



INSTYTUT
OGRODNICTWA

Zakład Pszczelnictwa
Pracownia Zapyłania Roślin

Metodyka oceny bioróżnorodności owadów zapylających

Autor:

mgr Mikołaj Borański

Opracowanie przygotowane w ramach **zadania 4.2:**
„Ocena bioróżnorodności owadów zapylających i pożytków pszczelich”

Programu Wieloletniego:

„Działania na rzecz poprawy konkurencyjności i innowacyjności sektora ogrodniczego z uwzględnieniem jakości i bezpieczeństwa żywności oraz ochrony środowiska naturalnego”
finansowanego przez Ministerstwo Rolnictwa i Rozwoju Wsi

Skierniewice 2015

1. Wstęp

Do uzyskania plonu roślin entomofilnych konieczna jest obecność owadów zapylających. W szerokości geograficznej, w której leży Polska, większość gatunków roślin, bo około 78%, jest zapylana przez owady. Zapylenie kwiatów jest jednym z najważniejszych, a jednocześnie najtańszym czynnikiem plonotwórczym, bo determinuje ono możliwość uzyskania wysokiego plonu nasion i owoców. W Polsce uprawia się około 60 gatunków roślin, których plony uzależnione są od zapylania przez owady. Do najważniejszych można zaliczyć rośliny sadownicze, rzepak, grykę oraz wiele gatunków zielarskich i warzyw, w szczególności ich plantacje nasienne. Wśród owadów, największe znaczenie w zapylaniu roślin odgrywają owady pszczołowate, do których należy kilkaset gatunków pszczół samotnic, około 30 gatunków trzmieli i oczywiście pszczoła miodna. Dane dotyczące liczby gatunków i ogólnego zagęszczenia pszczołowatych wykorzystywane są w badaniach porównawczych różnych obszarów i służą do wyciągania wniosków dotyczących fauny badanych terenów. Znajomość składu gatunkowego i liczebności pszczołowatych ma także coraz większe znaczenie dla sadowników i rolników, szczególnie w przypadku upraw nasiennych. Właściwa ocena liczebności i składu gatunkowego pszczół daje możliwość określenia roli tych owadów na plantacjach roślin owadopylnych i skutecznej interwencji w przypadkach niedostatecznej liczby zapylaczy. Niniejsza praca stanowi przegląd najczęściej wykorzystywanych metod do oceny bioróżnorodności owadów zapylających.

2. Cel zadania

Celem zadania jest ocena bioróżnorodności dzikich owadów zapylających oraz monitorowanie bioróżnorodności roślin pokarmowych, tzw. pożytków pszczelich, na terenach intensywnych upraw ogrodniczych i rolnych.

3. Metody stosowane do oceny składu gatunkowego owadów zapylających

Bogactwo gatunkowe, a więc liczba gatunków, jest najczęściej stosowaną miarą różnorodności biologicznej w ekologii i ochronie środowiska. Ma ono zasadnicze znaczenie dla ochrony i zarządzania różnorodnością biologiczną. Do najczęściej wykorzystywanych metod oceny składu gatunków pszczołowatych należą:

Półow siatką entomologiczną

Przez wiele lat główną metodą pobierania próbek dzikich pszczołowatych była tzw. metoda „na upatrzonego” przy użyciu siatki entomologicznej. Polega ona na odławianiu wszystkich zaobserwowanych osobników pszczół. Jest to klasyczna metoda, niezbędna do badania powiązań troficznych, pomiędzy pszczołami, a odwiedzanymi roślinami kwiatowymi. Do wad tej metody należy zaliczyć wybiórczość odławiającego (polegającą na odławianiu wszystkich osobników gatunków rzadkich i tylko części osobników gatunków liczniejszych), czasochłonność oraz możliwość odłowu tylko w sprzyjających warunkach atmosferycznych.

