

Tomasz Sekutowski, Henryka Rola

*Instytut Uprawy Nawożenia i Gleboznawstwa - Państwowy Instytut Badawczy
w Puławach*

GLEBOWY BANK NASION JAKO NIEWYCZERPALNE ŹRÓDŁO DIASPOR CHWASTÓW*

Wstęp

Nasiona stanowią najlepszą formę przetrwania i rozprzestrzeniania się roślin. Ich właściwości są determinowane przez dwa czynniki: genetyczny i środowiskowy (24). Większość taksonów roślin występujących na gruntach rolnych to gatunki jednoroczne, rozmnażające się tylko generatywnie (za pomocą owoców lub nasion). Na drodze ewolucji przystosowały się one najlepiej do otaczającego je środowiska. Siedlisko miało decydujący wpływ na wytworzenie się specyficznych cech morfologicznych i anatomicznych, dzięki którym diaspyry mogą być rozsiewane i przemieszczane na większe odległości (1, 13, 18).

Zdecydowana większość gatunków chwastów występujących w łanach roślin uprawnych rozprzestrzenia się za pomocą wiatru, wody, zwierząt i człowieka. Proces taki nosi nazwę allochorii. Wśród allochorów rozróżniamy: anemochory (rozsiewane przez wiatr), hydrochory (rozsiewane za pomocą wody), zoochory (rozsiewane przez zwierzęta) i antropochory (rozsiewane przez człowieka w sposób zamierzony lub przypadkowy); (1, 24).

Z reguły większość nasion chwastów po opuszczeniu rośliny matecznej trafia na powierzchnię gleby, a następnie dzięki różnym czynnikom zewnętrznym (zwierzęta, działalność człowieka – zabiegi agrotechniczne itp.) jest przemieszczana w głąb profilu glebowego. Dlatego za celowe wydaje się użycie stwierdzenia, że podstawowym źródłem zachwaszczenia plantacji roślin rolniczych są diaspyry znajdujące się na lub (i) w glebie (7, 12, 14, 31).

Glebowy bank nasion

Harper (25) w 1954 roku podał definicję glebowego banku diaspor, określając go jako zapas nasion występujących w profilu glebowym oraz na jego powierzchni. Chwasty pojawiające się na polach są wynikiem występowania w agrofitycenozie

* Opracowanie wykonano w ramach zadania 2.4 w programie wieloletnim IUNG - PIB

tw. „bezpiecznego siedliska”, w ramach którego funkcjonuje glebowy bank nasion (1, 7). Oceniając łan rośliny uprawnej pod względem zachwaszczenia, należy zdawać sobie sprawę z tego, że na pełną charakterystykę taksonów występujących na plantacji składają się dwa czynniki: zbiorowisko chwastów w łanie rośliny uprawnej oraz ich diasporę tworzące glebowy bank nasion. To właśnie glebowy bank diaspor zapewnia ciągłość występowania poszczególnych gatunków chwastów w danym siedlisku, pomimo stosowania przez człowieka zabiegów mających na celu ograniczenie ich dalszego wzrostu, rozwoju i występowania (37, 39, 40).

W zależności od typu spoczynku nasion oraz ich energii i zdolności kiełkowania (kiełkujące w okresie dłuższym niż 1 rok od momentu ich rozsiania oraz w czasie krótszym niż 1 rok) często bank nasion określa się jako „trwały” (ang. persistent) lub „przejściowy” (ang. transient); (7). W literaturze można spotkać jeszcze inne określenia dotyczące glebowego banku nasion, a mianowicie: „aktywny” (ang. activity) i „spoczynkowy” (ang. dormancy). Bank nasion określany jako „aktywny” tworzą nasiona, które są zdolne do kiełkowania w danym sezonie wegetacyjnym (najczęściej na wiosnę). Natomiast „spoczynkowy” bank diaspor tworzą nasiona, które nie kiełkują w danym sezonie wegetacyjnym (25).

Thompson i Grime (58) w 1979 roku przyjmując za kryterium czas przebywania nasion w glebie, zaproponowali 4 typy banków nasion:

- I – bank przejściowy występujący w okresie letnim;
- II – bank przejściowy występujący w okresie zimowym;
- III – bank, w którym znaczna część nasion kiełkuje zaraz po wysianiu i tylko niewielki odsetek tych nasion zostaje przemieszczony w głąb profilu glebowego;
- IV – bank, który charakteryzuje się tym, że tylko kilka procent diaspor kiełkuje zaraz po opadnięciu na glebę, natomiast pozostałe nasiona nie kiełkują, tworząc trwały bank glebowy.

Typy I i II zawierają nasiona krótkotrwale, których okres żywotności jest krótszy niż 1 rok. Natomiast typy III i IV są bankami trwałymi, złożonymi z nasion mogących przetrwać znacznie dłużej niż 1 rok. W obrębie trwałego banku nasion wyróżnia się 3 jego rodzaje związane z trzema funkcjonalnymi typami spoczynku nasion. Pierwszy rodzaj spoczynku określany jest mianem „disturbance-broken” (przerwany wskutek nagłych zmian zachodzących w środowisku). Drugi rodzaj spoczynku to „risk-spreading” (rozkładający ryzyko śmierci nasion w czasie). Natomiast trzeci rodzaj to „weather-dependent” (uzależniony od warunków klimatycznych). Jak widać spoczynek nasion determinuje strategię rozprzestrzeniania nasion w jednostce czasu i przestrzeni. Stwarza on również taksonom możliwość przystosowania się do zmiennych warunków środowiska (4, 7, 19, 21, 47).

