



UNIWERSYTET MARII CURIE-SKŁODOWSKIEJ  
W LUBLINIE

Instytut Nauk Biologicznych

Anna Janicka

**Struktura zasiedleń wierzchołkowej części źdźbeł  
trzciny pospolitej (*Phragmites australis* (Cav.) Trin.  
ex Steud) przez gatunki z rodzaju *Lipara* Mg.  
na Polesiu Zachodnim i Wyżynie Lubelskiej**

***Structure of occurrence of species form the genus *Lipara* Mg.  
in the apical part of stems of *Phragmites australis* (Cav.) Trin.  
ex Steud. in the Western Polesie and the Lubelska Upland***

*Rozprawa doktorska*

Promotor: dr hab. Paweł Buczyński, prof. UMCS

Lublin, rok 2023

**Pragnę złożyć serdeczne podziękowania  
mojemu Promotorowi – Panu dr. hab.  
Pawłowi Buczyńskiemu, prof. UMCS  
za duże zaangażowanie, profesjonalizm,  
wsparcie i pomoc naukową podczas pisania  
niniejszej pracy**

**Serdeczne dziękuję Pani dr. hab. Marii  
Grochowskiej, prof. UMCS, która  
zainicjowała tematykę niniejszej rozprawy  
doktorskiej i pomogła mi w wykonaniu dużej  
części badań**

**Składam również serdeczne podziękowanie  
Pani dr. hab. Ewie Szczuce, prof. UMCS  
i Panu dr. Piotrowi Waśko za pomoc  
w zakresie badań nad anatomią i analizą  
biochemiczną galasów**

**Szczególne podziękowania składam  
mężowi, dzieciom i Rodzicom, bez ich  
wsparcia ta praca by nie powstała. Dziękuję  
za wyrozumiałość i wsparcie w chwilach  
zwątpienia**

## Spis treści

1. Wykaz skrótów i symboli stosowanych w pracy .....	4
2. Streszczenie i słowa kluczowe .....	6
3. Summary and keywords .....	7
4. Wstęp.....	8
5. Cele badań i hipotezy badawcze .....	10
6. Wprowadzenie.....	11
6.1. Trzcina pospolita .....	11
6.2. Muchówki z rodzaju <i>Lipara</i> .....	15
6.3. Galasy (zooecydia) powodowane przez muchówki .....	21
7. Metody i materiał .....	25
7.1. Teren badań.....	25
7.2. Charakterystyka stanowisk badawczych.....	27
7.3. Badania terenowe .....	36
7.4. Prace laboratoryjne.....	38
7.5. Analizy biocenotyczne i statystyczne .....	45
8. Wyniki.....	46
8.1. Występowanie larw <i>Lipara</i> spp. na badanych stanowiskach.....	46
8.2. Zróżnicowanie siedliskowe występowania larw <i>Lipara</i> spp. ....	63
8.3. Zróżnicowanie przestrzenne występowania larw <i>Lipara</i> spp. w obrębie trzciniowisk .....	73
8.4. Entomofauna towarzysząca larwom <i>Lipara</i> spp. w galasach (inkwiliny) .....	76
8.5. Występowanie galasów <i>Lipara</i> spp. a rozmiary źdźbeł trzciny.....	86
8.6. Budowa wewnętrzna galasów <i>Lipara</i> spp.....	92
8.7. Wstępne badania składu chemicznego galasów <i>Lipara</i> spp. ....	102
9. Dyskusja.....	106
10. Podsumowanie i wnioski .....	117
11. Piśmiennictwo .....	122
Aneks nr 1: Zebrany materiał ( <i>Lipara</i> spp. i inkwiliny) .....	131
Aneks nr 2: Naukowe <i>curriculum vitae</i> .....	139

## 1. Wykaz skrótów i symboli stosowanych w pracy

### A. Skróty wykorzystane w opisie zasiedlenia źdźbeł trzciny przez owady:

Anthom – Anthomyzidae	Li_ru, Lipa_rufi – <i>L. rufitarsis</i>
Bracon – Braconidae	Li_si, Lipa_simi – <i>L. similis</i>
Cecid – Cecydomyidae	Łą lub Łk – łąka
Chalc – Chalcididae	NZ – źdźbła bez widocznego na zewnątrz kwiatostanu
Crypt – <i>Cryptonevra</i> sp.	i niezasiedlone przez owady
Inter – <i>Intercella</i> sp.	Orthop – Orthoptera
KW – źdźbła z kwiatostanem	Stan. – numer stanowiska
La – las	To – torfowisko
Lepid – Lepidoptera	ZA – źdźbła zasiedlone przez owady
Li – źdźbła zasiedlone przez <i>Lipara</i> spp.	Zb – zbiornik wodny
Li_lu, Lipa_luce – <i>L. lucens</i>	
Li_pu, Lipa_pull – <i>L. pullitarsis</i>	

### B. Skróty wykorzystane w opisie i wizualizacji analizy CCA i NMDS:

D – wskaźnik Simpsona	Ngat – liczba gatunków <i>Lipara</i>
H' – wskaźnik Shannona-Wienera	NPM – wysokość n.p.m.
LASf – fragmentacja lasu	Okr – cechy otoczenia trzciniowisk
LASp – powierzchnia lasu	PHRA – powierzchnia innych trzciniowisk
Lipa_luc – <i>L. lucens</i>	PHRA – zagęszczenie trzciny
Lipa_pul – <i>Lipara pullitarsis</i>	POW – powierzchnia
Lipa_ruf – <i>L. rufitarsis</i>	Stan – cechy stanowisk
Lipa_sim – <i>L. similis</i>	WILG – wilgotność podłoża
Lipa_Sum – liczebność ogólna <i>Lipara</i> spp.	

### C. Skróty wykorzystane w opisie budowy anatomicznej galasów:

e – epiderma	l – liść
p – parenchyma	w – węzeł (przegroda)
wp – wiązki przewodzące	k, kl – kanał, kanał larwalny

D. Inne skróty i symbole:

% – procent	n.p.m. – nad poziomem morza (wysokość)
° – stopień	NMDS – niemetryczne skalowanie wielowymiarowe
$\Sigma$ – suma	odch.st. – odchylenie standardowe
$\mu\text{m}$ – mikrometr	p – prawdopodobieństwo
a – ar	Pa – paskal
CCA – kanoniczna analiza korespondencji	r. – rok
cm – centymetr	$R_s$ – korelacja Spearmana
cz.d.a. – czysty do analiz (odczynnik)	Ryc. – rycina
EDS – rentgenowska spektroskopia energodypersyjna	s – sekunda
FTIR – spektroskopia fourierowska w podczerwieni	SEM – skaningowy mikroskop elektronowy
g – gram	sp. – nieokreślony gatunek z danego rodzaju
ind. – osobnik	spp. – grupa gatunków z danego rodzaju
keV – kiloelektronowolt	stan. – stanowisko
km - kilometr	śr. – średnia
m – metr	Tab. – tabela
min. – minuta	tys. – tysiąc
ml – mililitr	tzw. – tak zwany
mm – milimetr	wg – według
n.det. – przedstawiciel danego taksonu nieokreślony do gatunku	

## 2. Streszczenie i słowa kluczowe

Muchówki z rodzaju *Lipara* tworzą galasy w wierzchołkowej części źdźbeł trzciny pospolitej *Phragmites australis*. Badania nad strukturą ich zasiedleń prowadzono w Polsce południowo-wschodniej. Wykazano wszystkie cztery gatunki występujące w Polsce. Opisano zróżnicowanie ich zgrupowań na poszczególnych siedliskach i wskazano wstępnie kształtujące je czynniki. Wykazano duże różnice między zgrupowaniami larw *Lipara* w trzcinowiskach w czterech siedliskach (na łąkach, w lasach, na torfowiskach, w strefie przybrzeżnej zbiorników wodnych) i podano preferencje siedliskowe gatunków. Zbadano rozmieszczenie przestrzenne tych gatunków w obrębie trzcinowisk i stwierdzono brak jego istotnego zróżnicowania. Opisano zgrupowania inkwilinów w galasach indukowanych przez *Lipara*, stwierdzając, że powszechność ich występowania i jego duża zmienność; najczęściej i najliczniej występowały inne Chloropidae (*Cryptonevra* sp., *Intercella* sp.) i tylko ich występowanie było skorelowane z występowaniem części gatunków *Lipara*. Stwierdzono silny negatywny wpływ powstawania galasów *Lipara* na wzrost trzciny i opisano jego zróżnicowanie między siedliskami, stanowiskami i strefami trzcinowisk. Opisano budowę wewnętrzną galasów czterech badanych gatunków *Lipara*. Wstępnie zbadano skład chemiczny tych galasów metodami analizy instrumentalnej, stwierdzając, że larwy *Lipara* pozbawiają tkanki trzciny lipidów i redukują zawartość białek, natomiast udział poszczególnych pierwiastków w składzie galasu jest bardzo zmienny, co dotyczy też związków krzemu ważnego dla odporności źdźbeł na porażenie przez muchówki. Zebrane dane przedyskutowano z literaturą przedmiotu.

Dane przedstawione w rozprawie potwierdzają wcześniejszą wiedzę o biologii *Lipara* spp. i ich powiązaniach z *Phragmites australis* – ale też w dużym stopniu ją uzupełniają i częściowo korygują. Wyniki wstępnych badań analitycznych wskazują też ciekawe, możliwe kierunki badań.

Słowa kluczowe: Diptera, Chloropidae, *Lipara lucens*, *Lipara similis*, *L. rufitarsis*, *L. pullitarsis*, *Phragmites australis*, galasy, inkwiliny, rozmieszczenie, siedliska

### 3. Summary and keywords

Flies of the genus *Lipara* form galls in the apical part of the stems of the common reed *Phragmites australis*. Research on the structure of their occurrence was conducted in south-eastern Poland. All four species found in Poland were recorded. The diversity of their assemblages in particular habitats was described and the factors shaping them were initially indicated. Significant differences were found between the assemblages of *Lipara* larvae in reed beds in four habitats (meadows, forests, fens, in the shore zone of water bodies) and the habitat preferences of the species were indicated. Spatial distribution of these species within reed beds was examined and no significant differentiation was found. The assemblages of inquilines in *Lipara*-induced galls were described, stating that their occurrence was common and highly diversified; other Chloropidae (*Cryptonevra* sp., *Intercella* sp.) were the most often and numerous, and only their occurrence was correlated with the occurrence of some *Lipara* species. A strong negative impact of the formation of *Lipara* galls on reed growth was found and its differentiation between habitats, sites and reed zones was described. The internal structure of galls of four *Lipara* species studied was described. The chemical composition of these galls was initially investigated using instrumental analysis and it was found that *Lipara* larvae deprive the reed tissue of lipids and reduce the content of proteins, while the participation of individual elements in the composition of the gall is very variable, which also applies to silicon compounds important for the resistance of the stems to infestation by flies. The collected data were discussed with the literature on the subject.

