

## **Reakcja nasion chwastów segetalnych na uprawę roli wykonywaną nocą**

*Adam Dobrzański*

*Instytut Ogrodnictwa*

*ul. Konstytucji 3 Maja 1/3, 96-100 Skierniewice*

*e-mail: adam.dobrzaski1@neostrada.pl*

**Słowa kluczowe:** chwasty, nasiona, uprawa w nocy, regulacja zachwaszczenia

### **Wstęp**

Reakcja chwastów na warunki ich życia rozpoczyna się z chwilą kiełkowania nasion. Podstawowe znaczenie mają: długość okresu spoczynku nasion, temperatura, wilgotność, odczyn gleby, stężenie składników pokarmowych w glebie, światło i zawartość powietrza w warstwie gleby, gdzie znajdują się nasiona, struktura gleby i sposób uprawy roli, a także głębokość, na jakiej umieszczone są nasiona w glebie [12, 13, 27, 32, 58, 64, 67]. Kiełkowanie i pojawianie się wschodów chwastów na polu uprawnym zależy przy tym od współdziałania wymienionych czynników [62, 66]. Stąd wszelkie zabiegi agrotechniczne mogą wpływać na agrofitycenozę i skład gatunkowy flory segetalnej. Jednym ze sposobów ograniczania zachwaszczenia jest metoda wykorzystująca fotoblastyzm nasion, czyli ich reakcji na światło podczas uprawy roli.

### **Rola światła w kiełkowaniu nasion chwastów**

Światło nie zawsze jest potrzebne, aby przerwać okres spoczynku nasion i pobudzić je do kiełkowania [48], ale nasiona niektórych roślin uprawnych i chwastów kiełkują lepiej lub tylko wówczas, gdy zostaną poddane działaniu światła [6, 7, 24, 40, 50, 56, 57, 64]. Można wyróżnić trzy grupy nasion: fotoblastycznie dodatnie (PP – **positively photoblastic**) – dobrze kiełkujące na świetle, nie kiełkujące w ciemności; fotoblastycznie ujemne (NP – **negatively photoblastic**), nie reagujące na światło – dobrze kiełkujące w ciemności, nie kiełkujące nawet w warunkach słabego napro-

mieniowania; indyferentne (I – indifferent) – dobrze kiełkujące w ciemności i na świetle [11, 22, 46]. Stwierdzono, że światło białe może stymulować, hamować lub nie wpływać na kiełkowanie nasion, przy czym na ten proces ma też wpływ czerwień, daleka czerwień i światło niebieskie. Borthwick i in. [14] ustalili, że kiełkowanie indukowane przez światło czerwone jest niwelowane przez następcze naświetlenie daleką czerwiecią. Ponadto odwracalność działania czerwieni i dalekiej czerwieni można uzyskać wielokrotnie, a kiełkowanie lub jego brak jest uzależnione od charakteru ostatnio zastosowanego światła. Wrażliwość nasion na działanie światła zmienia się w trakcie pęcznienia nasion. Drugim regionem spektralnym, oprócz czerwieni, który jest aktywny w procesie kiełkowania, jest obszar niebieski w zakresie 400–500 nm. Światło niebieskie może wpływać hamująco na proces kiełkowania, a także odwracać stymulujące efekty działania światła czerwonego. Prawdopodobnie działanie światła niebieskiego jest powiązane z obecnością w tkankach roślinnych specyficznego fotoreceptora – kryptochromu [14, 46]. Reakcja nasion na światło jest wynikiem działania fitochromów (barwników roślinnych) zlokalizowanych w błonach komórkowych nasion i reagujących na natężenie światła oraz długość dnia. Fitochromy występują w dwóch odwracalnych formach: formie nieaktywnej fizjologicznie (Fitochrom Pr) oraz aktywnej fizjologicznie (Fitochrom Pfr). Fitochrom Pr pochłania światło jasnoczerwone o maksimum absorpcji 660 nm (R – red light) i pod jego wpływem ulega fotokonwersji w formę Pfr. Z kolei fitochrom Pfr ulega przekształceniu pod wpływem światła ciemnoczerwonego (FR – far red light) o maksimum absorpcji 730 nm. Formy te mogą przechodzić jedna w drugą na skutek oddziaływania światła o określonej długości fali [36, 61]. Skład spektralny światła rejestrowany przez nasiona, szczególnie stosunek R:FR, jest jednym z czynników decydujących o wzbudzeniu (przy niskim R:FR) lub przerwaniu (przy wysokim R:FR) stanu spoczynkowego nasion [55]. Ich kiełkowanie może zależeć od proporcji między formą aktywną Pfr i nieaktywną Pr w ogólnej zawartości fitochromu.