Baskin i Baskin (5) wyróżniają 5 typów spoczynku:

- **fizjologiczny** – związany z fizjologicznym mechanizmem hamującym kiełkowanie zarodka. Zahamowanie kiełkowania zarodka wiąże się z obecnością lub brakiem odpowiednich fitohormonów. Ten rodzaj spoczynku determinuje tworzenie się glebowego banku nasion w klimacie umiarkowanym.

- **fizyczny** – związany z nieprzepuszczalną dla wody i gazów okrywą owocowo-nasienną. Ma on szczególne znaczenie dla glebowego banku nasion w klimacie umiarkowanym.
- **kombinowany** – jego przyczyną jest tworzenie się nieprzepuszczalnej okrywy nasiennej oraz fizjologiczny mechanizm wstrzymujący kiełkowanie zarodka.
- **morfologiczny** – spowodowany opóźnionym rozwojem zarodka, natomiast zakończenie rozwoju zarodka odbywa się dopiero po rozsianiu nasion. Ten typ spoczynku jest spotykany u roślin klimatu tropikalnego.
- **morfofizjologiczny** – spowodowany niecałkowitym wykształceniem się zarodka oraz procesami fizjologicznymi wstrzymującymi kiełkowanie zarodka wewnątrz łupiny okrywowo-nasiennej. Ten typ spoczynku jest spotykany u roślin terenów leśnych.

Liczba diaspor danego gatunku znajdująca się w glebie jest ściśle związana z jego plennością, którą warunkują czynniki genetyczne i siedliskowe (28).

Metody oceny wielkości glebowego banku nasion

Głównym problemem w ocenie wielkości glebowego banku nasion jest nierównomierne rozmieszczenie przestrzenne nasion w profilu glebowym. Trudności w ocenie liczby nasion wynikają z ich ilościowej zmienności w sezonie, cyklicznych wewnętrznych przekształceń pomiędzy różnymi frakcjami spoczynkowymi oraz ze zmiennych warunków kiełkowania nasion. W literaturze można spotkać wiele opracowań poświęconych problemom metodycznym w ilościowej ocenie glebowego banku nasion (2, 3, 11, 18, 59). Najczęściej jednak wielkość banku nasion określa się przez liczenie wszystkich nasion znajdujących się w danej objętości gleby lub poprzez liczenie nasion kiełkujących (siewek).

Pierwsza z metod (ang. direct seed extraction), nazwana metodą Pawłowskiego, pozwala na określenie całkowitej liczby nasion znajdujących się w profilu glebowym (20, 33). Wadą tej metody jest jej pracochłonność oraz trudności związane z separacją nasion od frakcji mechanicznych gleby. Metoda ta wymaga również dodatkowych testów na żywotność pozyskanych nasion. Natomiast jej zaletą jest możliwość określenia całej puli owoców i nasion chwastów znajdujących się w glebie zarówno żywych, jak i martwych (9, 22, 23).

Druga z metod, nazywana metodą kiełkowania (ang. greenhouse method), polega na ilościowym oznaczeniu kiełkujących siewek nasion (11, 23). Zaletą tej analizy jest jej znikoma pracochłonność w porównaniu z metodą Pawłowskiego. Dodatkowo nie wymaga testów na żywotność nasion. Natomiast jej wadą jest brak możliwości oszacowania wszystkich diaspor zarówno tych martwych, jak i tych, które wykiełkowały, ale z różnych przyczyn zmarły. Metoda ta jest obciążona dużym błędem, który nie pozwala na dokładne oszacowanie liczby żywych nasion pozostających w glebowym banku nasion. Aby zminimalizować ten błąd i pobudzić pozostałe diaspory do kiełkowania bardzo często stosuje się następujące czynności: mieszanie mechaniczne gleby

połączone z napowietrzaniem i skaryfikacją, stratyfikację lub wprowadzenie do gleby lotnych inhibitorów kiełkowania, odpowiedników naturalnych fitohormonów roślinnych. Najczęściej jako chemicznego stymulatora używa się kwasu giberelinowego, który pobudza wzrost zarodka w początkowej fazie kiełkowania diaspor (24).

Zasobność i rozmieszczenie nasion chwastów w glebie

Na zasobność glebowego banku nasion oraz na rozmieszczenie diaspor w profilu glebowym mają wpływ różne czynniki. Najważniejsze z nich to: typ gleby, zabiegi agrotechniczne, nawożenie mineralne i organiczne oraz obecność substancji allelochemicznych. Bogactwo gatunkowe glebowego banku nasion gleb ornych zależy głównie od typu gleby (52, 53). Badania Pawłowski i Górecki (33) wskazują, że najwięcej diaspor na 1 m² warstwy ornej znajdowało się w glebach piaszkowych, następnie w madach, nieco mniej w glebach lessowych i czarnoziemach, a najmniej w rędzinach (tab. 1).

Tabela 1

Liczba nasion i gatunków chwastów w powierzchniowej warstwie uprawnej gleby (0-20 cm) na 1 m² w rejonie Lublina

Gleby	Liczba nasion			Liczba gatunków		
	krótkotrwałe	wieloletnie	razem	krótkotrwałe	wieloletnie	razem
Piaskowe	42693	597	43292	38	7	45
Mady	29354	320	29674	48	7	55
Lessowe	21512	332	21844	52	8	60
Czarnoziemny	21128	504	21632	41	4	45
Rędziny	18740	1184	19888	59	11	70

Źródło: Pawłowski, 1963 (33).

Podobnie w badaniach własnych, przeprowadzonych na trzech typach gleb: płowej, madzie rzecznej średniej i czarnej ziemi, stwierdzono znaczące różnice w liczbie nasion chwastów występujących na jednostce powierzchni. Największą liczbę nasion chwastów stwierdzono w próbkach pobranych z gleby płowej, mniej z mady rzecznej średniej, a najmniej w czarnej ziemi (tab. 2).