The data presented in the thesis confirms the previous knowledge about the biology of *Lipara* spp. and their relationship with *Phragmites australis* – but also, to a large extent, supplement and partially correct it. The results of preliminary analytical studies also indicate interesting, possible research directions.

Keywords: Diptera, Chloropidae, *Lipara lucens*, *Lipara similis*, *L. rufitarsis*, *L. pullitarsis*, *Phragmites australis*, galls, inquilines, distribution, habitats

## 4. Wstęp

Trzcina pospolita *Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud. jest gatunkiem dominującym w szuwarze trzcinowym *Phragmitetum australis* (Gams 1927) Schmale 1939. Dzięki niezwykle szerokiej amplitudzie ekologicznej oraz olbrzymiej ekspansywności i dynamice tego gatunku, zbiorowisko *Phragmitetum australis* obejmuje fitocenozy bardzo różne pod względem składu florystycznego i warunków siedliska, tzn. od ubogich postaci w głębokich zbiornikach z udziałem roślinności wodnej, aż do zbiorowisk na terenach tylko okresowo zalewanych z licznymi gatunkami łąkowymi i znaczącym udziałem mszaków. Dość szeroka jest również skala żyzności i rodzaju podłoża. Trzcina pospolita jest rośliną o dość dużej produktywności ekologicznej. Jest ważnym czynnikiem przekształcania środowiska i odgrywa istotną rolę w sukcesyjnych procesach łądowacenia zbiorników wodnych, zarówno naturalnych, jak i sztucznych. Zbiorowisko trzciny pospolitej jest bardzo pospolite w całej Polsce, a dzięki wartości użytkowej ma też znaczenie gospodarcze (Matuszkiewicz, 2007).

Wszystkie gatunki z rodzaju *Lipara* Meigen, 1830 są monofagami trzciny pospolitej i wpływają destrukcyjnie na źdźbła. Niszczą wierzchołek wzrostu rośliny doprowadzając do skrócenia i zagęszczenia międzywęźli w części wierzchołkowej źdźbła. Dwa spośród gatunków występujących w Polsce – *L. lucens* Meigen, 1830 i *L. rufitarsis* Loew, 1858 – zjadają wierzchołek wzrostu, natomiast dwa pozostałe – *L. pullitarsis* Doskočil & Chvála, 1971 i *L. similis* Schiner, 1854 – nie robią tego. W pojedynczym źdźbłe trzciny rozwija się tylko jeden osobnik. Znajdująca się wewnątrz źdźbła larwa inicjuje procesy gnilne, których następstwem jest wczesne obumieranie blaszek liściowych wyrastających ze skróconych międzywęźli. Dlatego zaatakowane źdźbła są znacznie krótsze od źdźbeł zdrowych, a w ich części wierzchołkowej pojawiają się deformacje – galasy, o wyglądzie charakterystycznym dla danego gatunku. Wewnątrz źdźbła, galasotwórcy często towarzyszą owady należące do wielu rzędów, zwłaszcza: Hymenoptera, Orthoptera, Lepidoptera i Diptera. Wśród tych ostatnich, z rodziny Chloropidae najczęściej występują przedstawiciele rodzaju *Cryptonevra* Lioy, 1864: *C. flavitarsis* Meigen, 1830, *C. nigratarsis* (Duda, 1933) i *C. diadema* (Meigen, 1830). Owady z rzędu Hymenoptera to najczęściej pasożyty (Dely-Draskovits i in., 1994; Bogusch i in., 2015), natomiast pozostałe, w tym *Cryptonevra* spp., to inkwiliny (Grochowska, 2007b, 2007c, 2008a, 2008b).



Rodzaj *Lipara* znany jest od I połowy XIX w, gdy opisał go Meigen (1830). W tym okresie, zgodnie z tendencją panującą w naukach zoologicznych, najwięcej uwagi poświęcono opisom gatunków, wtedy też opisano trzy z pięciu gatunków obecnych w Palearktyce, z których wszystkie występując w Polsce (Meigen, 1930; Schiner, 1854; Loew, 1858). Od przełomu XIX i XX w. zaczęto badać ekologię i charakter powiązań gatunków ze środowiskiem oraz gromadzono dane o ich rozmieszczeniu geograficznym (Mook, 1967; Chvála i in., 1974). Zebrane na ten temat dane są niestety niepełne i powierzchowne, także dlatego, że ze względu na niemożność oparcia badań na larwach, analizowano tylko występowanie imagines. W XX w. rozpoczęto badania nad morfologią wszystkich stadiów rozwojowych oraz etologią i cyklami życiowymi gatunków. Opisano też ostatni z gatunków znanych z Polski – *L. pullitarsis* (Doskočil, Chvála, 1971), jak też piąty gatunek zachodniopalearktyczny – *L. baltica* (Karps, 1978). Na początku lat XX w. opisano bardzo dokładnie biologię muchówek występujących na terenie Polski, jednocześnie znacząco rozszerzając wiedzę o ich morfologii oraz cechach diagnostycznych (Grochowska, 2006a, 2006b, 2007a, 2011, 2013).

Mimo niemal 200-letniej historii badań, wiedza o ekologii i biologii *Lipara* spp. oraz ich interakcji z *Phragmites australis*, pozostaje niepełna. Między innymi:

- uzupełnienia wymagają informacje nt. zmian w morfologii i anatomii źdźbeł trzciny powodowanych przez larwy tych muchówek;
- słabo poznana jest wybiórczość siedliskowa gatunków, a w ogóle dotąd nie badano różnicowania międzygatunkowego stopnia porażenia źdźbeł trzciny w środowisku i zgrupowań larw *Lipara* spp.;
- brakuje analiz wpływu czynników środowiskowych na zagęszczenia larw *Lipara* spp. (czyli *de facto* na liczebność ich galasów);
- brakuje analiz powiązań między występowaniem *Lipara* spp. i ich inkwilinów.

## 5. Cele badań i hipotezy badawcze

Celami badań opisywanych w niniejszej pracy były:

- ustalenie zagęszczeń i procentowego udziału żdźbeł trzciny zasiedlonych przez owady, ze szczególnym uwzględnieniem muchówek z rodzaju *Lipara*;
- analiza stopnia porażenia żdźbeł przez gatunki muchówek z rodzaju *Lipara* w wybranych siedliskach: na torfowiskach, łąkach, terenach leśnych, w strefie przybrzeżnej zbiorników wodnych, a także zróżnicowanie ich występowania w obrębie tych siedlisk;
- analiza współwystępowania poszczególnych gatunków z rodzaju *Lipara* oraz tychże muchówek z innymi owadami zasiedlającymi galasy;
- ocena destrukcyjnych oddziaływań gatunków z rodzaju *Lipara* na żdźbło trzciny pospolitej na podstawie kryterium oceny cech zewnętrznych i wewnętrznych żdźbeł zaatakowanych przez te muchówki.

Postanowiono też przetestować wstępnie wybrane metody analityczne pod kątem ich przydatności w analizie skutków żerowania larw *Lipara* spp. (FTIR) oraz analizy zróżnicowania składu pierwiastkowego żdźbeł zaatakowanych przez te larwy (EDS).

Postawiono następujące hipotezy badawcze:

- H1 – larwy *Lipara* spp. indukujące galasy na żdźbłach *Phragmites australis*, tworzą zgrupowania gatunków zróżnicowane między poszczególnymi trzcinowiskami i zróżnicowane przestrzennie w ich obrębie;
- H2 – te zgrupowania różnią się pomiędzy siedliskami;
- H3 – inkwiliny występują powszechnie w galasach *Lipara* spp. i mogą być związane z konkretnymi gatunkami *Lipara* lub konkretnymi siedliskami;
- H4 – tworzenie się galasów *Lipara* spp. znacząco wpływa na rozmiary żdźbeł *Phragmites australis*;
- H5 – zróżnicowanie budowy wewnętrznej galasów związane ze sposobem żerowania danego gatunku *Lipara*, decyduje o kształcie zewnętrznym galasu.

## 6. Wprowadzenie

### 6.1. Trzcina pospolita

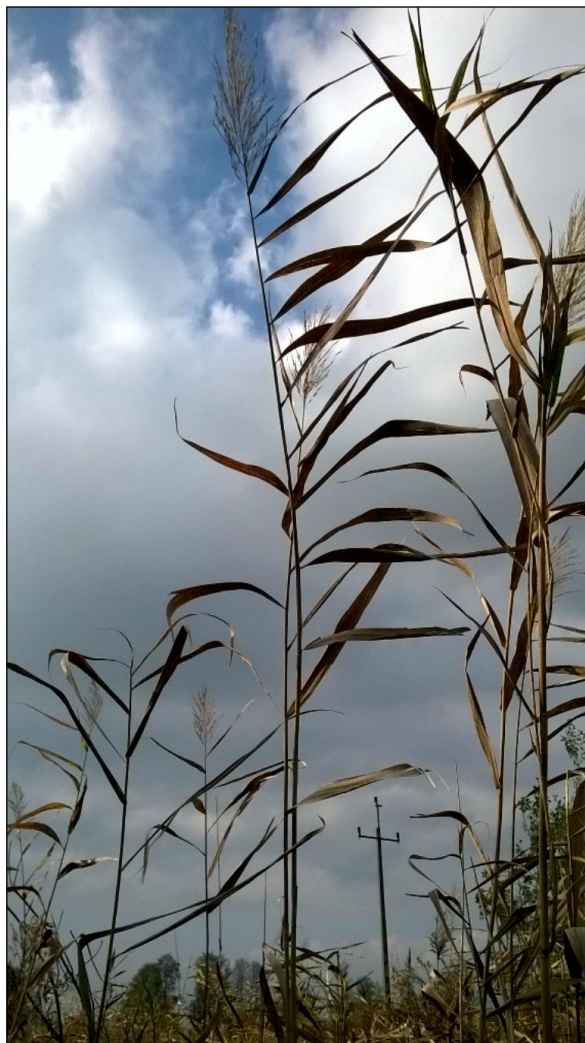
Trzcina pospolita *Phragmites australis* należy do: rodzaju *Phragmites* Adans., plemienia Arundineae, rodziny Poaceae. Najbliżej spokrewniona z rodzajem *Phragmites*, jest lasiecznica *Arundo* L. (Clayton, 1967; Clevering, Lissner, 1999).