W roślinach występują obie formy fitochromu, ale w warunkach światła dziennego zazwyczaj przeważa forma Pfr. Gdy jest ciemno fitochrom Pfr przekształca się w formę nieaktywną Pr. Krótki błysk światła w ciemności wywołuje fotokonwersję uruchamiającą proces kiełkowania nasiona. Wysoki poziom Pfr sprzyja kiełkowaniu; nasiona zawierające wysoki poziom endogennego Pfr mogą kiełkować w ciemności, nie potrzebują bowiem światła do wytworzenia fitochromu Pfr. Z kolei nasionom o niskim poziomie tego fitochromu światło jest niezbędne do wykiełkowania, bo dzięki niemu poziom ten podwyższa się [36, 61]. Znaczenie światła, jako sygnału pozwalającego nasionom na detekcję warunków zewnętrznych (ang. gap detection mechanism) było przedmiotem wielu prac z zakresu ekofizjologii nasion [30, 31, 37,]. Według Górskiego i in. [30] nasiona około 75% gatunków roślin potrzebują naświetlenia do rozpoczęcia procesu kiełkowania. Natomiast u wszystkich nasion, których kiełkowanie jest stymulowane przez światło białe występuje hamowanie kiełkowania przez daleką czerwień. Stwierdzono, że gatunki o mniejszych nasionach

częściej potrzebowały impulsu świetlnego do kiełkowania niż gatunki o większych nasionach. Niektórzy autorzy sądzą, że wymaganie impulsu świetlnego do kiełkowania jest zabezpieczeniem nasion przed przedwczesnym kiełkowaniem na zbyt dużej głębokości [38, 39]. Jest to związane z tym, że siewki gatunków o małych nasionach mogą fizycznie wydostać się na powierzchnię tylko z bardzo małej głębokości, a światło penetruje glebę do głębokości tylko kilku milimetrów [62]. Z tego wynika, że wymagania świetlne działają, jako czujnik głębokości chroniący przed zbyt wczesnym kiełkowaniem. W środowisku glebowym jest obecny tlenek azotu, jako produkt nityfikacji i denityfikacji. Donory NO stymulują kiełkowanie nasion wielu gatunków roślin. Produkcję endogenego NO wykazano we wczesnych etapach kiełkowania nasion, co wskazuje, że NO może być regulatorem tego procesu. Jednakże mechanizm jego działania w regulacji kiełkowania nasion nie jest w pełni poznany. Przypuszcza się, że NO uruchamia „fitochromowy” szlak transdukcji sygnału, prowadzący do przerwania spoczynku i rozpoczęcia kiełkowania w przypadku nasion fotoblastycznych. Stymulująca kiełkowanie funkcja NO, może dotyczyć współdziałania NO z hormonami roślinnymi uczestniczącymi w indukcji procesu kiełkowania nasion [29]. Na współdziałanie azotanów ze światłem i zmienną temperaturą w przerywaniu okresu spoczynku nasion chwastów wskazują Vincent i Roberts [63]. Współzależność związków azotu i światła potwierdzili też Murdoch i in. [52] w badaniach nad okresem spoczynku i kiełkowaniem nasion komosy białej pochodzącej z 10 krajów europejskich oraz Kanady i Stanów Zjednoczonych Ameryki Północnej. Wykazali oni, że azotan potasu i światło pobudzały nasiona do kiełkowania i skracaly okres spoczynku, przy czym nasiona pochodzące z krajów leżących na południu miały dłuższy okres spoczynku niż tych na północy. Dokładny czas naświetlenia potrzebny do pobudzenia nasion nie jest znany dla wszystkich gatunków. Według Ascarda [8] w czasie słonecznego dnia wystarczającym może się okazać błysk długości 1/1000 sekundy. Czas ekspozycji do pobudzenia nasion przez słabe światło w nocy wynosi około 5 sekund. Stwierdzono, że pod wpływem działania światła przez 90 sekund kiełkuje znaczna część nasion chwastów wydobytych na powierzchnię gleby [41].

### **Wykorzystanie zjawiska fotoblastyzmu do regulowania zachwaszczenia**

Podczas prac polowych część nasion chwastów przez moment pojawia się na powierzchni gleby, co umożliwia im kiełkowanie. Uzyskanie mniejszego zachwaszczenia pola wydaje się zatem możliwe dzięki prowadzeniu prac w nocy. Zwalczanie chwastów przez wykorzystanie fotoblastyzmu nasion zaproponowali, jako jedni z pierwszych, Hartmanni Nezađal w r. 1990 [35]. Od tego czasu prowadzono liczne badania dla wykazania faktycznego wpływu uprawy w nocy na zachwaszczenie