Tabela 2

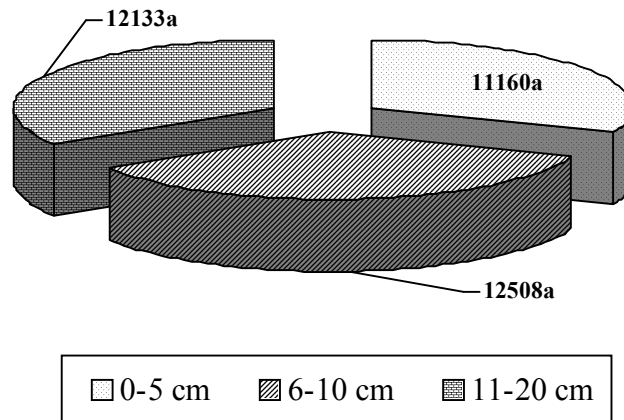
Liczba nasion gatunków chwastów w warstwie 0-20 cm pobranych z gleby płowej, mady rzecznej średniej oraz czarnej ziemi (szt. · m⁻²)

Typ gleby	Gatunki jednoliścienne	Gatunki dwuliścienne	Suma gatunków
Płowa	4339	38031	42370
Mada rzeczna średnia	3933	27009	30936
Czarna ziemia	7921	19936	27857

Źródło: Sekutowski, 2009 (42).

Pionowe rozmieszczenie nasion chwastów w glebie zależy głównie od wykonywanych zabiegów agrotechnicznych (26, 55, 56). W miejscach, gdzie profil glebowy nie został naruszony przez żadne narzędzia uprawowe (siew bezpośredni w nieuprawioną glebę) zdecydowana większość nasion znajduje się w warstwie 0-5 cm, a ich liczba gwałtownie maleje wraz z głębokością (55). Natomiast tam, gdzie stosuje się uprawę bezorkową (uproszczoną) zdecydowana większość nasion znajduje się w warstwie gleby 0-15 cm. W warunkach uprawy uproszczonej nowa populacja nasion chwastów nie jest przemieszczana z głębszych warstw gleby na powierzchnię, jak to ma miejsce w przypadku uprawy tradycyjnej (orkowej). Dlatego wynikiem stosowania uproszczeń w uprawie roli jest wzrost liczby nasion w wierzchniej warstwie gleby, co w konsekwencji prowadzi do zwiększenia populacji chwastów w łanie rośliny uprawnej (7, 32, 60). Natomiast w tradycyjnym (orkowym) systemie uprawy roli w wyniku wykonywanych zabiegów uprawowych nasiona chwastów są praktycznie rozmieszczone równomiernie w całej wierzchniej warstwie gleby do głębokości 25 cm (17, 54, 57).

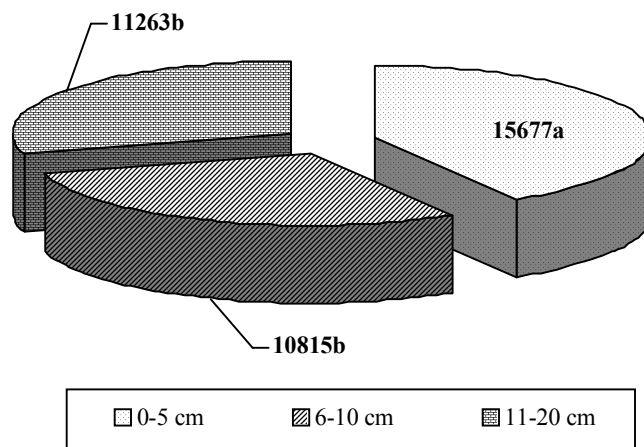
Również w badaniach własnych stwierdzono wpływ różnych sposobów uprawy roli na liczbę oraz rozmieszczenie nasion chwastów. Najwięcej nasion chwastów obserwowano w warunkach uprawy zerowej i uproszczonej w próbkach gleby pobranych z warstwy 0-5 cm, natomiast przy stosowaniu tradycyjnego systemu uprawy roli rozmieszczenie nasion było praktycznie równomierne w całej badanej warstwie gleby (rys. 1-3).



Rys. 1. Liczba diaspor chwastów na 1 m² i ich rozmieszczenie w profilu glebowym w warunkach uprawy tradycyjnej

* liczby oznaczone tymi samymi literami nie różnią się istotnie

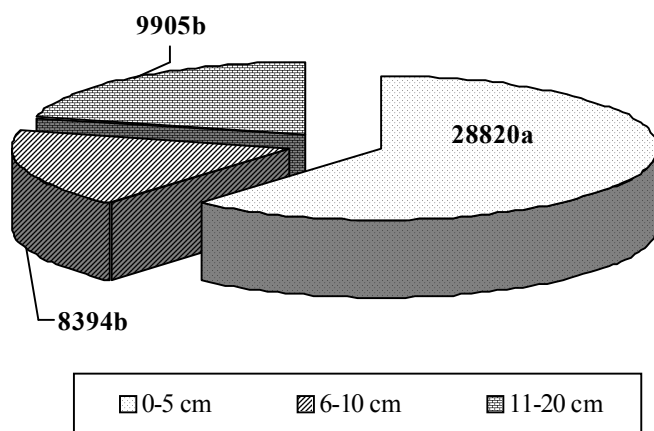
Źródło: Sekutowski, 2009 (43).