Oprócz *P. australis*, do rodzaju *Phragmites* należą też: *Ph. japonicus* Steud., *Ph. karka* (Retz.) Trin. ex Steud. oraz *Ph. mauritanus* Kunth.

Rodzaj *Phragmites* wyewoluował z prymitywnego, słabo wykształconego pnia traw w środkowej kredzie, a należące do niego gatunki zachowały się do dziś w formie „żywej skamieniałości” (Cwelew, 1976). Skamieniałe szczątki *Ph. australis* znane są od miocenu (Narčuk, 1993).

*Ph. australis* to roślina światłolubna, wieloletnia. Jej pędy nadziemne składają się ze źdźbła (łodygi) i liści. Długość źdźbeł wynosi zwykle 0,9-2,0 m, choć niekiedy osiąga nawet 6 m, a średnica przy podstawie może dochodzić do 2,5 cm (Haslam, 1972; Falkowski, 1982; Jasmin, 2017). Średnica podstawy źdźbła jest stała i związana z właściwościami łodygi takimi, jak: jej średnica (w tym również średnica wierzchołka wzrostu), długość, tempo wzrostu i intensywność kwitnienia (Mook, 1967). Z każdego węzła wyrasta liść, który składa się z pochwy otulającej łodygę oraz blaszki liściowej. Blaszki liściowe dość sztywne, lancetowate, długości 20-60 cm, szerokości 1-4 cm, ich brzegi są twarde. Na granicy pochwy i blaszki liściowej występują srebrzyste włoski o długości do 1,5 mm. Rozmiary źdźbeł zależą od: poziomu wody, składu gleby, ilości składników odżywczych. Rozłogi (pędy podziemne) mają długość do 10 m, grubość 1,0-1,5 cm (niekiedy 4 cm). Wnikają w glebę na głębokość nawet do 2 m (Falkowski, 1982).

Na szczycie źdźbła, wewnątrz pochwy liściowych ukryty jest wierzchołek wzrostu, który wytwarza zawiązki liści i powoduje wydłużanie międzywęźli. Dzięki temu coraz młodsze liście wysuwają się spod starszych, nadając roślinie ostateczny kształt. Na wydłużanie się źdźbła ma wpływ też interkalarny merystem wstawkowy, znajdujący się przy podstawie każdego międzywęźla. Rozwój pędów wegetatywnych kończy się w czerwcu. W następnym miesiącu wierzchołek wzrostu rozpoczyna formowanie organów generatywnych. Kwiaty zebrane w kłoski, tworzą kwiatostan typu wiechy (Haslam, 1972; Falkowski, 1982; Kozłowski, 2012) (Ryc. 1).



**Ryc. 1.** Wygłoszone źdźbło trzciny pospolitej – Zażółkiew, 27.06.2015 r. (fot. Anna Janicka).

Kwiaty pozostają wewnątrz pochew do czasu, gdy warunki termiczne i wilgotnościowe na zewnątrz rośliny będą korzystne do zapylenia i zapłodnienia. *Ph. australis* jest zapyłana przez wiatr, a poszczególne kwiaty rozwijają się nierównomiernie, co zapobiega samozapyleniu (Tucker, 1990). W momencie wykształcenia kwiatów rozpoczyna się stopniowe zamieranie pędów połączone z odprowadzaniem materiałów zapasowych do zawiązywanych owoców. Owocem jest ziarniak. Pojedynczy kwiatostan produkuje do 12 000 ziarniaków, w większości niewykształconych. Dobrze wykształcone ziarniaki cechuje wysoka zdolność kiełkowania. Ich rozsiewanie odbywa się jesienią i zimą, odgrywając ogromną rolę w kolonizacji nowych obszarów. Nasiona kiełkują wiosną, w glebie odkrytej i wilgotnej (Haslam, 1972). Pełny rozwój roślina osiąga po 2-4 latach. Wtedy szybko się krzewi i wykształca liczne rozłogi podziemne. *Ph. australis* łatwiej i znacznie szybciej rozwija się z rozłogów, niż w z wykorzystaniem organów generatywnych. Rozłogi wykazują dość silny wzrost wierzchołkowy i interkalarny oraz

zdolność do rozgałęziania się, korzenia w węzłach i wytwarzania pędów asymilacyjnych. Ma to istotne znaczenie w rozprzestrzenianiu się tego gatunku. W sezonie wegetatywnym trzcina może dawać od dwóch do czterech odrostów.

Biorąc pod uwagę klasyfikację zbiorowisk roślinnych, trzcina pospolita jest gatunkiem charakterystycznym dla klasy Phragmitetea R. Tx. et Preisg. 1942 oraz zespołu *Phragmitetum australis*) (Gams 1927) Schmale 1939 (Tomaszkiewicz, 1979; Matuszkiewicz, 2007). Ten zespół dzięki szerokiej amplitudzie i olbrzymiej ekspansywności gatunku dominującego (*Phragmites australis*), obejmuje fitocenozy bardzo różne pod względem składu florystycznego i warunków siedliska: od postaci, w której przez cały okres wegetacji woda jest obecna na powierzchni gruntu, co wiąże się z dużym udziałem roślinności wodnej, aż do zbiorowisk na terenach tylko okresowo zalewanych, z licznymi gatunkami łąkowymi oraz znacznym udziałem turzyc i mszaków. Równie szeroka jest skala siedlisk pod względem żyzności wód i rodzaju podłoża. Fitocenozy *Phragmitetum australis* rozwijają się przede wszystkim w żyznych siedliskach eutroficznych, ale spotyka się je też w siedliskach dystroficznych. Zajmują zarówno siedliska o podłożu mineralnym jak i silnie zatorfionym. Występują w zbiornikach sztucznych i naturalnych, w astatycznych i o stałym poziomie wody, z wodą stojącą i płynącą. Na obszarach potencjalnie łąkowych zalicza się je do łągów zastoiskowych. Na płytkich obrzeżach zbiorników wodnych i cieków wodnych, w silnie zamulonych wodach i kanałach z powolnym przepływem wód zasobnych w namuły mineralno-organiczne, *Phragmites australis* często tworzy skupienia jednogatunkowe. Monokultury rosną także w wodach silnie zanieczyszczonych ściekami komunalnymi. Optimum rozwoju osiągają w płytkich zbiornikach wodnych, w środowisku eutroficznym. Na 1 m<sup>2</sup> powierzchni występuje wtedy od 25 do nawet 300 pędów. Jest to trawa bardzo odporna na niesprzyjające warunki, dzięki czemu może kolonizować nowy teren z szybkością 1 m rocznie.

*Ph. australis* to gatunek kosmopolityczny znany z wszystkich kontynentów (Rodewald-Rudescu, 1974; Cwelew, 1976; Holm i in., 1977; Packer i in., 2017). Na północy Eurazji dochodzi do 70° N, w Nearktyce osiąga 54° N (w Nowej Sztlandii i Kolumbii Brytyjskiej) (Cwelew, 1976). Droga, którą trzcina pospolita dotarła na kontynent północnoamerykański, nie jest pewna: według Cwelewa (1976) przywędrowała ona z Europy przez Beringię, zaś według Nartshuk (1996) – przez Amerykę Południową. Są też dane wskazujące, że jest ona gatunkiem introdukowanym z Europy i pojawiła się na kontynencie amerykańskim przypadkowo wraz z towarami sprowadzonymi z Europy

(Mikkola, Lafontaine, 1994) oraz wzdłuż Zatoki Meksyku i południowych wybrzeży Atlantyku w wyniku przybrzeżnego osadnictwa europejskiego (Chambers i in., 1999). Potwierdzono, że inwazyjne populacje *P. australis* w Ameryce Północnej pochodziły z regionów europejskiego i śródziemnomorskiego (Lele i in., 2018).

Trzcina pospolita ze względu na dość duże wartości użytkowe ma duże znaczenie gospodarcze. Umacnia brzegi cieków wodnych chroniąc je przed erozją wodną. Bierze udział w zarastaniu zbiorników wodnych i tworzeniu torfu. Jest też wykorzystywana do oczyszczania ścieków w oczyszczalniach biologicznych. Trawa ta jest również wykorzystywana do produkcji mat w ogrodnictwie i przemyśle budowlanym (Ostendorp, 1993). Używana jest do krycia dachów. Często jest wykorzystywana jako podściółka dla zwierząt hodowlanych i w zdobnictwie. Służy też jako surowiec do produkcji: papieru, tektury i włókien syntetycznych (Falkowski, 1982). Z drugiej strony – może być chwastem uporczywym i trudnym do usunięcia ze względu na głęboko umieszczone rozłogi (Knezevic i in., 2008). Zajmuje duże powierzchnie i produkuje dużą ilość fitomasy. Dzięki wysokiej produktywności ekologicznej stanowi ważny czynnik przekształcenia środowiska. Intensywna eksploatacja trzcinowisk może łagodzić skutki eutrofizację akwenów (Tomaszewicz, 1979; Tewksbury i in., 2002; Köbbing i in., 2013).

Interesujące jest też znaczenie naukowe trzciny pospolitej: ze względu na jej występowanie na całym świecie, uznano ją za organizm modelowy do badań inwazji roślin (Meyerson i in., 2016; Packer i in., 2017).

## 6.2. Muchówki z rodzaju *Lipara*

### Rozmieszczenie geograficzne

W Palearktyce występuje 11 gatunków *Lipara*. Z Palearktyką Zachodnią są związane: *L. lucens* Meigen, 1830, *L. similis* Schiner, 1854, *L. pullitarsis* Doskočil & Chvála, 1971 oraz *L. baltica* Karps, 1978 (Chvála i in., 1974; Narčuk, 1977; Karps, 1978). W Palearktyce Wschodniej występują: *L. orientalis* Narčuk, 1977, *L. frigida* Kanmiya, 1983, *L. vallicola* Kanmiya, 1983, *L. japonica* Kanmiya, 1983 oraz *Lipara brevopilosa* Narčuk, 1977 (Narčuk, 1977; Kanmiya, 1983). Jedynie *L. rufitarsis* Loew 1858 zasiedla obydwie części tej krainy zoogeograficznej. Natomiast *L. salina* Narčuk, Kanmiya jest znana tylko z Azerbejdżanu i Dagestanu (Narčuk, Kanmiya, 1996).