plantacji [9, 16, 33, 49, 50, 60]. Ponieważ uzyskiwano różne, często rozbieżne wyniki, można sądzić, iż miał na nie wpływ udział gatunków fotoblastycznie wrażliwych w zbiorowisku chwastów. Przykładem badań, które dały najbardziej zaskakujące wyniki są te wykonane w Niemczech. Na skutek prowadzenia orki i bronowań w ciemności odnotowano zaledwie 2% stopień pokrycia gleby chwastami, podczas gdy identyczne zabiegi prowadzone w dzień dały 80% pokrycia [35]. Inni badacze nie uzyskali aż tak rewelacyjnych wyników. W Danii zauważono, że uprawa w nocy opóźnia wschody i zmniejsza liczbę chwastów o około 30%, natomiast w Szwecji uzyskano 40% zmniejszenie ogólnej liczby wschodzących chwastów [8]. Choć wiele badań wskazuje na redukcję liczby chwastów pod wpływem uprawy w nocy, to jednak duża część z nich pokazuje, iż efekty bywają nieznaczne [53]. Juroszek i in. [42, 43] podają, że wyniki różnych autorów nie zawsze są powtarzalne i mogą się różnić w odniesieniu do tych samych gatunków chwastów. Autor ten stwierdził, że w 4 przypadkach na 10 pod wpływem uprawy w nocy pojawiało się mniej siewek chwastów, w porównaniu do uprawy w dzień, a w 6 przypadkach nie uzyskano redukcji zachwaszczenia, pomimo tego, że w glebowym banku nasion dominowały gatunki uznawane za wymagające światła do kiełkowania, takie jak: komosa biała, rumianek pospolity, i gwiazdnica pospolita. Największa redukcja wschodów chwastów nastąpiła, gdy uprawę w nocy wykonywano na początku lutego (−27%). Natomiast zabieg ten wykonany w połowie października spowodował wzrost zachwaszczenia (+22,3%). Oznacza to, że pora roku i różne warunki występujące w okresie uprawy mogą wpływać na okres spoczynku nasion i wywoływać zmienną reakcję chwastów na światło [16, 25, 26, 33, 34, 40, 51], a więc na termin uprawy w ciągu doby. Przyczyna tego zjawiska nie jest wyjaśniona w sposób wystarczający. Reakcja nasion na światło nie jest stała. Zmienia się ona z wiekiem nasion i zależy od wielu czynników zewnętrznych, głównie od temperatury i wilgotności gleby. Tym można wyjaśnić częste sprzeczności pomiędzy wynikami badań różnych autorów charakteryzujących zależność reakcji chwastów na warunki świetlne w czasie uprawy. Wiele gatunków chwastów, w odróżnieniu od roślin uprawnych, charakteryzuje się szeroką „amplitudą ekologiczną”, co umożliwia im występowanie w agrofloceniezie w odmiennych warunkach istniejących w różnych okresach sezonu wegetacyjnego [5, 7]. Nie można też wykluczyć, że w obrębie poszczególnych gatunków są biotypy różniące się między sobą reakcją na światło.

Uprawa roli w zaciemnieniu w większym stopniu redukuje zachwaszczenie gatunkami dwuliściennymi niż jednoliściennymi [60], aczkolwiek mogą zdarzać się wyjątki. Zaobserwowano, że w pszenicy ozimej uprawa nocna stymulowała wschody wiechliny rocznej (gatunek jednoliścienny) i chwastów dwuliściennych, takich jak tasznik pospolity i przetacznik polny [3]. Przez uprawę w nocy z reguły bardziej zredukowane jest zachwaszczenie gatunkami tworzącymi małe nasiona, np. komosą białą [41]. Według Ascarda [9] można się spodziewać większej redukcji zachwaszczenia pod wpływem uprawy w nocy w przypadku fiołka polnego i gwiazdnicy

pospolitej niż w przypadku rdestówki powojowatej, która tworzy większe nasiona. Na reakcję komosy białej na impuls świetlny zwraca uwagę kilku autorów [19, 44, 45], ale w badaniach Adamiak [2] gatunek ten nie reagował na uprawę w nocy. Ponieważ uzyskiwano różne, często rozbieżne wyniki, można sądzić, iż miał na nie wpływ udział gatunków fotoblastycznie wrażliwych w zbiorowisku chwastów. Zgodnie z tym przypuszczeniem uzyskamy tym lepsze efekty, im więcej będzie w glebie nasion gatunków chwastów pozytywnie reagujących na impuls świetlny. Do ważniejszych gatunków zachwaszczających różne uprawy, zwłaszcza zboża ozime, należy miotła zbożowa i przytulia czepna. Z niektórych badań [2, 3] wynika, że uprawa w nocy zmniejsza zachwaszczenie zbóż ozimych i rzepaku miotłą. Odnosnie przytuli czepnej wyniki nie są jednoznaczne. Hartmani i Nezaďal [35] odnotowali wyraźne ograniczenie tym gatunkiem po uprawie w nocy. Potwierdzili to w badaniach prowadzonych w pszenicy ozimej Adamiak i Adamiak [3]. Natomiast Wesołowski i Cierpiała [65] odnotowali w pszenicy jarej odwrotne zjawisko.