Rys. 2. Liczba diaspor chwastów 1 m² i ich rozmieszczenie w profilu glebowym w warunkach uprawy uproszczonej

* liczby oznaczone tymi samymi literami nie różnią się istotnie

Źródło: Sekutowski, 2009 (43).



Rys. 3. Liczba diaspor chwastów na 1 m² i ich rozmieszczenie w profilu glebowym w warunkach uprawy zerowej

* liczby oznaczone tymi samymi literami nie różnią się istotnie

Źródło: Sekutowski, 2009 (43).

Na zasobność glebowego banku nasion chwastów oraz późniejsze zachwaszczenie łąki rośliny uprawnej mają również wpływ stosowane technologie produkcji. Poprawnie ułożony płodozmian, który umożliwia następującym po sobie roślinom uprawnym prawidłowy wzrost i rozwój może ograniczać występowanie różnych grup biolo-

gicznych chwastów, charakterystycznych dla danej rośliny uprawnej (10). Natomiast stosowanie uproszczeń w zmianowaniu roślin może stwarzać ryzyko wzrostu zapasu diaspor chwastów w glebowym banku nasion. Uproszczenia uprawowe powodują nagromadzenie się świeżych nasion w wierzchniej warstwie gleby (do 15 cm), a nasiona pozostające głębiej nie tracą swojej zdolności kiełkowania i mogą w sprzyjających warunkach (uprawa orkowa) stanowić nowe źródło zachwaszczenia plantacji (6, 55). W przypadku monokultur obserwuje się tworzenie wyspecjalizowanych zbiorowisk chwastów, charakterystycznych dla danej grupy roślin. Bardzo często dochodzi wtedy do kompensacji niektórych gatunków chwastów. Przykładem mogą być monokultury zbożowe, w których (w zależności od zasobności gleby) bardzo często spotyka się kompensację następujących taksonów: miotły zbożowej (*Apera spicaventi*), a ostatnio również wyczyńca polnego (*Alopecurus myosuroides*), przytulii czepnej (*Galium aparine*) i chabra bławatka (*Centaurea cyanus*). W monokulturach kukurydzy spotyka się kompensację chwastnicy jednostronnej (*Echinochloa crus-galli*), komosy białej (*Chenopodium album*) i szarłatu szorstkiego (*Amaranthus retroflexus*); (16, 36, 50).

Stosowanie herbicydów może w znacznym stopniu przyczynić się do ograniczenia zawartości diaspor chwastów w glebie. Jak podaje M e n g e s (30), aby glebowy bank nasion pozostał na stałym poziomie to skuteczność stosowanych herbicydów musi być na poziomie 99,9%. Zdecydowana większość herbicydów uważana jest za bardzo skuteczne. Eliminują one gatunki chwastów segetalnych nawet w 98%. Większość herbicydów jest mniej lub bardziej selektywna dla poszczególnych taksonów chwastów. Dlatego ich stosowanie powoduje znaczne zmiany w składzie florystycznym agrofitycenozy. Bardzo często prowadzi to do powstawania zjawiska określanego mianem „kompensacji herbicydowej” oraz do pojawienia się osobników uodpornionych (38, 41). Według R o b e r t s’a (35) długotrwałe aplikowanie herbicydów może spowodować zmiany ilościowe w glebowym banku nasion, ale nie powoduje całkowitej eliminacji poszczególnych taksonów. Podobnego zdania są autorzy niniejszej pracy, którzy obserwowali wyraźne działanie chlorosulfuronu w warstwie ornej gleby, polegające na ograniczaniu liczby nasion chwastów niezależnie od przyjętego systemu uprawy roli (tab. 3 i 4).

Chwasty na glebach zasobnych w składniki pokarmowe wytwarzają zdecydowanie więcej diaspor niż na glebach mniej żyznych. W literaturze często spotyka się stwierdzenie, że intensywne nawożenie (zwłaszcza azotem) może prowadzić do szybszego wyczerpywania się zapasów diaspor w glebowym banku nasion. Nawozy azotowe zawierające azotany i azotyny w połączeniu z innymi czynnikami pobudzającymi, takimi jak: promieniowanie słoneczne, zmienny czynnik termiczny lub lotne inhibitory kiełkowania, mogą stymulować kiełkowanie diaspor (6, 49). Według badań S z y m o n y (51) oraz J o r n s g a r d’a i in. (27) duże stężenia azotanów w glebie wpływa hamująco na kiełkowanie diaspor, powodując znaczne zmniejszenie liczby chwastów w łanie rośliny uprawnej. Również stosowanie nawozów naturalnych, w szczególności obornika, oraz osadów ściekowych może być źródłem dostarczania diaspor do

Tabela 3

Skład gatunkowy i liczebność diaspor chwastów na 1 m² gleby w warunkach uprawy tradycyjnej (3-letnia monokultura pszenicy ozimej)