Muchówki *Lipara* spp. są całkowicie uzależnione od występowania rośliny żywicielskiej (*Phragmites australis*) (Chvála i in., 1974).

### Imago

Muchówki z rodzaju *Lipara* spp. to typowi przedstawiciele rodziny Chloropidae i podrodziny Oscinellinae. Są to średnie i duże (3,3-7,3 mm długości ciała), czarniawe owady z gęstym owłosieniem na śródpleczu. Arista (szczecinka) jest cienka, nieowłosiona. Czułki są szeroko rozdzielone u podstawy szerokim klinem twarzowym. Oczy raczej małe. Część twarzowa bardzo głęboka, prawie długości połowy wysokości oka. Kątów wibrysalnych (policzkowych) brak (Chvála i in., 1974). Poniżej przedstawiono kluczowe cechy gatunków występujących w Polsce.

#### *Lipara lucens* Meigen 1830

Największy gatunek palearktyczny. Tułów długi, na śródpleczu z miedziano-żółtym opyleniem, które ułożone jest w wyraźne podłużne paski, nadające wygląd prążkowania. Segmenty bazalne czułek żółtawe, segment trzeci przeważnie czarniawy. Klin twarzowy szeroki, z prawie równoległymi bokami. Nogi ciemne. Genitalia męskie duże, z wyrostkami małymi ale rozstawionymi szeroko. Przysadki odwłokowe z zaostrowym wierzchołkiem (Chvála i in., 1974).

*Lipara similis* Schiner 1854

Gatunek blisko spokrewniony z *L. lucens*, ale wyraźnie mniejszy (3,0-4,6 mm). Cechuje do ten sam typ opylenia na tarczy tułowiowej, które jest ułożone w formie bardzo wyraźnych, podłużnych pasm dających efekt prążkowania. W przeciwieństwie do *L. lucens*, opylenie na tułowiu jest wyraźnie białawe aż do srebrnoszarego. Klin twarzowy raczej szeroki, nieco rozszerzony w górę i w dół. Czułki i głaszczki żółtawe. Nogi przeważnie żółte na goleniach i stopach, ale u niektórych osobników stopy są ciemne. Męski aparat kopulacyjny mały. Cerci nie rozstawione szeroko, małe, ich wierzchołki wyraźnie zaokrąglone (Chvála i in., 1974).

*Lipara pullitarsis* Doskočil & Chvála 1971

Długość ciała: 3,3-5,0 mm. Mesonotum gęsto pokryte przeważnie miedziano-żółtawym krótkim opyleniem, które nie jest ułożone w podłużne prążki. Klin twarzowy bardzo szeroki, najwęższa część w środku tak szeroka jak połowa trzeciego segmentu czułek. Czułki przeważnie czarne, tylko segmenty bazalne niekiedy bardzo ciemno brązowe. Głaszczki czarne. Nogi przeważnie czarne, końce ud i podstawy piszczeli lekko brązowawe. Męski aparat kopulacyjny raczej duży, cerci całkowicie połączone, długie (Chvála i in., 1974).

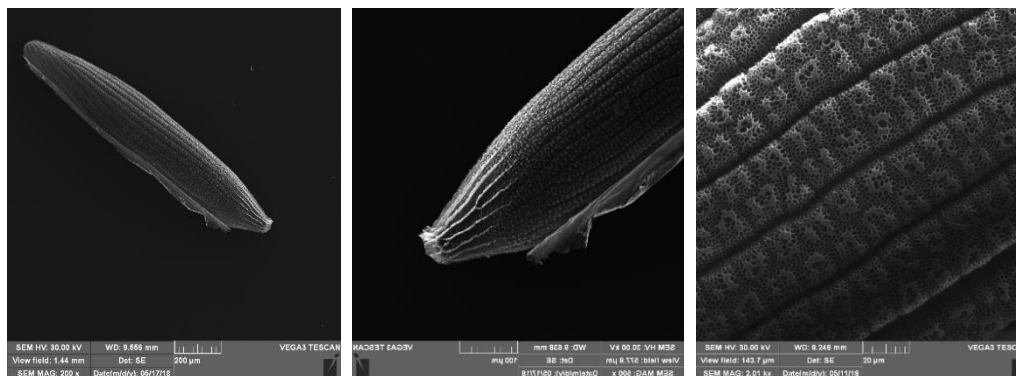
*Lipara rufitarsis* Loew, 1858

Gatunek podobny do *L. pullitarsis*, o długości ciała 3,5-5,3 mm. Ma ten sam typ opylenia na tarczy tułowiowej: włoski są krótkie i nie ułożone w podłużne prążki, wyraźnie srebrnoszare. Klin twarzowy jest o wiele węższy niż u *L. pullitarsis*, rozszerza się w górę i w dół. Czułki czerwono-brązowe, z wyjątkiem tylko zewnętrznej części segmentu i aristy, które są ciemne bądź czarne. Głaszczki czarne. Uda i golenie przeważnie czarne, stopy żółtawe do czerwono-brązowych. Męski aparat kopulacyjny raczej duży, ze zwężonymi wyrostkami, cerci długie, apikalnie rozdzielone (Chvála i in., 1974).

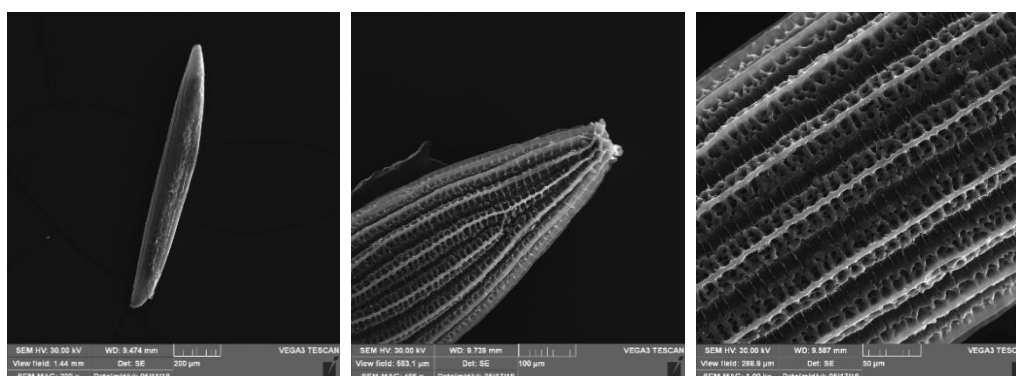
### **Jaja**

Jaja gatunków palearktycznych *Lipara* są bardzo charakterystyczne. Można je podzielić na dwie różne grupy: typ *lucens* i typ *rufitarsis*.





Ryc. 2. Jajo *L. similis*. Zdjęcie z mikroskopu elektronowego SEM (fot. Anna Janicka).



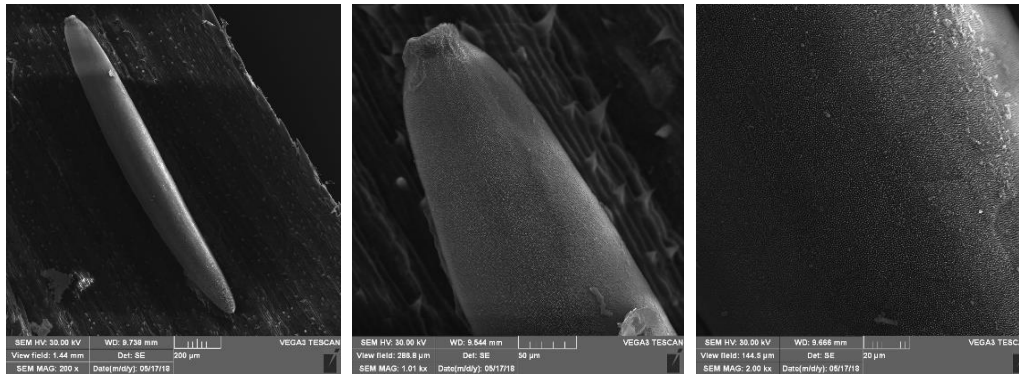
Ryc. 3. Jajo *L. lucens*. Zdjęcie z mikroskopu elektronowego SEM (fot. Anna Janicka).

Do typu zaliczamy *lucens* jaja *L. lucens* (Ryc. 2) i *L. similis* (Ryc. 3), które są jasnożółte i bardziej owalne. Różnice pomiędzy jajami *L. lucens* i *L. similis* są bardzo nieznaczne. Długość i szerokość są podobne, natomiast cechą różnicującą jest mikrorzeźba – głębokość pokrywających jajo, długich i podłużnych bruzd (Chvála i in., 1974; Grochowska, 2006b).

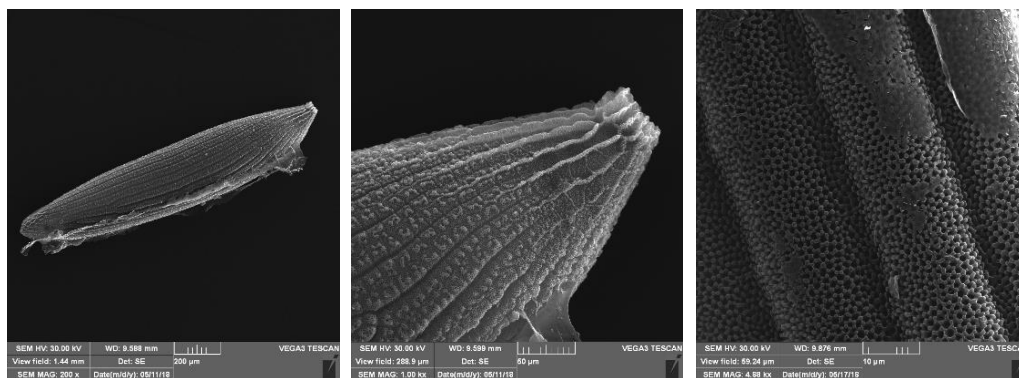
Samice *L. lucens* najczęściej składają jaja pod powierzchnią blaszki liściowej, a *L. similis* na jej powierzchni, bliżej pochwy liściowej (Grochowska, 2011).