Prowadzone w Polsce, w Skierniewicach w latach 1994–1996, badania potwierdziły, że nocna uprawa przedsiewna agregatem uprawowym (brona + wał strunowy) zmniejsza zachwaszczenie. Po 33 dniach stopień pokrycia gleby przez chwasty, po uprawie w nocy, w zależności od roku był o 26,2–53,7% (średnia z 3 lat 37,8%) mniejszy w porównaniu z uprawą w dzień. Po 55 dniach nie odnotowano jednak zasadniczych różnic w stopniu zachwaszczenia między porównywanymi obiektami. Zauważono natomiast, iż poszczególne gatunki chwastów różnie reagują na termin wykonywania uprawy i warunki panujące w określonym roku. W kolejnych trzech latach po nocnej uprawie było mniej pokrzywy żegawki i jasnoty różowej. W pierwszym roku odnotowano o ok. 50% mniejsze zachwaszczenie tasznikiem pospolitym a w następnych latach różnic nie stwierdzono. Powszechnie spotykanej we wszystkich uprawach komosy białej w dwóch latach było wyraźnie mniej po uprawie w nocy, a w jednym roku różnic w porównaniu do uprawy w dzień nie zaobserwowano. Przedsięwzięta uprawa w nocy opóźniała kielkowanie i wschody chwastów oraz zmniejszała zachwaszczenie maksymalnie do 5 tygodni. Badano również skuteczność walki z chwastami przy zastosowaniu herbicydów, a uzyskane wyniki jednoznacznie wskazały, że użycie środków chemicznych daje dużo lepsze rezultaty niż uprawa nocą [20, 21, 54]. Pozytywny wpływ uprawy w nocy na zachwaszczenie zaobserwowano w badaniach w Instytucie Uprawy Nawożenia i Gleboznawstwa, w których uwzględniono bobik, pszenicę jarą i ziemniaki. Okazało się, iż orka nocą ma większy wpływ na ograniczenie liczby chwastów niż nocna uprawa przedsiewna, choć siew nocą również prowadził do redukcji zachwaszczenia. Otrzymane wyniki potwierdziły, że między poszczególnymi gatunkami chwastów występują znaczne różnice wrażliwości na ograniczenie dostępu światła podczas uprawy gleby [55]. Wesołowski i Cierpiała [65] wykazali, że bronowanie nocą pszenicy jarej okazało się skuteczniejsze w ograniczaniu liczby i masy chwastów niż bronowanie podczas dnia. Pora bronowania modyfikowała głównie skład botaniczny chwastów krótkotrwałych.

Bronowanie nocą ograniczało liczebność między innymi: tobołków polnych, rdestu kolankowatego i fiołka polnego. Wykazano [2, 3, 4], że w rzepaku i pszenicy przedsięwzięta uprawa w nocy zredukowała zachwaszczenie, ale obniżenie ogólnego zachwaszczenia nie przekraczało 20%. W badaniach z kapustą głowiastą stwierdzono, że uprawa w nocy poprzedzająca sadzenie rozsady zmniejszyła liczbę chwastów w zachwaszczeniu pierwotnym w 33 dni po sadzeniu rozsady o 16%, a ich biomasę o 26%, przy czym gatunkiem wyraźnie reagującym na porę wykonywania zabiegów uprawowych była komosa biała. W strukturze zachwaszczenia na skutek uprawy w nocy udział osobników tego gatunku był mniejszy niż po uprawie w dzień. Mniej też zanotowano rdestu ptasiego i kolankowatego, tasznika pospolitego, żółtlicy drobnokwiatowej i chwastów rumianowatych [19]. W miarę upływu czasu różnice te ulegały zatarciu i w zachwaszczeniu wtórnym, przed zbiorem kapusty, były nieznaczne. Na podstawie badań prowadzonych głównie w zbożach, według niektórych autorów zabieg uprawowy w ciemności może ograniczyć występowanie chwastów dłużej, czasem aż do zbioru rośliny uprawnej [2, 3, 28]. Nie jest wykluczone, że w gatunkach uprawianych w małym zagęszczeniu i w szerokiej rozstawie rzędów (np. większość warzyw, ziemniak), gdzie z reguły wykonywane są mechaniczne uprawki międzyrzędowe poziom zachwaszczenie wtórnego jest przez nie modyfikowany i staje się trudny do precyzyjnego określenia.