Lp.	Gatunek chwastu	Warstwa gleby (cm)							
		0-5		6-15		16-25		Σ_{0-25}	
		K	G	K	G	K	G	K	G
Jednoliściennych (j)									
1.	Chwastnica jednostronna (<i>Apera spica-venti</i>)	1146	867	1563	1171	1040	708	3749	2746
$\Sigma_{(j)}$		1146	867	1563	1171	1040	708		
Dwuliściennych (d)									
2.	Rumian polny (<i>Anthemis arvensis</i>)	1250	1042	1458	1040	1251	954	3959	3036
3.	Fiołek polny (<i>Viola arvensis</i>)	3038	1875	3567	2396	3021	2291	9626	6562
4.	Komosa biała (<i>Chenopodium album</i>)	1979	417	1562	1041	1146	833	4687	2291
5.	Mak polny (<i>Papaver rhoeas</i>)	1042	313	2021	208	625	208	3688	729
6.	Jasnota purpurowa (<i>Lamium purpureum</i>)	104	74	97	209	105	107	306	390
7.	Bniec biały (<i>Melandrium album</i>)	208	101	312	329	207	208	727	638
8.	Chaber bławatek (<i>Centaurea cyanus</i>)	921	417	2019	521	729	625	3669	1563
9.	Przetacznik perski (<i>Veronica persica</i>)	–	–	107	–	–	–	107	–
10.	Rzepak (<i>Brassica napus</i>)	101	–	89	–	94	–	284	–
11.	Przetacznik bluszczykowy (<i>Veronica hederifolia</i>)	–	–	–	–	114	103	114	103
12.	Farbownik polny (<i>Lycopsis arvensis</i>)	–	–	–	–	104	100	104	100
13.	Bodziszek drobny (<i>Geranium pusillum</i>)	–	–	–	–	102	93	102	93
14.	Żółtlica drobnokwiatowa (<i>Galinsoga parviflora</i>)	101	–	–	–	87	–	188	–
$\Sigma_{(d)}$		8744	4239	11231	5744	7585	5522	27561	15505
$\Sigma_{(j)} + \Sigma_{(d)}$		9890	5106	12794	6915	8625	6230	31310	18251

K – kontrola, G – Glean 75 WG, $\Sigma_{(j)}$ – suma gatunków jednoliściennych

$\Sigma_{(d)}$ – suma gatunków dwuliściennych

Źródło: Sekutowski i Rola, 2008 (44).

glebowego banku nasion, co w konsekwencji może doprowadzić do wzrostu zachwaszczenia plantacji (1).

Czynnikiem stymulującym bądź hamującym kiełkowanie nasion chwastów jest zjawisko allelopatii. Zjawisko to spotykane jest we wszystkich ekosystemach, natomiast szczególnie widoczne jest w agrofitycenozach. Al d r i c h (1) za R i c e (34) definiuje allelopatię jako bezpośrednie lub pośrednie szkodliwe oddziaływanie jednej rośliny na drugą poprzez wytwarzanie związków chemicznych. Natomiast Z i m d a h l (61)

Tabela 4

Skład gatunkowy i liczebność diaspor chwastów na 1 m² gleby w warunkach uprawy uproszczonej (3-letnia monokultura pszenicy ozimej)

Lp.	Gatunek chwastu	Warstwa gleby (cm)							
		0-5		6-15		16-25		Σ ₀₋₂₅	
		K*	G	K	G	K	G	K	G
Jednoliścienne (j)									
1.	Chwastnica jednostronna (<i>Apera spica-venti</i>)	3021	1771	2292	1354	825	658	6138	3783
Σ _(j)		3021	1771	2292	1354	825	658		
Dwuliścienne (d)									
2.	Rumian polny (<i>Anthemis arvensis</i>)	1354	729	1355	625	942	629	3651	1983
3.	Fiołek polny (<i>Viola arvensis</i>)	4813	2146	5125	3229	1833	975	11771	5350
4.	Komosa biała (<i>Chenopodium album</i>)	625	65	1875	75	1992	145	4492	285
5.	Mak polny (<i>Papaver rhoeas</i>)	729	208	1250	313	729	125	2708	646
6.	Jasnota purpurowa (<i>Lamium purpureum</i>)	625	26	521	–	417	–	1563	26
7.	Bniec biały (<i>Melandrium album</i>)	313	521	833	311	104	98	1250	930
8.	Chaber bławatek (<i>Centaurea cyanus</i>)	3979	1875	2292	833	938	729	7209	3437
9.	Przetacznik perski (<i>Veronica persica</i>)	104	–	102	–	–	–	206	–
10.	Bodziszek drobny (<i>Geranium pusillum</i>)	313	–	208	–	101	–	622	–
11.	Gwiazdnica pospolita (<i>Stellaria media</i>)	104	74	114	–	–	–	218	74
Σ _(d)		12959	5674	14675	5386	7056	2701	33690	13731
Σ _(j) + Σ _(d)		15980	7445	16967	6740	7881	3359	39828	17514

* objaśnienia jak w tab. 3.

Źródło: Sekutowski i Rola, 2008 (44).

określa allelopatię jako wpływ (dodatni lub ujemny) jednej rośliny na wzrost i rozwój innej poprzez wydzielanie chemicznych substancji zarówno przez żywe, jak i martwe tkanki. Dzięki odkryciu allelopatii możliwe stało się wyjaśnienie niektórych zjawisk występujących w agroflocenie, takich jak: sukcesja, dominacja, kompensacja, wzajemne oddziaływanie roślin na siebie lub „zmęczenie gleby” (1, 8). Związki allelopatyczne wydzielane przez chwasty do środowiska glebowego wpływają negatywnie na rośliny uprawne (1). Z punktu widzenia praktycznego dla rolników znacznie ważniejsze jest jednak oddziaływanie odwrotne, czyli wpływ (dodatni lub ujemny) rośliny uprawnej na różne gatunki chwastów (15, 34). Według S t u p n i c k i e j - R o d z y n k i e w i c z (48) allelochemiczne związki wydzielane przez żyto powodują redukcję wscho- dów niektórych gatunków chwastów.