Typ *rufitarsis* reprezentują jaja *rufitarsis L.* i *L. pullitarsis*. Są one w sposób charakterystyczny długie i wąskie oraz wyraźnie czarniawe. Jajo *L. pullitarsis* (Ryc. 4) jest wyraźnie węższe, nieco krótsze, raczej okrągłe w przekroju poprzecznym. Bruzdy podłużne są widoczne wyraźnie (Chvála i in., 1974; Grochowska, 2006a). Jajo *L. rufitarsis* (Ryc. 5) jest mniej wysmukłe, raczej dłuższe, nieco trójkątne w przekroju poprzecznym. Bruzdy podłużne są mniej liczne i ledwo widoczne, jajo jest raczej gładkie (Chvála i in., 1974; Grochowska, 2007a).

Samice *L. rufitarsis* składają jaja tylko na powierzchni, w części szczytowej blaszki liściowej. Natomiast samice *L. pullitarsis* składają jaja na całym pędzie nadziemnym tj. na łodydze, na i pod blaszką liściową (Grochowska, 2011).



Ryc. 4. Jajo *L. rufitarsis*. Zdjęcie z mikroskopu elektronowego SEM (fot. Anna Janicka).

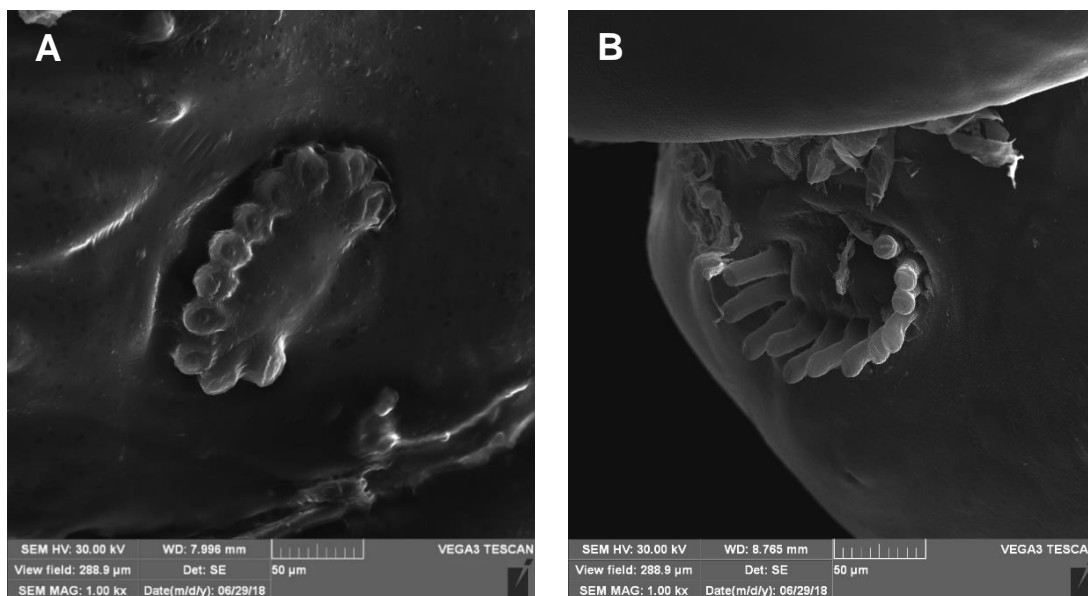


Ryc. 5. Jajo *L. rufitarsis*. Zdjęcie z mikroskopu elektronowego SEM (fot. Anna Janicka).

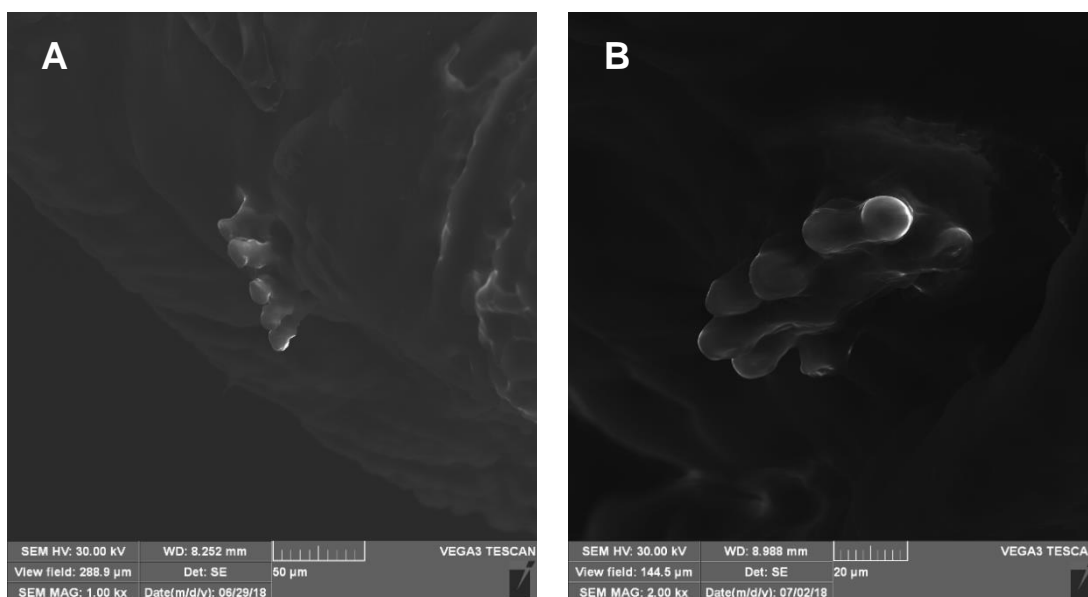
### Larwy

Larwy *Lipara* spp. są wydłużone, lekko żółtawe. Długość dojrzałych larw wynosi 5,5- 12,0 mm. Najważniejszą cechą służącą do rozróżniania gatunków jest liczba wyrostków w przednich przetchlinkach.

Larwa trzeciego stadium *L. lucens* jest wyraźnie duża i krępa: długość ciała 8,0-12,0 mm, szerokość 2,0-3,0 mm. Liczba wyrostków przednich przetchlinek wynosi 11 lub 12, wyjątkowo dochodzi do 14. Może też być różna po obu stronach ciała. Zwykle jest ich 11 i 11, 11 i 12 lub 12 i 12, bardzo rzadko – 12 i 13 lub 12 i 14 (Chvála i in., 1974) (Ryc. 6A).



**Ryc. 6.** Wyrostki przednich przetchlinek u *L. lucens* (A) i *L. similis* (B) – larwa III stadium. Zdjęcia z mikroskopu elektronowego SEM (fot. Anna Janicka).



**Ryc. 7.** Wyrostki przednich przetchlinek u *L. pullitarsis* (A) i *L. rufitarsis* (B) – larwa III stadium. Zdjęcia z mikroskopu elektronowego SEM (fot. Anna Janicka).

Dojrzała larwa *L. similis* (Ryc. 6B) jest na ogół jest mniejsza, bardziej wysmukła: długość ciała 5,5-10,0 mm, szerokość 1,0-2,0 mm. Przednie i tylne segmenty ciała są zabarwione ciemno. Przednie przetchlinki mają z 9-11 wyrostków, zazwyczaj zwykłych kombinacjach: 9-9, 9-11, 10-11, 11-11 lub 9-10 (Chvála i in., 1974).

Larwę trzeciego stadium *L. pullitarsis* (Ryc. 7A) cechuje długość ciała 6,5-9,0 mm i szerokość 1,5-2,0 mm. Przednie spiraculum z 4-5 wyrostkami. Ich liczba po każdej stronie często się różni (Chvála i in., 1974).

Dojrzała larwa *rufitarsis* (Ryc. 7B) jest raczej mniejsza: długość ciała 6,0-8,5 mm, szerokość 1,5-2,5 mm. Przednie przetchlinki z 6-9 wyrostkami, w kombinacji 7-8, 8-9, 7-7, 6-7 albo 6-6. (Chvála i in., 1974).

### **Poczwarki**

Poczwarki *Lipara* spp. są brązowe do czerwono-brązowych i mają te same specyficzne cechy, co dojrzałe larwy – tzn. są tych samych rozmiarów, mają różne barwy na końcach ciała i tę samą liczbę wyrostków w przednich przetchlinkach (Chvála i in., 1974; Grochowska, 2006a, 2006b, 2007a, 2011).

### 6.3. Galasy (zoocecydia) powodowane przez muchówki

Galasy są odchyleniem od normalnego wzoru rośliny powstałe w wyniku specyficznej reakcji na obecność obcego organizmu (Bloch, 1965).

Galasy indukują różne organizmy: bakterie, wirusy, a także przez stawonogi (Arthropoda). Zniekształcenia powstałe w wyniku ich działalności to zoocecydia, a organizmy, które je wytwarzają – galasotwórcy (Dreger-Jauffret, Shorthouse, 1992). Szeroko rozpowszechnione na świecie są zniekształcenia powstałe na skutek działalności muchówek (Diptera).

Do rzędu *Diptera* należy wiele gatunków galasotwórców, które należą do dwóch podrzędów i pięciu rodzin:

Nematocera: Cecidomyiidae

Cyclorrhapha: Tephritidae

Clythiidae

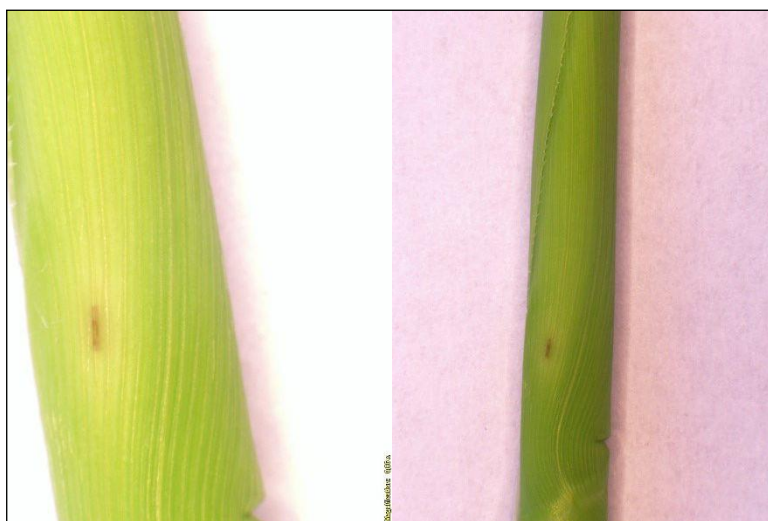
Anthomyiidae

Chloropidae

W przeciwieństwie do innych galasotwórców, muchówki najczęściej atakują rośliny jednoliścienne, w tym głównie trawy (Poaceae). Powodują zniekształcenia ich liści, łodyg, pąków a nawet korzeni. Galasotwórcy odżywiają się tkankami roślinnymi. Stymulują różnorodne formowanie komórek parenchymy. Głównie przejmują kontrolę nad ich wzrostem, różnicowanie się i kierunkiem morfogenezy, innym, niż typowym dla danej rośliny. Tkanki roślinne zmodyfikowane w wyniku ich obecności, są dla nich przede wszystkim pożywieniem, ale również schronieniem (Dreger-Jauffret, Shorthouse, 1992).