Faktem znanym jest, iż od sposobu uprawy roli jest uzależnione rozmieszczenie diaspor chwastów w warstwie ornej. Zatem nie można wykluczyć współdziałania pomiędzy wykorzystywanymi narzędziami uprawowymi i głębokością uprawy a terminem tego zabiegu w czasie doby [2, 28, 55]. Według Gerhardsa i in. [28] uprawa płuzna wykonana nocą słabiej redukowała zachwaszczenie niż talerzowanie. W badaniach Adamiak i Adamiak [3] wyraźnie lepszy efekt uzyskano w pszenicy ozimej po uprawie płuznej. Natomiast po uprawie roli nocą poprzedzającą siew rzepaku ograniczono zagęszczenie chwastów przeciętnie o 15%, przy czym tylko minimalnie lepszy efekt zaobserwowano stosując pług niż bronę talerzową. Zespół zabiegów poprzedzających siew lub sadzenie składa się zwykle z kilku uprawek. Ich kilkakrotne wykonywanie stymuluje kiełkowanie chwastów i powoduje jednocześnie niszczenie chwastów, które zdążyły wzejść przed zabiegiem uprawowym. Takie postępowanie prowadzi do zmniejszenia zapasu żywotnych nasion chwastów w glebowym banku nasion. Stąd dla ograniczenia zachwaszczenia zaleca się wykonywanie ostatniej przedsięwziętej uprawy nie wcześniej niż 1 godzinę po zachodzie (najlepiej nie później niż przed północą) lub 1 godzinę przed wschodem słońca [9, 20, 35].

W niektórych przypadkach pod wpływem uprawy w nocy można uzyskać aż czterokrotną redukcję zachwaszczenia, w porównaniu do uprawy w dzień [59], a w innych można nie odnotować żadnych efektów [15]. Wprawdzie czasem można zauważyć znaczne zmniejszenie względnej liczby chwastów wyrażone w procentach, to jednak absolutna – rzeczywista ich liczba bywa wysoka, na poziomie nie akceptowalnym [10, 64]. Nie można też wykluczyć, że uprawa w nocy może spowodować

skutki negatywne. Nie redukuje liczby żywotnych nasion chwastów w glebie, a tylko odkłada w czasie ich kiełkowanie i można postawić tezę, że wyeliminowanie chwastów reagujących na światło może doprowadzić do rozwoju chwastów fotoblastycznie negatywnych i rozmnażających się wegetatywnie z rozłogów [35]. W celu ograniczenia wpływu działania światła, którego źródłem podczas polowych prac nocnych są reflektory ciągnika można zastosować filtry spektralne lub reflektory specjalnie skonstruowane. Ponieważ nie cały zakres spektralny światła naturalnego przekształca fitochrom do formy czynnej, zastosowanie niebieskiego oświetlenia w ciągnikach podczas pracy nocą wydaje się uzasadnione [23]. W ciągu dnia efekt podobny do uprawy nocnej można uzyskać osłaniając narzędzia uprawowe czarną folią lub włókniną [9].

Zapobiegając niekorzystnym skutkom powodowanym przez chwasty powinno się podejmować działania, aby do minimum ograniczać ujemny wpływ antropogenicznej presji na środowisko. Należy brać pod uwagę nie tylko straty plonu i względy ekonomiczne, lecz także aspekty ekologiczne i zachowanie bioróżnorodności środowiska [17, 18, 47]. Temu służy między innymi integracja różnych metod regulowania zachwaszczenia [1, 49, 50, 59, 68]. Dlatego należy zwrócić uwagę na wszelkie sposoby ograniczające zachwaszczenie w okresie poprzedzającym siew czy sadzenie roślin, do których można zaliczyć uprawę roli w nocy.

## Podsumowanie

Z wielu badań wynika, że na fizjonomię agrofitycenozy, zależną od składu gatunkowego chwastów segetalnych mogą wpływać warunki świetlne podczas uprawy roli. Uprawa w nocy, w porównaniu z uprawą w dzień, zmienia stosunki ilościowe pomiędzy gatunkami chwastów. Ograniczenie dostępu światła podczas zabiegów uprawowych przyczynia się do spowolnienia wschodów chwastów i zmniejsza poziom zachwaszczenia pierwotnego, czyli występującego w pierwszej połowie okresu wegetacji i początkowych fazach wzrostu roślin uprawnych, kiedy konkurencja chwastów o zasoby siedliska stanowi największe zagrożenie. Uprawa nocą nie jest alternatywnym sposobem ochrony przed chwastami, zastępującym skuteczniejsze metody (chemiczne, mechaniczne), ale może być ich uzupełnieniem w integrowanej uprawie roślin. Może mieć ona praktyczne zastosowanie zwłaszcza w uprawach ekologicznych, gdzie stosowanie syntetycznych herbicydów jest wykluczone.

## Literatura

- [1] Adamczewski K., Dobrzański A. 1997. Regulowanie zachwaszczenia w integrowanych programach uprawy roślin. *Prog. Plant Protection/Post. Ochr. Roślin* 37(1): 58–65.
- [2] Adamiak E. 2004. Fotobiologiczna regulacja zachwaszczenia w rzepaku ozimym. *Acta Sci. Pol., Agricultura* 3(1): 203–208.