W badaniach własnych podjęto próbę określenia wpływu dwóch stężeń wodnych wyciągów ze świeżej masy części nadziemnych, korzeni oraz gleby okołoryzosferowej rocznych oraz dwuletnich roślin mozgi trzcinowatej (*Phalaris arundinacea*) na zdolność kiełkowania gorczycy białej (*Sinapis alba*). Używano do tego celu zmodyfikowanego mikrobiotestu – Phytotoxkit. Najsilniejszy efekt inhibicyjny na zdolność kiełkowania gorczycy białej stwierdzono dla wyciągu sporządzonego z liści mozgi trzcinowatej (tab. 5). Potencjał allelopatyczny wyciągów wodnych otrzymanych z korzeni oraz z gleby okołoryzosferowej był istotnie mniejszy. Stężenie wyciągu sporządzonego z korzeni oraz z gleby okołoryzosferowej mozgi (*Phalaris arundinacea*) w mniejszym stopniu różnicowało zdolność kiełkowania gorczycy niż wiek roślin mozgi. Silniejszą redukcję zdolności kiełkowania obserwowano po aplikacji wyciągu sporządzonego z rocznych roślin mozgi trzcinowatej (gleba, korzenie).

Badania naukowe powinny bardziej koncentrować się na wykorzystaniu zjawiska allelopatii w walce z chwastami (46). Wykorzystując do tego celu biotechnologię w połączeniu z inżynierią genetyczną możliwe będzie „stworzenie” odmian roślin uprawnych produkujących „naturalne herbicydy” (1, 61). Z punktu widzenia ekonomii praktyczniejsze będzie „wyprodukowanie” roślin, które będą posiadały kompleksowe zdolności do samoobrony poprzez wytwarzanie odpowiednich biocydów wykorzystujących naturalne substancje chemiczne (np. alkaloidy, fitoaleksyny) syntetyzowane przez zmienioną biotechnologicznie roślinę (29).

Tabela 5

Wpływ wyciągu wodnego z mozgi trzcinowatej (*Phalaris arundinacea*) na zdolność kiełkowania nasion gorczycy białej (*Sinapis alba*)

Obiekt	Wiek rośliny*	Poziom stężenia wyciągu wodnego**	Zdolność kiełkowania gorczycy białej*** (%)
Gleba spod mozgi	I	K	98a
		1	87b
		2	80c
	II	1	88b
		2	85bc
Korzenie mozgi	I	K	98a
		1	86b
		2	80c
	II	1	87b
		2	85bc
Liście mozgi	I	K	98a
		1	88b
		2	68d
	II	1	78c
		2	64d

* I – jednoroczna, II – dwuletnia,

** K – kontrola (woda), 1 – poziom stężenia niższy, 2 – poziom stężenia wyższy

*** liczby oznaczone tymi samymi literami nie różnią się istotnie

Źródło: Sekutowski i Bortniak, 2009 (45).

Podsumowanie

Na pełną charakterystykę zachwaszczenia plantacji składają się dwa czynniki – zbiorowisko chwastów występujące w łanie rośliny uprawnej i nasiona chwastów w glebie, tworzące glebowy bank nasion. Większość nasion chwastów po opuszczeniu rośliny matecznej trafia na powierzchnię gleby lub w wyniku działania różnych czynników zewnętrznych może być przemieszczana w głąb profilu glebowego. Nasiona, które nie są w stanie wykiełkować zaraz po opuszczeniu rośliny matecznej powiększają istniejący bank nasion.

Glebowy bank nasion chwastów reprezentuje zarówno zbiorowiska przeszłe, teraźniejsze, jak i przyszłe. Bogactwo gatunkowe i liczba nasion chwastów w glebach ornych zależą od typu gleby i jej właściwości fizykochemicznych, czynników klimatycznych, a także od działalności człowieka.

Długowieczność nasion związana jest z ich zdolnością do zapadania w spoczynek (diapauzę), który dzielimy na fizjologiczny, fizyczny, kombinowany, morfologiczny i morfofizjologiczny. Zapadanie i wychodzenie ze spoczynku zachodzi cyklicznie i obejmuje okres kilku, a nawet kilkunastu lat. Nasiona znajdujące się w glebie zapewniają ciągłość występowania poszczególnych gatunków chwastów w danym siedlisku, pomimo stosowania przez człowieka bardzo wielu zabiegów ograniczających ich dalszy wzrost, rozwój i występowanie. Redukowanie wielkości glebowego banku nasion chwastów może odbywać się poprzez hamowanie dopływu nowych diaspor, jak również w wyniku ograniczania zachwaszczenia łanu rośliny uprawnej. Obecnie najskuteczniejszą metodą ograniczającą wielkość glebowego banku nasion jest łączne stosowanie różnych zabiegów agrotechnicznych z odpowiednio dobranymi herbicydami.

Literatura

1. Aldrich R. J.: Ekologia chwastów w roślinach uprawnych. Podstawy zwalczania chwastów. Wyd. Towarzystwo Chemii i Inżynierii Ekologicznej, Opole, 1997, ss. 461.
2. Ambrosio L., Dorado J., Del Monte J. P.: Assessment of the ample size to estimate the weed seedbank in soil. *Weed Res.*, 1997, **37**: 129-137.
3. Ambrosio L., Iglesias L., Marin C., Del Monte J. P.: Evaluation of sampling methods and assessment of the sample size to estimate the weed seedbank in soil, taking into account spatial variability. *Weed Res.*, 2004, **44**: 224-236.
4. Baskin J. M., Baskin C. C.: The annual dormancy cycle in buried weed seeds: a continuum. *Bioscience*, 1985, **25**: 492-498.
5. Baskin J. M., Baskin C. C.: Physiology of dormancy and germination in relation to seed bank ecology. *Ecology of soil seed banks*. Ed. M. A. Leck, W. T. Parker, R. L. Simpson. London, Academic Press, 1989, 53-66.
6. Benech-Arnold R. L., Sanchez R. A., Forcella F., Kruk B. C., Ghersa C. M.: Environmental control of dormancy in weed seed banks in soil. *Field Crops Res.*, 2000, **67**: 105-122.
7. Bochenek A.: Ekofizjologiczne uwarunkowania dynamiki glebowego banku nasion chwastów. *Post. Nauk Rol.*, 1998, **6**: 83-100.
8. Bochenek A.: Wpływ czynników biotycznych i zabiegów uprawowych na glebowy bank nasion chwastów. *Post. Nauk Rol.*, 2000, **2**: 19-29.