Do przedstawicieli rodziny Chloropidae należą muchówki z rodzaju *Lipara*, wytwarzają galasy organoidowe w wierzchołkowej części trzciny pospolitej (Meyer, Maresquelle, 1983). Każdy gatunek wytwarza charakterystyczne zniekształcenie. Najbardziej rzucające się w oczy, o kształcie cygara, tworzy *L. lucens*. Galasy *L. similis* mają kształt pałeczki. Kształt galasów *L. rufitarsis* jest zróżnicowany: najczęściej przypominają literę V, ale można również mieć formę zbliżoną pokrojem ogólnym do galasów *L. lucens* i *L. similis*. Larwy *L. pullitarsis* spotyka się najczęściej w galasach przypominających pokrojem zewnętrznym galasy *L. rufitarsis*. Sporadycznie występują też w galasach typu „*lucens*” i „*similis*” (Chvála i in., 1974).

Młode larwy *Lipara* opuszczając jajo kierują się po łodydze do góry, by jak najszybciej osiągnąć wierzchołek pędu. Stamtąd, jeśli to możliwe, przedostają się do środka najmłodszego zwiniętego liścia i przemieszczają się ku punktowi wegetacyjnemu. Na krótko przed nim zatrzymują się: w tym miejscu znajduje się najmłodsza i najbardziej soczysta tkanka roślinna. W pasożytowanych pędach trzciny pospolitej, które jeszcze nie utworzyły galasa, spotyka się w pobliżu punktu wegetacyjnego miejsce o zmienionej barwie, które pozwala wnioskować o obecności pasożyta (Ryc. 8).



**Ryc. 8.** Zakażony pęd trzciny pospolitej z widocznym miejscem (jasnobrązowym do ciemnobrązowego) działalności *L. pullitarsis*. Zdjęcie po odrzuceniu zewnętrznych liści (fot. Anna Janicka).

### **Galasy *L. lucens***

Ruppolt (1956) opisał siedem etapów powstawania galasów *L. lucens*:

1. Działalność młodej larwy prowadzi do zahamowania rozwoju najmłodszego liścia wyrastającego z wierzchołka pędu.
2. Wzrost liści zewnętrznych nie zostaje zahamowany przez pasożyta, dotyczy to tych leżących bliżej wnętrza osi źdźbła. Dlatego pochewka liścia leżącego najbardziej na zewnątrz wyrasta ponad dolną część blaszki liściowej następnego liścia. Blaszka liścia leżącego wewnątrz zostaje osłonięta pochewką zewnętrznego liścia w dość charakterystyczny sposób. Tak zmieniona roślina wyraźnie różni się od kształtu normalnego.
3. Następuje zgrubienie pędu w pobliżu punktu wegetacyjnego (pomiędzy liściem 2. i 3.). Jest to trzecia typowa trzecia cecha tych galasów.

4. W niektórych przypadkach uwagę zwraca cecha czwarta: jasnożółte zabarwienie najmłodszych liści. W związku z coraz silniejszym obrzmieniem w pobliżu punktu wegetacyjnego, górne liście są nieco odchylone od środka pędu.
5. W miarę upływu czasu, kiedy galas staje się starszy, dochodzi do zahamowania wzrostu przez pasożyta. Charakterystyczne dla galasu zgrubienie powstaje na skutek tego, że powyżej punktu wegetacyjnego tkanka miąższu bardzo mocno się rozwija. W miarę wieku tkanka miękiszowa powiększa się (rozciąga się i wyrasta na grubość).
6. Dookoła rozwijającej się na kształt cygara tkanki miękiszowej, następuje bardzo silne zdrewnienie. W lipcu galas osiąga kształt ostateczny. Do jego utworzenia dochodzi dlatego, że pasożyt powoduje do pewnego stopnia uszkodzenie rośliny. Punkt wegetacyjny jest wygryziony, ale nie zupełnie zniszczony. W przekroju podłużnym przez galas lipcowy nie obserwuje się wytworzenia typowej komory larwalnej, tak jak spotyka się je w miesiącach zimowych. Na przełomie lipca i sierpnia larwa przegryza punkt wegetacyjny i dochodzi do białej miękkiej tkanki miękiszowej. Często spotykane są również w tym miejscu jasnobrązowe ślady odchodów. W galasach w kształcie cygara, przez wygryzienie tkanki miękiszowej powstaje długa, cylindryczna pusta przestrzeń zwana komorą larwalną.
7. Na przełomie sierpnia i września galas zmienia barwę na żółtą lub jasnobrązową. Błazki liściowe siedzące na pochewkach liściowych wysychają, zostają zagięte przez wiatr i w rezultacie odpadają. Ostatecznie powstaje stojący pionowo, typowy galas w kształcie cygara o barwie od jasnobrązowej do brązowej.

#### **Galasy *L. similis***

Larwy *L. similis* wytwarzają galasy bardzo nieznaczne, mało widoczne. Zakażona trzcina nie kwitnie. Zamiast kwiatu na wierzchołku trawy wystaje pęczek złożony z 3-4 liści. Mało widoczne obrzmienie występuje w miejscu oddalonym około 5-7 cm od wierzchołka. W momencie otwarcia typowego dla gatunku galasa, spotyka się larwę 3. Stadium (ma ona oba końce ciała ciemno zabarwione). Jej ciało leży ściśle przylegając do ścian (Ruppolt, 1957).

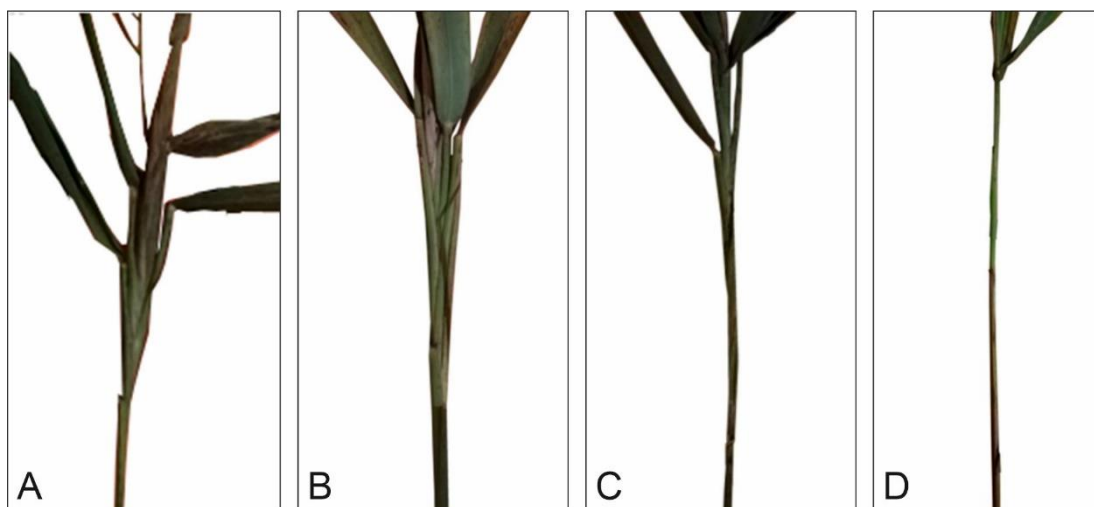
#### **Galasy *L. rufitarsis***

Larwy *L. rufitarsis* tworzą galasy w wierzchołkowej części źdźbeł trzciny pospolitej, doprowadzając do zahamowania jej kwitnienia. W czerwcu i lipcu trudno

rozstrzygnąć, który gatunek zasiedla galas, dlatego wymagana jest sekcja źdźbła. Dopiero przekrój podłużny rozstrzyga, który pasożyt jest twórcą galasa. Larwa *L. rufitarsis* leży kilka centymetrów oddalona od punktu wegetacyjnego i nie w środku, ale na krawędzi rośliny. W miarę upływu pory roku różnice pomiędzy formami galasów występują coraz wyraźniej. Galas typu „*rufitarsis*” nie drewnieje w jesieni, a larwa nie wytwarza komory larwalnej. Znajduje się ona pomiędzy nadgniłymi liśćmi. Zimową porą, z powodu rozchodzących się liści, galas oglądany z boku ma kształt litery „V”.

Ruppolt (1956) zwrócił uwagę na fakt, że w typowych galasach *L. lucens* mogą występować również larwy *L. rufitarsis*. W większości przypadków nie wygryzają one do końca tkanki miękiszowej, choć bywały galasy, w których miąższ w komorach był wygryziony całkowicie. W takich wypadkach tor wygryzania nie szedł w linii prostej, ale nieco krętą drogą.

Najczęściej spotykane kształty zewnętrzne galasów krajowych gatunków z rodzaju *Lipara* przedstawia poniższa Ryc. 9.



**Ryc. 9.** Galasy krajowych gatunków z rodzaju *Lipara* (fot. Anna Janicka). A – *L. lucens*, B – *L. pullitarsis*, C – *L. rufitarsis*, D – *L. similis*.



## 7. Metody i materiał

### 7.1. Teren badań

Teren badań obejmuje Polskę południowo-wschodnią, która ze względu na swe położenie jest bardzo silnie zróżnicowana pod względem geomorfologicznym i geobotanicznym. Obejmuje ona krainy należące do biegnących w przybliżeniu równoleżnikowo pasów: kotlin Podkarpacia, wyżyn i nizin (Kondracki, 2002).