- [3] Adamiak E., Adamiak J. 2003. Photobiologische Verunkrautungsregulierung im Winterweizen. *Mitt. Ges. Pflanzenbauwiss.* 15: 294–295.
- [4] Adamiak E., Stepien A. 2004. Wpływ przedsiewnej uprawy roli na zachwaszczenie i plonowanie pszenicy ozimej. *Fragmenta Agronomica* 3(83) : 7–20.
- [5] Aldrich R.J. 1984. Weed crop – ecology. Brenton Publishers, a Division of Wadsworth Inc. California. Przekład polski 1995: Ekologia chwastów w roślinach uprawnych. Towarzystwo Chemii i Inżynierii Ekologicznej, Opole (przekład i adaptacja: Połcik B., Adamczewski K.): 461 ss.
- [6] Andersson L., Milberg P. 1996. Induction of weed seed germination by short duration light exposure. Proc. of the Second Int. Weed Control Congress vol. IV: 1241–1246.
- [7] Andersson L., Milberg P., Noronha A. 1997. Germination response of weed seeds to light, light of short duration and darkness after stratification in soil. *Swedish Journal of Agriculture* 27: 113–120.
- [8] Ascard 1992. Harrowing at night – influence on emergence of weeds. 33<sup>rd</sup> Swedish Crop Protection Conference, Weed and weed control: 163–170.
- [9] Ascard 1994. Soil cultivation in darkness reduced weed emergence. *Acta Hort.* 372: 167–177.
- [10] Ball D.A. 1992. Weed seed bank response to tillage, herbicides. *Weed Science* 40: 654–659.
- [11] Barton L.V. 1965. Longevity in seeds and in the propagules of fungi. W: *Encyclopedia of Plant Physiology*, W. Ruhland (red.), Springer Verlag, Berlin-Heidelberg-New York, 1965, XV(2): 1058–1085.
- [12] Bochenek A. 2000. Wpływ czynników biotycznych i zabiegów uprawowych na glebowy bank nasion chwastów. *Post. Nauk Rol.* 2: 19–29.
- [13] Bochenek A. 2010. Ecophysiological conditions of seed dormancy of weeds from the Asteraceae family. *Disertations and Monographs* 155. Wydawnictwo UWM Olsztyn 2010 : 125 ss.
- [14] Borthwick, H.A., Hendricks S.B., Parker M.W., Toole E.H., Toole V.K. 1952. A reversible photoreaction controlling seed germination. *Proc. Nat. Acad. Sci. USA* 38: 662–666.
- [15] Botto J.F., Scopel A.L., Ballare C.L., Sanches F.A. 1998. The effect of light during and after soil cultivation with different tillage implements on weed seedling emergence. *Weed Science* 46: 351–357.
- [16] Buhler D.D. 1997. Effects of tillage and light environment on emergence of 13 annual weeds. *Weed Technology* 11: 496–501.
- [17] Dekker J. 1997. Weed diversity and weed management. *Weed Science* 45: 357–363.
- [18] Dobrzański A., Adamczewski K. 2009. Wpływ walki z chwastami na bioróżnorodność agrofitycenozy. *Prog. Plant Protection/Post. Ochr. Roślin* 49(3): 982–955.
- [19] Dobrzański A., Ługowski Ł. 2010. Wpływ uprawy roli w nocy na zachwaszczenie kapusty głowiastej. *Zeszyty Naukowe Wydz. Ogrodniczego WSEH, Skierniewice* 9: 57–70.
- [20] Dobrzański A., Pałczyński J. 1995. Wpływ uprawy w zaciemnieniu na zachwaszczenie. *Ochrona Roślin* 3: 16–17.
- [21] Dobrzański A., Pałczyński J. 1996. Wpływ światła podczas uprawy roli na kiełkowanie nasion chwastów i możliwości ograniczenia stosowania herbicydów. *Nowości Warzywnicze* 29: 27–35.
- [22] Doroszewski A. 1989. The effect of solar radiation influence rate on seed germination. *Zesz. Probl. Post. Nauk Rol.* 369: 213–221.
- [23] Doroszewski A. 1999. Możliwości zastosowania uprawy nocnej w walce z chwastami. *Biuletyn Informacyjny IUNG*. Puławy, 10: 22–23.
- [24] Evenari M. 1965. Light and seed dormancy. W: *Encyclopedia of Plant Physiology*, W. Ruhland (red.), Springer Verlag, Berlin-Heidelberg-New York, XV(2): 804–847.
- [25] Fogelberg F. 1997. Photocontrol of weeds: the seasonal variation in weed reduction of night-time soil cultivation. 10th EWRS Symposium, Poznań: 174.
- [26] Fogelberg F. 1998. Photocontrol of weeds: the seasonal variation in weed reduction of night-time soil cultivation. 3rd EWRS Workshop on Physical Weed Control, Wye College, UK, 23–25 March 1998: 17.
- [27] Gardarin A., Dürr C., Colbach N. 2010. Effects of seed depth and soil aggregates on the emergence of weed with contrasting seed traits. *Weed Research* 50 (1): 91–101.
- [28] Gerhards R., Klümper H., Kühbauch W. 1993. Photobiologische Unkrautregulierung im landwirtschaftlichen Pflanzenbau. *Mitt. Ges. Pflanzenbauwissenschaften* 2: 91–96.
- [29] Gniazdowska A., Bogatek R. 2007. Regulacyjna rola tlenu azotu w kiełkowaniu nasion. *Postępy Biologii Komórki* 34: 431–444.
- [30] Górski T., Górka K., Rybicki J. 1987. Studies on the germination of seeds under leaf canopy. *Flora* 167: 289–299.