9. Buhler D. D., Maxwell B. D.: Seed separation and enumeration from soil using K_2CO_3 – centrifugation and image analysis. *Weed Sci.*, 1993, **41**: 298-302.
10. Buhler D. D., Kohler K. A., Thompson R. L.: Weed seed bank dynamics during a five-year crop rotation. *Weed Techn.*, 2001, **15**: 170-176.
11. Cardina J., Sparrow D. H.: A comparison of methods to predict weed seedling populations from the soil seedbank. *Weed Sci.*, 1996, **44**: 46-51.
12. Cavers P. B., Benoit D. L.: Seed banks in arable land. Ecology of soil seed banks. Ed. Leck M. A., Parker W. T., Simpson R. L. London, Academic Press, 1989, 309-328.
13. Cavers P. B.: Seed banks: memory in soil. *Can. J. Soil Sci.*, 1995, **75**: 11-13.
14. Davis A. S., Renner K. A., Gross K. L.: Weed seedbank and community shifts in a long-term cropping systems experiment. *Weed Sci.*, 2005, **53**: 296-306.
15. Dyer I.: Potencjał allelopatyczny biomasy niektórych gatunków chwastów w stosunku do siewek pszenicy ozimej (*Triticum aestivum* var. *vulgare*). *Fragm. Agron.*, 1996, **2**: 6-56.
16. Domaradzki K., Rola H.: Wpływ długoletniej uprawy roślin zbożowych na dynamikę zachwaszczenia pola. *Prog. Plant Prot./Post. Ochr. Rośl.*, 2002, **42(1)**: 228-233.
17. Dyer W. E.: Exploiting weed seed dormancy and germination requirements through agronomic practices. *Weed Sci.*, 1995, **43**: 498-503.
18. Falińska K., Jankowska-Błaszczuk M., Szidłowska J.: Bank nasion w glebie a dynamika roślinności. *Wiad. Bot.*, 1994, **38(1/2)**: 35-46.
19. Fenner M.: The induction of the parent environment on seed germeability. *Seed Sci. Res.*, 1991, **1**: 75-84.
20. Forcella F., Eradat-Oskoui K., Wagner S. W.: Application of weed seedbank ecology to low-input crop management. *Ecol. Appl.*, 1993, **3(1)**: 74-83.
21. Grubb P. J.: The uncoupling of disturbance and requirement, two kinds of seed bank and persistence of plant populations at the regional and local scales. *Ann. Zool. Fenn.*, 1988, **25**: 23-36.
22. Gross K. L., Renner K. A.: A new method for estimating seed numbers in the soil. *Weed Sci.*, 1989, **37**: 836-839.
23. Gross K. L.: A comparison of methods for estimating seed numbers in the soil. *Journal Ecol.*, 1990, **78**: 1079-1093.
24. Grzesiuk S., Kulka K.: Fizjologia i biochemia nasion. PWRiL Warszawa, 1981, ss. 606.
25. Harper J. L.: Population biology of plants. New York, Academic Press, 1977, pp. 892.
26. Hoffmann M. L., Owen M. D. K., Buhler D. D.: Effects of crop and weed management on density and vertical distribution of weed seeds in soil. *Agron. J.*, 1998, **90**: 793-799.
27. Jornsgard B., Rasmussen K., Hill J., Christiansen J. L.: Influence of nitrogen on competition between cereals and their natural weed populations. *Weed Res.*, 1996, **36**: 461-470.
28. Kwiecińska E., Malicki L.: Plenność *Amaranthus retroflexus* L., *Chenopodium album* L. oraz *Echinochloa crus-galli* L. w różnych siedliskach. *Pam. Puł.*, 2002, **129**: 169-174.
29. Malepszy S.: Biotechnologia roślin. PWN Warszawa, 2001, ss. 608.
30. Menges R. M.: Tweed seed population dynamic during six years of tweed management systems in crop rotations on irrigated soil. *Weed Sci.*, 1987, **35**: 328-332.
31. Moonen A. C., Barberi P.: Size and composition of the weed seedbank after 7 years of different cover-crop-maize management systems. *Weed Res.*, 2004, **44**: 163-177.
32. Opic J.: Wpływ głębokości orki i siewu bezpośredniego na liczbę nasion chwastów w glebie. *Rocz. Nauk Rol.*, 1996, **112(1-2)**: 113-121.
33. Pawłowski F.: Liczebność i skład gatunkowy nasion chwastów w ważniejszych glebach województwa lubelskiego. *Ann. UMCS, E*, 1963, **18(8)**: 125-154.
34. Rice E. L.: Allelopathy – an update. *Bot. Rev.*, 1979, **45**: 15-109.
35. Roberts H. A.: Seed banks in soils. *Adv. Appl. Biol.*, 1981, **6**: 1-55.
36. Rola J.: Przyczyny i skutki zjawisk kompensacji chwastów w roślinach uprawnych. *Biul. IOR Poznań*, 1969, **44**: 409-424.
37. Rola J., Rola H.: Strategia postępu w herbologii. *Prog. Plant Prot./ Post. Ochr. Rośl.*, 1997, **37(1)**: 66-71.