Stanowiska opracowywane w ramach badań omawianych w niniejszej pracy, leżą na obszarze dwóch prowincji fizyczno-geograficznych (Kondracki, 2002). Są to:

1. Wyżyny Polskie (kod 34), które obejmują m.in. podprowincję Wyżyny Lubelsko-Lwowskiej (kod 343) położoną na rubieży tektonicznej między pohercyńską platformą zachodnioeuropejską. W jej obrębie leży 11 badanych przez autorkę niniejszej pracy stanowisk zlokalizowanych w makroregionie Wyżynie Lubelskiej (kod 343.1).
2. Niż Wschodniobałtycko-Białoruski (kod 84), do którego zalicza się podprowincję Polesie (kod 845) obejmującą platformę wschodnioeuropejską. Jej część stanowi Polesie Zachodnie (kod 845.1), na którym znajduje się 9 spośród badanych stanowisk.

Charakterystyczna budowa geologiczna Polski południowo-wschodniej, a także urozmaicona rzeźba terenu, wynikają również z przebiegania przez Polskę strefy Teisseyre'a-Tornquista. Jest to ważna linia tektoniczna ciągnąca się od brzegów południowego Bałtyku do Morza Czarnego, w tym w granicach Polski – do krańców południowo-wschodnich Lubelszczyzny. Depresję podłoża krystalicznego w obrębie Polski południowo-wschodniej wypełniają skały osadowe o dużej grubości, podatne na deformacje i procesy erozyjne, które doprowadziły do silnego zróżnicowania rzeźby w skali tego obszaru, co ma bezpośrednie przełożenie na bogactwo krajobrazowo-przyrodnicze (Harasimiuk i in., 2008).

Wyżyna Lubelska to makroregion fizyczno-geograficzny położony w Polsce południowo-wschodniej, o powierzchni około 7,2 tys. km<sup>2</sup>. Obejmuje obszar od Małopolskiego Przełomu Wisły na zachodzie po dolinę Wieprza na wschodzie. Od północy graniczy z Niziną Południowopodlaską, od południa z Kotliną Sandomierską i wałem Rostocza, od wschodu: z Polesiem i Wyżyną Wołyńską. Poza rzekami granicznymi, sieć hydrologiczną Wyżyny Lubelskiej tworzą ich dopływy: Chodelka i Wyżnica, wpadające do Wisły, oraz Bystrzyca, Giełczew, Żółkiewka, Por i Łabuńka – główne dopływy Wieprza. Występują tu liczne, niekiedy obfite źródła, zasilone wodami podziemnymi.

Urodzajne gleby typu rędzin i nalessowych brunatnoziemów sprzyjają rozwojowi rolnictwa. Lasy dębowo-grabowe i bukowe są nieliczne. Za charakter wyżynny głównie odpowiadają wzniesienia kredowe o wysokości 180-300 m n.p.m. Najwyższy punkt regionu znajduje się we wsi Dębowiec w obrębie Działów Grabowieckich (Kondracki, 2002).

Polesie Zachodnie to makroregion sąsiadujący od północy i zachodu z Niziną Południowopodlaską, a od południa z Polesiem Wołyńskim. Rozciąga się po obu stronach Bugu, obejmując na wschodzie duże obszary Białorusi i Ukrainy. Jego niewielka część leżąca w Polsce ma powierzchnię około 4,7 tys. km<sup>2</sup>. Pod względem krajobrazowym tworzą ją płaskie równiny denudacyjne i akumulacyjne z dużym udziałem torfowisk, a w części południowej także jezior. Pokrywą leśną stanowią w większości bory sosnowe i mieszane. Brzegom zbiorników wodnych i rzek towarzyszą zbiorowiska łąkowe oraz olsy. Najmniejszy udział mają żyzne grądy porastające środowiska eutroficzne. Obszary bagienny-torfowiskowe na obszarze Polesia zajmują około 4% powierzchni, a same wody około 3% (Wilgat, 1963; Gliński, Dębicki, 2002; Kondracki, 2002).

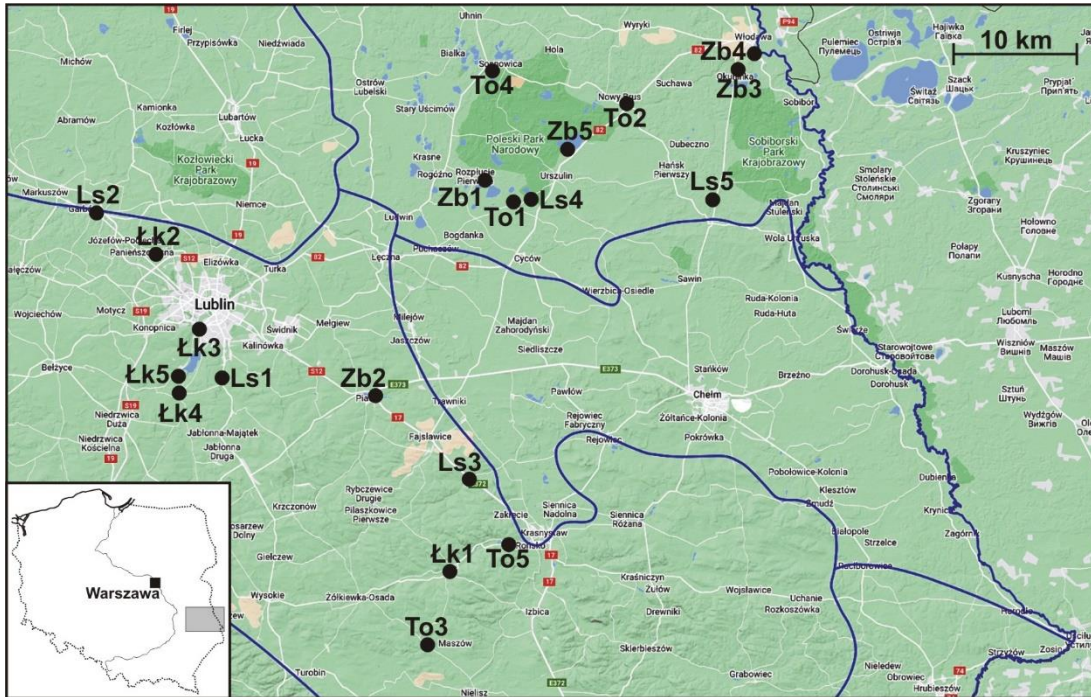
## 7.2. Charakterystyka stanowisk badawczych

Materiał biologiczny pobierano z 20 stanowisk, które ze względu na różny charakter – głównie pod względem roślinności, formy użytkowania, wilgotności podłoża i dostępność światła – podzielono na cztery główne typy siedlisk: las, łąka, torfowisko, strefa przybrzeżna zbiorników wodnych. Trzcina pospolita (*Phragmites australis*) jako makrofit jest głównym elementem składowym szuwaru trzcinowego *Phragmitetum australis*, który często sąsiaduje bądź jest niejako częścią innych zbiorowisk roślinnych w tych siedliskach (Matuszkiewicz, 2007). W niniejszej pracy, poprzez siedlisko rozumuje się całokształt warunków wodnych, glebowych i geomorfologicznych (Strzałko, Mossor-Pietraszewska, 2006). Natomiast stanowisko to konkretne miejsce występowania trzciny pospolitej porażonej przez muchówki, które można określić za pomocą współrzędnych geograficznych i opisać nazwą topograficzną (Łabno, 2006).

Wysokości bezwzględne i powierzchnie stanowisk określono wykorzystując narzędzia dostępne w serwisie Geoportal (<https://mapy.geoportal.gov.pl>).

Lokalizację stanowisk przedstawiono na mapie (Ryc. 9). Opisy stanowisk wraz z charakterystyką ogólną siedlisk podano poniżej. Przy nazwie każdego stanowiska, podano w nawiasie symbol kwadratu siatki UTM, w jakim stanowisko się znajduje (<https://gis.biomap.pl>) oraz makroregion fizyczno-geograficzny, do którego należy. Większość stanowisk obejmują siedliska naturalne (pierwotne), czyli niezmienione wskutek działalności człowieka, za wyjątkiem części stanowisk w zbiornikach wodnych – stawów rybnych.

**LAS** to ekosystem lub kompleks ekosystemów, w którego szacie roślinnej dominującym składnikiem jest drzewostan utworzony przez zwarcie rosnące drzewa. Badane stanowiska leżały w obrębie lasów liściastych, czyli lasów z dominacją w drzewostanie drzew liściastych należących do roślin okrytonasiennych, bez udziału lub tylko z niewielką domieszką gatunków drzew iglastych. Lasy liściaste mogą być wielogatunkowe, jak np. grądy (*Carpinion betuli* R. Tx. et Diem. 1936) z dominującym grabem pospolitym (*Carpinus betulus* L.), dębem szypułkowym (*Quercus robur* L.) i bezszypułkowym (*Q. petraea* (Matt.) Liebl.) oraz domieszką innych gatunków. Często występują drzewostany z jednym gatunkiem dominującym,



**Ryc. 10.** Położenie stanowisk badawczych – numeracja jak w tekście poniżej. Podkład mapy: BiodiversityMap (<https://gis.biomap.pl>). Kolorem niebieskim zaznaczono przebieg granic makroregionów fizyczno-geograficznych w granicach Polski (wg Kondrackiego, 2002).

jak buczyny (*Fagion sylvaticae* R. Tx. et Diem. 1936) z bukciem zwyczajnym (*Fagus sylvatica* L.), dąbrowy – kilka różnych zespołów z dominacją dębów (*Quercus* spp.) jako cechą wspólną, łągi wierzbowe (*Salicetum triandro-viminalis* Lohm. 1952), wiązowo-jesionowe (*Ficario-Ulmetum minoris* Knap 1942 em. J.Mat. 1976) i jesionowo-olszowe (*Fraxino-Alnetum* W. Mat. 1952) oraz olsy (*Ribeso nigri-Alnetum glutinosae* Sol.-Górn. (1975) 1987 i *Sphagno squarrosi-Alnetum glutinosae* Sol.-Górn. 1975) z olszą czarną (*Alnus glutinosa* (L.) Gaertn.) (Batur, 2002; Matuszkiewicz, 2007). Badane stanowiska reprezentowały dwa typy siedliskowe, które omówiono poniżej.