- [31] Grime J.P., Jeffrey D.W. 1965. Seedling establishment in vertical gradients of sunlight. *J. Ecol.* 53: 621–642.
- [32] Grundy A.C., Jones N.E. 2002. What is the seed bank. W: Weed management handbook (ed. Naylor E.L). Blackwell Science Ltd.: 39–62.
- [33] Hartmann K.M., Mollwo A., Tebbe A. 1998. Photocontrol of germination by moon-and starlight. *Z. Pflkrankh. Pflschutz, Sonderh.* 16: 119–129.
- [34] Hartmann K.M., Mollwo A. 2000. Photocontrol of germination: Sensitivity shift over eight decades within one week. *Z. Pflkrankh. Pflschutz, Sonderh.* 17: 125–131.
- [35] Hartmann K.M., Nezadal W. 1990. Photocontrol of weeds without herbicides. *Naturwissenschaften* 77: 158–163.
- [36] Hilton J. 1985. How light affects weed seed germination. *Span* 28(3): 95–97.
- [37] Holmes M.G., Smith H. 1977. The function of phytochrome in the natural environment. I. The influence of vegetation canopies on the spectral energy distribution of natural daylight. *Photochem. & Photobiol.* 25: 539–545.
- [38] Jankowska-Błaszczuk M. 1996. Ekologiczne znaczenie wielkości nasion. *Wiad. Bot.* 40: 19–30.
- [39] Jankowska-Błaszczuk M., Daws M.J. 2007. Impact of red : far red ratios on germination of temperate forest herbs in relation to shade tolerance, seed mass and persistence in the soil. *Funct. Ecol.* 21: 1055–1062.
- [40] Jensen P. K. 1995. Effect of light environment during soil disturbance on germination and emergence pattern of weeds. *Annals of Applied Biology* 127: 561–571.
- [41] Johnson E. 2002. Photocontrol- tilling in the dark. Research Report 2002, Canada, Saskatchewan: 167–168.
- [42] Juroszek P., Drews S., Neuhoﬀ D., Kopke U. 2002 a. Effect of season on the efficiency of photocontrol of weeds. *Z. Pflkrankh. Pflschutz, Sonderh.* 18: 639–646.
- [43] Juroszek P., Drews S., Neuhoﬀ D., Kopke U. 2002. Seasonal changes in light sensitivity of seed germination influences the efficacy of photocontrol weeds. 12<sup>th</sup> EWRS Symposium, Wageningen: 352–353.
- [44] Jursík M., Soukup J., Venclová V., Holec J. 2003. Seed dormancy and germination of Shaggy soldier (*Galinsoga ciliata* BLAKE.) and Common lambsquarter (*Chenopodium album* L.). *Plant Soil Environ.* 49(11): 511–518.
- [45] Karssen C.M. 1970. The light promoted germination of the seeds of *Chenopodium album* L. III. The effect of photoperiod during and development of the plants on the dormancy of produced seeds. *Acta Botanica Neerlandica* 19: 81–94.
- [46] Kopcewicz J., Tretyn A., Cymerski M. 1992. Fitochrom i morfogeneza roślin. Wydawnictwo Naukowe PWN. Warszawa: 250 ss.
- [47] Markow M. 1978. Agrofytocenologia nauka o zbiorowiskach roślinnych. PWRiL. Warszawa: 267 ss.
- [48] Marshall E.J.P., Brown V.K., Boatman N.D., Lutman P.J.W., Squire G.R., Ward L.K. 2003. The role of weeds in supporting biological diversity within the crop fields. *Weed Research* 43: 77–89.
- [49] Melander B. 1998. Interactions between soil cultivation in darkness, flaming and brush weeding when used for in-row weed control in vegetable. *Biol. Agriculture and Horticulture* 16: 1–14.
- [50] Melander B., Rasmussen I.A., Barberi P. 2005. Integrating physical and cultural methods of weed control – examples from European Research. *Weed Science* 53: 369–381.
- [51] Milberg P., Andersson L., Noronha A. 1996. Seed germination after short-duration light exposure: implications for the photo-control of weeds. *J. Appl. Ecol.* 33: 1469–1478.
- [52] Murdoch A.J., Isik D., Nicholls R.A., Gonzalez J., Andujar L., Benoit D., Davis A., Forcella F., Graziani F., Grundy A., Karlsson L., Milberg P., Neve P., Rasmussen I.A., Salonen J., Sera B., Sousa E., Tei F., Tórresen K., Urbano J.M. 2010. Dormancy and germination of *Chenopodium album* seeds from different latitudes in Europe and North America. Proc.15th EWRS (European Weed Research Society Symposium. Kaposvár, 12–15.07.2010: 74.
- [53] Orson J.H. 1993. Integrating cultural and chemical weed control in cereals. Brighton Crop. Prot. Conf. – Weeds: 977–984.
- [54] Pałczyński J., Dobrzański A., Anyszka Z. 1996. The influence of seedbed preparation at night on weed infestation and herbicide efficacy in carrots. Proc. of the Second Intern. Weed Control Congress, Copenhagen. Vol. IV.: 1267–1271.
- [55] Podleśny J. 1998. Orka nocą – mniej chwastów. *Nowoczesne Rolnictwo* 10: 11.
- [56] Pons T.L. 2000. Seed responses to light. W: M. Fenner (red.). Seeds: the ecology of regeneration in plant communities. C.A.B International, Wallingford, UK: 237–260.

