi (12). Uprawom jarym częściej towarzyszą chwasty, które pełnią ważne funkcje w łańcuchu pokarmowym bezkręgowców, głównie owadów (17). Ze względu na niewielkie zróżnicowanie udziału roślin ozimych i jarych w badanych systemach nie stwierdzono wyraźnych zależności w występowaniu ozimych i jarych gatunków chwastów w zbiorowiskach segetalnych. Prawdopodobnie stosowane zabiegi, głównie chemiczne, nie pozwalały na ujawnienie się określonych gatunków chwastów. Badania Barberiego i in. (1) oraz Douceta i in. (4) wykazały, że chemiczna regulacja zachwaszczenia za pomocą herbicydów miała zdecydowanie większy wpływ (37,9%) na liczebność chwastów niż zmianowanie (5,5%).

Intensyfikacja produkcji rolnej, związana z uproszczeniami w strukturze zasiewów i dużym zużyciem przemysłowych środków produkcji, głównie herbicydów, prowadzi do specjalizacji zbiorowisk chwastów i zmniejszania ich różnorodności, a nawet zaniku pewnych gatunków chwastów (1, 4, 13, 24). Obserwowane w doświadczeniu ubożenie składu florystycznego zbiorowisk chwastów wraz z intensyfikacją metod gospodarowania nie musi oznaczać zaniku tych gatunków, ponieważ prawdziwym ich rezerwuarem jest glebowy bank nasion. Wyniki wcześniejszych badań prowadzonych na tych polach doświadczalnych wskazują, że glebowy bank nasion w badanych systemach był bogatszy w gatunki i mniej zróżnicowany pod względem jakościowym niż nadziemna flora chwastów (7). Zapas nasion chwastów w glebie, ukształtowany historią pola znacznie dłuższą niż czas trwania doświadczenia, jest jakby buforem, który nie podlega tak łatwo zmianom jak zbiorowiska chwastów występujące na polu. W zmiennym środowisku glebowy bank nasion jest czynnikiem stabilizującym, który zapewnia przetrwanie wielu gatunków (19). Natomiast aktualna flora chwastów występująca na polu stanowi „fotografię” glebowego banku nasion, bardziej lub mniej maskowaną przez czynniki środowiska i zabiegi agrotechniczne (23). Według Barberiego i in. (1) brak jest wyraźnego trendu w ewolucji składu gatunkowego zbiorowisk chwastów wynikającego ze stosowania określonego systemu produkcji. Sugeruje to istnienie mało rozpoznanych mechanizmów, związanych prawdopodobnie z fazą spoczynku nasion chwastów, które mogą utrudniać prognozowanie występowania chwastów.

WNIOSKI

1. Wraz z upraszczaniem zmianowania i intensyfikacją produkcji malała różnorodność flory segetalnej w badanych systemach, w kierunku od systemu ekologicznego do monokultury.
2. Największą liczebność chwastów stwierdzono w roślinach uprawianych w systemie ekologicznym (średnio 74 szt.·m⁻²). Najmniej chwastów występowało w łąkach roślin uprawianych w systemie integrowanym (30 szt.·m⁻²).
3. Wskaźnik różnorodności Shannona wykazał największą różnorodność zbiorowisk chwastów w systemie ekologicznym i integrowanym.
4. Wskaźnik Simpsona (SI>0,30) wskazywał na wyraźną dominację jednego lub kilku gatunków chwastów w monokulturze pszenicy ozimej i innych roślinach uprawianych w systemie konwencjonalnym.
5. Ze względu na niewielkie zróżnicowanie udziału roślin ozimych i jarych w badanych systemach, nie stwierdzono wyraźnych zależności w występowaniu ozimych i jarych gatunków chwastów w zbiorowiskach segetalnych.

LITERATURA

1. Barberi P., Silvestri N., Bonari E.: Weed communities of winter wheat as influenced by input level and rotation. *Weed Res.*, 1997, **37**: 301-313.
2. Chamberlain D.E., Fuller R.J., Bunce R.G.H., Duckworth J.C., Shrubbs M.: Changes in the abundance of farmland birds in relation to the timing of agricultural intensification in England and Wales. *J. Appl. Ecol.*, 2000, **37**: 771-188.
3. Chylarecki P., Jawińska D., Kuczyński L.: Monitoring Pospolitych Ptaków Lęgowych. Raport z lat 2003-2004. Warszawa, OTOP, 2006, ss. 30.
4. Doucet C., Weaver S.E., Hamill A.S., Zhang J.: Separating the effects of crop rotation from weed management on weed density and diversity. *Weed Sci.*, 1999, **47**: 729-735.
5. Eisele J.-A.: Organic farming as a sustainable system: Weed management strategies in organic farming. W: *Sustainable Agriculture for food, energy and industry. Vol. I. Proc. Intern. Conference Sustainable Agriculture for Food, Energy and Industry.* El Bassam, N., Behl, R.K., Prochnow, B. (eds), London, James & James Ltd, 1998, 599-602.
6. Evald J.A., Aebischer N.J.: Pesticide use, avian food resources and bird densities in Sussex. JNCC Report No. 296, Joint Nature Conservation Committee, Peterborough, 1999.
7. Feledyn-Szewczyk B., Duer I.: Oddziaływanie systemu produkcji na glebowy bank nasion. *Pam. Puł.*, 2004, **138**: 19-33.
8. Feledyn-Szewczyk B., Duer I.: Oddziaływanie systemu produkcji na zachwaszczenie łąki pszenicy ozimej. *Pam. Puł.*, 2004, **138**: 35-49.
9. Feledyn-Szewczyk B., Duer I.: Porównanie struktury zbiorowisk chwastów w pszenicy ozimej uprawianej w różnych systemach produkcji za pomocą wskaźników ekologicznych. *Fragm. Agron.*, 2006 (w druku).
10. Frieben B., Köpke U.: Effect of farming systems on biodiversity. W: *Biodiversity and Land Use: The Role of Organic Farming.* Red.: J. Isart, J.J. Llerena. Proceedings of the first ENOF Workshop, Bonn, 1995, 11-21.
11. Frieben B.: Organic farming as a sustainable system - biodiversity in fields. W: *Sustainable Agriculture for food, energy and industry. Vol. I. Proc. Intern. Conference Sustainable Agriculture for*