Czerpakowanie

Innym typem siatki jest czerpak, czyli naciągnięty na mocną metalową konstrukcję worek z grubego płótna, zwykle o średnicy 25—30 cm. Większe worki stawiają zbyt duży opór w powietrzu i trudno jest nimi manipulować. Czerpak służy do przeczesywania pięter roślinności i wylapywania zamieszkujących tam owadów. Połowów dokonuje się przynajmniej 2 razy w każdym roku badań, w czasie największej liczebności występowania pszczół tj. wiosną (koniec kwietnia - początek maja) oraz latem (lipiec), na wyznaczonych stanowiskach. Na każdym stanowisku wyznacza się, w zależności od wielkości obszaru, 1–10 kwadratów o powierzchni 25 m² (5 x 5 m), na których czerpakuje się roślinność zielną. Alternatywną metodą jest pobranie 1–10 prób czerpakowych, gdzie pojedyncza próba to 20 zagarnięć czerpakiem. Zebrany w ten sposób materiał jest zanieczyszczony kawałkami roślin i zwykle dość obfity, trudny do przebrania i posegregowania na miejscu, dlatego zawartość czerpaka ostrożnie umieszcza się w płóciennych woreczkach i przenosi do pracowni. W przypadku odłowu pszczół metoda ta się nie sprawdza, gdyż zmiany kierunku uderzenia czerpakiem mogą płoszyć owady, ponadto poszczególne gatunki pszczół mogą pracować na różnych wysokościach, przez co część taksonów może pozostać nie odłowiona podczas czerpakowania.

Pułapki barwne – (pułapki Moerickiego)

Metoda pułapek Moerickiego polega na umieszczeniu kolorowych misek w badanych środowiskach. Pułapki umieszcza się bezpośrednio na ziemi, na palikach ponad warstwą roślinności czy w koronach drzew. Miski o średnicy około 18 cm wypełnia się do 2/3 objętości mieszaniną wody (95%), glikolu etylenowego (4,8%) i detergentu (0,2%). Materiał z pułapek należy kontrolować co 7-10 dni, a przynajmniej raz na 2 tygodnie. Zawartość misek należy przelać przez sitko, a uzyskane okazy umieścić w szczelnie zamykanych pojemnikach z płynem konserwującym (70% alkohol etylowy). Wiszące przez cały sezon wegetacyjny pułapki Moerickiego odławiają również gatunki rzadsze czy nieliczne, ma to szczególne duże znaczenie wiosną, przy zmiennej pogodzie i krótkotrwałych ociepleniach, w czasie których odbywają się loty pszczół. Spośród 3 kolorów pułapek stosowanych w badaniach apidofauny (żółty, biały i niebieski), największą łownością charakteryzują się miski białe.

Pułapka Malaise'a

Są to pułapki barierowe (samolowne), przeznaczone do połowu dużych ilości owadów, w szczególności Hymenoptera i Diptera. Bariere stanowi rozpostarty, na stelażu, transparentny materiał. Owady kierowane są przez wyprofilowane materiałowe zadaszanie do pojemnika zbiorczego, umieszczonego w najwyższym punkcie pułapki. W pojemniku zbiorczym znajduje się płyn konserwujący np. 70% roztwór etanolu. Pułapki standardowej wielkości, najczęściej obejmują obszar połowu od poziomu gruntu do około 0,8 m wysokości, co daje duże próbkowanie mikro-środowiska. Zazwyczaj pułapki umieszcza się w strefach ekotonowych, ale mogą być używane w prawie każdym środowisku. Prawidłowe rozmieszczenie pułapek Malaise'a jest bardzo ważne. Niewłaściwe rozmieszczenie może obniżyć skuteczność połowów o ponad 50% w tym samym mikro-środowisku. Pułapka powinna blokować korytarz lotu owadów (np. ścieżka w lesie) lub być umieszczona prostopadle do bariery (npnp. granicy lasu).

Część zbierająca pułapki powinna być zawsze ustawiona w stronę słońca. Główną trudnością w korzystaniu z tej pułapki jest znalezienie odpowiedniego miejsca. Pułapka ustawiona w szczyrim polu bez wątpienia wylapuje owady, ale ich liczba jest ograniczona w porównaniu z miejscem, gdzie zagęszczenie owadów, z jakiegoś powodu, jest skoncentrowane. Jedną z zalet tego typu pułapki jest to, że działa w sposób ciągły, zarówno w deszczowe jak i słoneczne dni. Nie ma potrzeby codziennego opróżniania pojemnika łownego. Deszcz nie przedostaje się do pojemnika połowu, dzięki czemu zbiory są lepiej zachowane. Wadą tej metody połowu jest wysoki koszt (około 400 zł za pojedynczą pułapkę), ryzyko zniszczenia pułapek przez wandalii, oraz czasochłonność poszukiwań optymalnych lokalizacji dla ich usytuowania.