38. R o l a H., R o l a J.: Badania nad występowaniem chwastów odpornych na triazyny na Dolnym Śląsku. Prog. Plant Prot./Post. Ochr. Rośl., 1999, **39(1)**: 372-378.
39. R o l a H., R o l a J.: Pozytywne i negatywne aspekty stosowania herbicydów w uprawach rolniczych w Polsce w latach 1950–2000. Prog. Plant Prot./Post. Ochr. Rośl., 2001, **41(1)**: 47-57.
40. R o l a H.: Ekologiczne i produkcyjne aspekty ochrony roślin przed chwastami. Pam. Puł., 2002, **130**: 635-645.
41. R o l a H., M a r c z e w s k a K.: Biotypy chwastów odporne na chlorosulfuron w rejonie Wrocławia. Prog. Plant Prot./Post. Ochr. Rośl., 2002, **42(2)**: 575-577.
42. S e k u t o w s k i T.: Typ gleby a zasobność banku nasion. Prog. Plant Prot./Post. Ochr. Rośl., 2009, **49(3)**: 1379-1382.
43. S e k u t o w s k i T.: Wpływ systemów uprawy na liczbę i występowanie nasion chwastów w glebie. Zesz. Probl. Post. Nauk Rol., 2009, **543**: 175-180.
44. S e k u t o w s k i T., R o l a H.: Wpływ chlorosulfuronu i uproszczeń w uprawie roli na zapas diaspor chwastów w glebie. Prog. Plant Prot./Post. Ochr. Rośl., 2008, **48(2)**: 660-664.
45. S e k u t o w s k i T., B o r t n i a k M.: Wykorzystanie mikrobiotestu Phytotoxkit w wykrywaniu potencjału allelopatycznego mozgi trzcinowatej (*Phalaris arundinacea*). J. Res. Appl. Agric. Eng., 2009, **54(4)**: 88-93.
46. S o b ó t k a W.: Alleloherbicydy wczoraj i dziś. Prog. Plant Prot./Post. Ochr. Rośl., 1997, **37(1)**: 50-58.
47. S y m o n i d e s E.: Bank nasion jako element strategii reprodukcji terofitów. Wiad. Ekol., 1989, **2**: 107-144.
48. S t u p n i c k a - R o d z y n k i e w i c z E.: Zjawiska allelopatii między niektórymi roślinami uprawnymi i chwastami. Acta Agraria, 1970, **10(2)**: 75-106.
49. S t e v e n s o n F. C., J o h n s t o n A. M., B r a n d t S. A., T o w n l e y - S m i t h L.: An assessment of reduced herbicide and fertilizer inputs on cereal grain yield and weed growth. Am. J. Alter. Agric., 2000, **15(2)**: 60-67.
50. S z u l c P., M e n z e l L., D u b a s A.: Wpływ uproszczeń w uprawie roli na stan zachwaszczenia kukurydzy uprawianej w monokulturze. Prog. Plant Prot./Post. Ochr. Rośl., 2005, **45(2)**: 1137-1140.
51. S z y m o n a J.: Zachwaszczenie łanu pszenicy ozimej w różnych warunkach deszczowania i nawożenia azotem. Fragm. Agron., 1992, **2**: 69-74.
52. W e s o ł o w s k i M.: Zapas nasion chwastów w niektórych glebach południowo-wschodniej i środkowej Polski. Cz. I. Gleby bielcowe. Ann. UMCS, 1982, E, **37(2)**: 9-22.
53. W e s o ł o w s k i M.: Zawartość nasion chwastów w ważniejszych glebach makroregionu południowo-wschodniej i środkowej Polski. Roczn. Nauk Rol., 1984, A, **106(1)**: 169-183.
54. W r z e s i Ń s k a E., D z i e n i a S., W e r e s z c z a k a J.: Wpływ systemów uprawy roli na ilość i rozmieszczenie nasion chwastów w glebie. Acta. Sci. Pol. Agric., 2003, **2(1)**: 169-175.
55. W i t k o w s k i F.: Wpływ wieloletnich uproszczeń uprawy roli na liczbę i rozmieszczenie nasion chwastów w glebie. Post. Nauk Rol., 1998, **1**: 31-40.
56. Y e n i s h J. P., D o l l J. D., B u h l e r D. D.: Effects of tillage on vertical distribution and viability of weed seed in soil. Weed Sci., 1992, **40**: 429-433.
57. V a n a s s e A., L e r o u x G. D.: Floristic diversity, size, and vertical distribution of the weed seedbank in ridge and conventional tillage systems. Weed Sci., 2000, **48**: 454-460.
58. T h o m p s o n K., G r i m e J. P.: Seasonal variation in the seed banks of herbaceous species in ten contrasting habitats. J. Ecol., 1979, **67**: 893-921.
59. T h o m p s o n K.: Small – scale heterogeneity in the seed banks of an acidic grassland. J. Ecol., 1986, **74**: 733-738.
60. Z a w i e j a J., K o r d a s L.: Wpływ uproszczeń w uprawie roli i siewu bezpośredniego na zapas diaspor chwastów w glebie. Acta. Sci. Pol. Agric., 2003, **2(2)**: 163-170.
61. Z i m d a h l R. C.: Fundamentals of weed science. New York, Academic Press, 1999, pp. 556.

Adres do korespondencji:

dr Tomasz Sekutowski
IUNG-PIB
Zakład Herbologii i Techniki Uprawy Roli
ul. Orzechowa 61
50-540 Wrocław
tel.: (71) 363-87-07 w. 124
e-mail: t.sekutowski@iung.wroclaw.pl