- Food, Energy and Industry, Red.: N. El Bassam, R.K. Behl, B. Prochnow, London, James & James Ltd, 1998, 603-608.
12. Hald A.B.: The impact of changing the season in which cereals are sown on the diversity of the weed flora in rotational fields in Denmark. *J. Appl. Ecol.*, 1999, **36**: 24-32.
 13. Heller K., Adamczewski K.: Zmiany w zachwaszczeniu wywołane zmianami w agrotechnice roślin i zmianami klimatycznymi. *Progr. Plant Protect./Post. Ochr. Rośl.*, 2002, **42(1)**: 349-357.
 14. Hołdyński Cz., Korona A. Jastrzębski W., Korona E.: Zachwaszczenie pól w różnych systemach uprawy. *Pam. Puł.*, 2000, **122**: 149-159.
 15. Janczak-Tabaszewska D., Tyburski J.: Zachwaszczenie pszenicy jarej i ziemniaków w gospodarstwach ekologicznych i konwencjonalnych. W: Porównanie ekologicznych i konwencjonalnych gospodarstw rolnych w Polsce. Red.: M. Górny. Wyd. SGGW, Warszawa, 1999, 49-54.
 16. Kapeluszný J., Haliniarz M.: Zachwaszczenie zbóż uprawianych w gospodarstwach ekologicznych na Lubelszczyźnie. *Pam. Puł.*, 2000, **122**: 39-49.
 17. Marshall E.J.P., Brown V.K., Boatman N.D., Lutman P.J.W., Squire G.R., Ward L.K.: The role of weeds in supporting biological diversity within crop fields. *Weed Res.*, 2003, **43(2)**: 77-89.
 18. Pacini C., Wossik A., Giesen G., Vazzana C., Huirne R.: Evaluation of sustainability of organic, integrated and conventional farming systems: a farm and field-scale analysis. *Agric. Ecosyst. Environ.*, 2003, **95**: 273-288.
 19. Simpson R.L., Allesio Leck M., Parker V.T.: Seed Banks: General Concepts and Methodological Issues. W: *Ecology of Soil Seed Banks*. Red.: M. Allesio Leck, V.T. Parker, R.L. Simpson, Academic Press Inc., 1989, 3-8.
 20. Squire G.R., Rodger S., Wright G.: Community-scale seedbank response to less intense rotation and reduced herbicide input at three sites. *Ann. Appl. Biol.*, 2000, **136**: 47-57.
 21. Tyr Š., Lacko-Bartošova M.: Weed infestation of spring barley in integrated and ecological arable farming systems. *Proc. V Congress of ESA, Nitra, The Slovak Republic*, 1998, **I**: 129-130.
 22. Tyser L., Hamouz P., Novakova K.: Weed species diversity of agrophytocoenoses under different farming systems. *Bibl. Fragm. Agron.*, 2006, **11(II)**: 597-598.
 23. Zanin G., Mosca G., Catizone P.: A profile of the potential flora in maize fields of the Po Valley. *Weed Res.*, 1992, **32**: 407-418.
 24. Zawisłak K., Adamiak E.: Znaczenie płodozmianu i herbicydów w ograniczaniu zachwaszczenia pszenicy ozimej. W: XVII Krajowa Konferencja nt. „Przyczyny i źródła zachwaszczenia pól uprawnych”. ART Olsztyn, 1994, 59-68.

BIODIVERSITY OF WEED FLORA IN CROPS CULTIVATED IN ORGANIC, INTEGRATED AND CONVENTIONAL PRODUCTION SYSTEMS

Summary

In 2004–2006 the study was carried out which aimed to assess the influence of organic, integrated and conventional crop production systems on weed flora diversity. The study was conducted in the Experimental Station of the Institute of Soil Science and Plant Cultivation – State Research Institute at Osiny in the long-term trial, where different crop production systems had been compared since 1994. The analysis of weed diversity was conducted on the fields of all crops cultivated in organic, integrated and conventional crop production systems, based on weed species composition and number of weeds. The weed communities were compared using Shannon's diversity index and Simpson's dominance index. There are very few papers in literature concerning the influence of different crop production systems on biodiversity using ecological indices. The study showed that the simplification of crop rotation

and intensification of crop production results in biodiversity decrease in compared systems, in direction from organic system to monoculture of winter wheat. Species diversity and number of weeds was the largest in the organic system. The smallest number of weeds was observed in crops cultivated in the integrated system. The analysis using Shannon diversity index revealed the biggest weed flora diversity in organic and integrated systems. Simpson's dominance index showed a domination of some species in weed community in winter wheat monoculture and other crops cultivated in conventional system.

Praca wpłynęła do Redakcji 26 II 2007 r.