4. Metody określenia liczebności pszczołowatych

Opisane w poprzednim punkcie metody pozwalają wstępnie ocenić względną liczebność pszczołowatych, nie uwzględniają one jednak charakteru rozkładu przestrzennego owadów na plantacjach i w środowisku naturalnym. Do ważniejszych metod właściwej oceny ilościowej, pozwalających ocenić zagęszczenie pszczołowatych należą:

Metoda pasów

Opracowana w latach 80 ubiegłego wieku przez Banaszaka, polega na liczeniu (lub odławianiu) pracujących na kwiatach owadów podczas przejścia przez badany teren na pasie o szerokości 1 m i długości przynajmniej 200 m. Badania prowadzi się przy sprzyjających warunkach atmosferycznych (temperatura powietrza powyżej 22°C, bezwietrznie, brak zachmurzenia lub zachmurzenie niewielkie, brak opadów), w godzinach 9.00-16.00. Szybkość przemarszu podczas obserwacji powinna wynosić około 10 m na minutę. Próbę stanowi liczba wszystkich zaobserwowanych przedstawicieli nadrodziny pszczół podczas pojedynczego przemarszu. Metoda ta jest przydatna do szybkiej oceny liczebności pszczołowatych w różnych typach zespołów roślinnych np. upraw, muraw lub zespołów leśnych. W przypadku stosowania tej metody na większych plantacjach roślin owadopylnych należy próby pobierać w częściach brzeżnych i środkowych plantacji.

Metoda przemarszów

Podobnie jak w przypadku metody pasów, metoda przemarszu, polega na liczeniu (lub ewentualnym odławianiu) pracujących na kwiatach owadów na pasie o szerokości 1 m. Różnica pomiędzy metodami sprowadza się do charakteru badanego siedliska i jego wielkości. Metoda opisana przez Dylewską (1970) znajduje zastosowanie tylko na małych plantacjach (do 3 ha) o znanych wymiarach. Dla osiągnięcia miarodajnych wyników należy przejść około 3% powierzchni uprawy. Szybkość marszu powinna wynosić około 6 m na minutę. Podobnie jak w metodzie pasów, obserwacji należy dokonywać przy sprzyjających warunkach atmosferycznych.

Metoda kwadratów

Metoda kwadratów, zwana także metodą obserwacji błyskawicznych, polega na rejestracji liczby pszczołowatych w momencie spojrzenia na oznaczoną powierzchnię o wielkości 1 m². W porównaniu z danymi uzyskanymi innymi metodami, wyniki przeprowadzonych obserwacji są zawyżone i wykazują znaczną nieregularność odchyleń (Dylewska i inni 1970), także Banaszak (1991) nie poleca stosowania tej metody.

Metoda biocenometryczna

Metoda ta polega na przykrywaniu przyrządem w postaci skrzynki (izolatora) bez dna, o bokach i wierzchu z siatki, powierzchni badawczej (przeważnie 1m²) w celu wyłowienia, zbadania i przeliczenia żywych organizmów znajdujących się na tej powierzchni. Z uwagi na trudności z zarzuceniem biocenometru na badaną powierzchnię, a tym samym możliwość płoszenia pszczół, a także dużą liczbę, około 200 prób, potrzebną do uzyskania wiarygodnych danych, metoda ta nie jest zalecana jako zbyt czaso- i praco-chłonna.