- [57] Riemens M.M., Scheepens P.C., van der Weide R.Y. 2004. Dormancy, germination and emergence of weed seeds, with emphasis on the influence of light. Results of a literature survey. *Plant Research International Wageningen B.V.* Note 302.
- [58] Roberts H.A. 1982. *Weed control handbook: principles*. 7th edition BCPC. Blackwell Scientific Publications. Oxford: 533 ss.
- [59] Sanyal D., Bhowmik P.C., Anderson R.L., Shresta A. 2008. Revisiting the perspective and progress of integrated weed management. *Weed Science* 56: 161–167.
- [60] Scopel A.L., Ballare C.L., Radosevich S.R. 1994. Photostimulation of seed germination during soil tillage. *New Phytologist* 126: 145–152.
- [61] Taylorson R.B. 1982. Interaction of phytochrom and other factors in seed germination. W: *The physiology and biochemistry of seed development, dormancy and germination*. Elsevier Biomedical Press: 323–345.
- [62] Tester M., Morris C. 1987. The penetration of light through soil. *Pl. Cell Environ.* 10: 281–286.
- [63] Vincent E.M, Roberts E.H. 1977. The interaction of light, nitrate and alternating temperature in promoting of germination of dormant seeds of common weed species. *Seed Science and Technology* 5: 659–670.
- [64] Vleeshouwers L.M. 1997. Modeling weeds emergence patterns. Ph.D. Dissertation, Department of Theoretical Ecology. Wageningen Agricultural University, the Netherlands:165 ss.
- [65] Wesołowski M., Cierpiała R. 2007. Wykorzystanie zjawiska fotoblastyzmu w regulacji zachwaszczenia pszenicy jarej. *Prog. Plant Protection / Post. Ochr. Roślin* 47(3) : 296–299.
- [66] Wesson G.P., Wareing F. 1969. The role of light in the germination of naturally occurring populations of buried weed seeds. *Journal of Experimental Botany* 2: 402–413.
- [67] Wilson R.G. 1988. Biology of weed seeds in the soil. W: *Weed Management in Agroecosystems: Ecological Approaches* M.A. Aliteri, M. Liebman (red.). Boca Raton, FL CRC Press: 25–39.
- [68] Zoschke A., Quadranti M. 2002. Integrated weed management: quo vadis? *Weed Biology and Management* 2: 1–10.

## Segetal weed seeds response to night – time soil tillage

### Summary

**Key words:** weeds, seeds, night-time tillage, weed control

The aim of this paper was to refer the literature review on weed infestation and changes in segetal weed communities dependent on night-time and day-time soil tillage. Theoretical and practical aspects of breaking weed seeds dormancy in relation to light are discussed. According to seeds response to light, there are divided into three groups: - photoblastic positive (germinating in light, but not germinating in darkness), - photoblastic negative (giving opposite response), - indifferent (germinating both in light and darkness). The light stimulus is mediated by a photoreceptor in plants known as phytochrome. A lot of weed species develop a light-dependent stimulus for germination. Germination of light sensitive seeds can be reduced by exclusion of light. The exploitation of this knowledge for practical weed management led to the concept of soil cultivation in darkness as a potential way to reduce weed infestation. Following

---

studies of many investigators were shown that weed emergence and weed infestation can be reduced by night-time soil cultivation. However, the results from photocontrol of weeds are diverse and inconsistent, and cannot reply more efficient weed control methods (mechanical, chemical). Light-excluded tillage has generally caused a greater reduction in broadleaved weed species than grasses. The efficiency of night-time tillage depends on seasonal changes in light sensibility during the season and different environmental factors. Tillage time of the year has a great importance on the weed control effect of night-time soil cultivation. Tilling in the dark can be included in integrated and organic weed management.