5. Podsumowanie

Metodyka połowu owadów pszczołowatych jest bardzo różnorodna i ważne jest, aby umiejętnie dopasować metody do właściwości danego obszaru oraz do celów i założeń ekspertyzy entomologicznej. Zastosowanie jakiejkolwiek metody powinno być poprzedzone dokładnym zaplanowaniem badania oraz przygotowaniem odpowiedniej dokumentacji (w tym pozwoleń na odlów gatunków chronionych, wstęp i odlawianie na obszarach chronionych, itp.) i zgromadzeniem niezbędnego sprzętu potrzebnego do badań. Zaplanowanie badań obejmuje m.in: ustalenie okresu badań, wybór metod zbioru materiału i wybór stanowisk. Badania bioróżnorodności owadów zapylających powinny być prowadzone przynajmniej przez 3 lata. Badania takie powinny być prowadzone w okresie pojawu i występowania pszczołowatych – od wczesnej wiosny (koniec marca – początek kwietnia) do jesieni (październik – listopad). Ważna jest także częstotliwość pobierania prób. W optymalnym wariancie próby pszczołowatych powinny być pobierane 4 razy w miesiącu. W przypadku braku takiej możliwości, zbioru prób należy dokonywać nie rzadziej niż dwa razy w miesiącu.

Do realizacji celu zadania zostanie wykorzystana metoda pasów oraz, jako metoda wspomagająca, metoda pułapek barwnych. Zastosowanie kombinacji tych dwóch metod pozwoli uzyskać dokładny obraz bioróżnorodności pszczołowatych na terenach objętych badaniami.

6. Literatura

Banaszak J. (1980) Studies on methods of censuring the numbers of bees (*Hymenoptera, Apoidea*). Pol. Ecol. Stud. 6-2: 355-366;

- Banaszak J. (1991) Metody określania liczebności pszczół (*Hymenoptera*, *Apoidea*). Wiad. Entomol. T. 10, Nr 2: 113-119;
- Banaszak J., Banaszak-Cibicka W., Szefer P. (2014) Guidelines on sampling intensity of bees (*Hymenoptera*: *Apoidea*: *Apiformes*). J. Insect Conserv. (2014) 18: 651–656;
- Banaszak J., Cierznia T., Szymański R. (1994) Influence of colour of Moericke traps on number and diversity of collected bees (*Apoidea*, *Hymenoptera*). Acta. Universitatis. Lodziensis. 2: 29-35;
- Banaszak J., Manole T. (1987) Diversity and density of pollinating insects (*Apoidea*) in the agricultural landscape of Rumunia. Pol. Pismo Ent., 57 (4): 747-766;
- Cane J. H., Minckley R. L. & Kevin L. J. (2000) Sampling bees (*Hymenoptera*: *Apiformes*) for pollinator community studies: pitfalls of pan-trapping. Journal of the Kansas Entomological Society 73(4): 225-231;
- Dylewska M., Jabłoński B., Sowa S., Biliński M., Wrona S. (1970) Próba określenia liczby owadów (*Apoidea*) potrzebnej do należytego zapylenia lucerny – Pol. Pismo Ent. 40: 371-398;
- Dylewska M., Ruszkowski A., Jabłoński B., Biliński M., Sowa S., Wrona S. (1970) Badania nad metodami określania liczebności owadów zapylających na plantacjach lucerny nasiennej. Wiadomości ekologiczne, Tom XVI, zeszyt 3: 232-245;
- Goos M., Deptuch S., Faligowska K. (1976) Wstępne badania nad wyłapywaniem owadów do pułapek barwnych w doświadczeniach polowych. Pol. Pismo Ent., 46: 829-834;
- Gressitt J. L., Gressitt M. K. (1962) An improved malaise trap. Pacific Insects 4 (1): 87-90;
- Güler Y., Dikmen F., Özdem A. (2015) Evaluation of bee diversity within different sweet cherry orchards in the Sultandaği reservoir (Turkey). J. Apic. Sci. 59(2): 13-25;
- Lecomte J. (1962) Techniques d'étude des populations d'insectes' pollinisateurs. Ann. Abeille, 5 (3):201-213;
- Monsevičius V. (2004) Comparison of three methods of sampling wild bees (*Hymenoptera*, *Apoidea*) in Ėepkeliai Natural Reserve (South Lithuania). Ekologija 4: 32-39 ;
- Zalewska A. [red.] (2013) Metody wykonywania waloryzacji przyrodniczych. Podręcznik metodyczny i przewodnik do zajęć terenowych. Wydawnictwo Mantis, Olsztyn.