Ols to typ siedliskowy lasu liściastego z dominacją olszy (*Alnus* spp.) w drzewostanie, niekiedy z jesionem wyniosłym (*Fraxinus excelsior*) lub świerkiem pospolitym (*Picea abies* (L.) H.Karst). Występuje na glebach podmokłych, głównie bagiennych. Wyróżnia się ols właściwy, który składa się z olszy czarnej (*Alnus glutinosa*) z domieszką brzozy omszonej (*Betula pubescens* Ehrh.), i ols jesionowy z olszą czarną i jesionem (Batur, 2002)

Łasy łągowe to zbiorowiska lasów olszowych (z *Alnus glutinosa*), jesionowo-olszowych (*Fraxino-Alnetum*) i wiązowo-jesionowych (*Ficario-Ulmetum minoris*) występujące zwykle w dolinach cieków wodnych na glebach organiczno-mineralnych lub madach, z przynajmniej okresowo wysokim poziomem wody, zasilane przez ruchliwe wody bądź krótkotrwałe zalewy. Łęg jesionowo-olszowy obejmuje mokre lasy z panującą olszą i domieszką jesionu (Matuszkiewicz, 2007).

**La1. Ćmiłów** (Wyżyna Lubelska, 51.16483 N 22.58497 E, FB16) – stanowisko śródlądowe w dolinie rzeki Czerniejówki (prawobrzeżnego dopływu Bystrzycy, około 26 km długości). Wysokość n.p.m.: 183 m. Powierzchnia: około 21 a. Stanowisko leżące w odległości około 290 m na wschód w linii prostej od drogi wojewódzkiej 835. Teren podmokły. W jego bliskim sąsiedztwie, w odległości 15-30 m na wschód, znajdowały się trzy stawy rybne.

Las liściasty z dominacją olszy czarnej (*Alnus glutinosa*) i pojedynczymi gatunkami brzozy omszonej (*Betula pubescens*) (ols właściwy).

**La2. Garbów** (Wyżyna Lubelska, 51.35387 N 22.33721 E, EB99) – stanowisko śródlądowe położone wzdłuż drogi wojewódzkiej 874. Wysokość n.p.m.: 174 m. Powierzchnia: około 30 a. Teren podmokły, graniczący z polami uprawnymi. Przepływa przez teren rzeka Białka (prawy dopływ Kurówki, długość około 18 km). Las liściasty z dominacją olszy czarnej (*Alnus glutinosa*), pojedyncze gatunki buka zwyczajnego (*Fagus sylvatica*) i brzozy omszonej (*Betula pubescens*).

**La3. Łopiennik Nadrzeczny** (Wyżyna Lubelska, 51.04429 N 23.04004 E, FB45) – stanowisko śródlądowe położone w linii prostej około 17 m na zachód od drogi krajowej S17. Wysokość n.p.m.: 184 m. Powierzchnia: około 18 a. Stanowisko leżące w bliskim sąsiedztwie zabudowań, w odległości około 15 m na południowy wschód znajduje się też staw rybny. Las liściasty z dominacją olszy czarnej (*Alnus glutinosa*) oraz z pojedynczymi osobnikami jesionu (*Fraxinus* sp.), wiązu (*Ulmus* sp.) i brzozy omszonej (*Betula pubescens*).

**La4. Sumin** (Polesie Zachodnie, 51.36595 N 23.15058 E, FB49) – stanowisko śródlądowe położone około 230 m na południowy zachód od Jeziora Sumin. Wysokość

n.p.m.: 184 m. Powierzchnia: około 20 a. Stanowisko leżące w sąsiedztwie pól uprawnych i zabudowań. W odległości około 100 m na zachód od niego znajduje się staw rybny. Las liściasty, wśród drzewostanu spotykane następujące gatunki: olsza czarna (*Alnus glutinosa*) i pojedyncze osobniki brzozy omszonej (*Betula pubescens*).

**La5. Podpakule** (Polesie Zachodnie, 51.35895 N 23.48461 E, FB79) – stanowisko śródleśne położone wzdłuż drogi wojewódzkiej 812, 20 km na północ od Chełma. Wysokość n.p.m.: 182m. Powierzchnia: około 21 a. Las liściasty, okresowo podmokły. W drzewostanie dominowały: wiąz (*Ulmus L.*), jesion (*Fraxinus L.*), i olsza czarna (*Alnus glutinosa*).

## ŁĄKI

Łąki to tereny pokryte zwartą roślinnością zielną, głównie bylin ze znacznym udziałem traw (Łabno, 2006). Występują na glebach zawierających przez większą część roku 60-80% wilgoci w stosunku do ich całkowitej pojemności wodnej. Niedobory wody uzupełnia się poprzez nawadnianie bądź wykorzystanie bliskiego poziomu wody gruntowej lub zalewy rzek. Łąki trwale zajmują cztery odrębne stanowiska krajobrazowo-fizjograficzne: doliny rzek (łęgi), pobrzeża dolin i zalesienia wśród pól i lasów (grądy), obszary pobagienne, zbocza pogórzy i wierzchowiny gór (hale) (Baturó, 2002).

**Łk1. Chorupnik** (Wyżyna Lubelska, 50.94178 N 23.00775 E, FB34) – trzcinowisko będące częścią łąki łęgowej w dolinie rzeki Żółkiewki (lewego dopływu Wieprza o długości 32,96 km). Wysokość n.p.m.: 198 m. Powierzchnia: około 19 a. Stanowisko leżące wzdłuż drogi wojewódzkiej 842, nieopodal Stawu Gorzków, około 1,5 km na południowy zachód od Gorzkowa. Teren okresowo wilgotny i podmokły, na terasach rzecznych Żółkiewki. Szuwar gęsto porośnięty trzciną pospolitą (*Phragmites australis*). Do drzewostanu można zaliczyć pojedyncze drzewa olszy czarnej (*Alnus glutinosa* (L.) Gaertn.) i wierzby białej (*Salix alba*) oraz liczne krzewy wierzby purpurowej (*S. purpurea* L.).

**Łk2. Jastków** (Wyżyna Lubelska, 51.30914 N 22.46622 E, FB08) – szuwar trzcinowy położony w sąsiedztwie łąki łęgowej w dolinie rzeki Ciemięgi (lewobrzeżnego dopływu Bystrzycy o długości około 22 km), z licznymi zagajnikami. Wysokość n.p.m.:

190 m. Powierzchnia: około 26 a. Stanowisko oddalone o około 150 m od koryta Ciemięgi. Na zachód od niego, w odległości od około 120-180 m znajdowały się trzy stawy hodowlane. Wśród młodego drzewostanu zagajników występowały m.in. topola (*Populus* sp.), olcha (*Alnus glutinosa*) i brzoza (*Betula* sp.), natomiast z roślin zielnych były obecne m.in.: podagrycznik (*Aegopodium* sp.), kostrzewa (*Festuca* L.), wiązówka (*Filipendula* sp.) i pokrzywa (*Urtica* sp.). Stanowisko okresowo wilgotne i podmokłe.

**Łk3. Lublin** (Wyżyna Lubelska, 51.21979 N 22.53953 E, FB07) – niewielkie trzcinowisko położone w części południowo-zachodniej miasta, w dolinie rzeki Bystrzycy (lewobrzeżnego dopływu Wieprza o długości 70,3 km). Wysokość n.p.m.: 173 m. Powierzchnia: około 3 a. Stanowisko oddalone o około 70 m na zachód od koryta Bystrzycy, rozciągające się wzdłuż ścieżki rowerowej. Wśród roślinności towarzyszącej dominowały: malina (*Rubus* sp.), łopian (*Arctium* sp.), oset (*Carduus* sp.) i pokrzywa (*Urtica* sp.).

**Łk4. Prawiedniki** (Wyżyna Lubelska, 51.13757 N 22.50295 E, FB06) – podmokła łąka łąkowa w dolinie rzeki Bystrzycy, położona w sąsiedztwie pól uprawnych (z kukurydzą *Zea mays* L.). Wysokość n.p.m.: 181 m. Powierzchnia: około 35 a. Stanowisko oddalone około 320 m na zachód od koryta Bystrzycy. Na stanowisku występowały pojedyncze wierzby (*Salix* sp.), a od północnego zachodu ciąg topoli (*Populus* sp.).

**Łk5. Lublin-Zemborzyce** (Wyżyna Lubelska, 51.16474 N 22.50372 E, FB06) – stanowisko położone w dolinie rzeki Bystrzycy, na południowy zachód od Zalewu Zemborzyckiego, około 170 m w linii prostej od koryta Bystrzycy. Wysokość n.p.m.: 178 m. Powierzchnia: około 22 a. W odległości około 0,5 km rozpoczyna się Las Dąbrowa (las mieszany z przewagą dębu i domieszką sosny).

**TORFOWISKO** to teren o stałym, bardzo silnym uwilgotnieniu, porośnięty przez zbiorowiska roślin bagiennych i łąkowo-bagiennych wytwarzających złożę torfu. Torfowiska tworzą się zwykle na podłożu trudno przepuszczalnym. Zależnie od warunków powstawania, składu zbiorowiska oraz właściwości torfu, wyróżnia się torfowiska:

wysokie (tzw. mszary), przejściowe oraz niskie (tzw. łąkowe) (Batur, 2002). Stanowiska badane na potrzeby niniejszej pracy miały charakter torfowisk niskich.

Torfowisko niskie zajmują zagłębienia terenu, szczególnie doliny rzeczne, i są zasilane wodami powierzchniowymi i gruntowymi, zwykle bogatymi w biogeny. Porastają je zarośla wierzbowe, niekiedy z udziałem brzoź (*Betula* spp.), lasy z olszą czarną (*Alnus glutinosa*), czyli olsy, oraz szuwary tworzone przez: trzcinę pospolitą (*Phragmites australis*), tatarak zwyczajny (*Acorus calamus* L.), a zwłaszcza wielkie, kępowe turzyce (*Carex* spp.). Z roślin łąkowych, na torfowiska niskie wkraczają: mchy torfowce (*Sphagnum* spp.), skrzypy (*Equisetum* spp.) i jaskry (*Ranunculus* spp.) (Batur, 2002).

**To1. Garbatówka** (Polesie Zachodnie, 51.35790 N 23.10857 E, FB49) – stanowisko podmokłe, w którym dominuje trzcina pospolita (*Phragmites australis*), sporadycznie pojawia się pałka (*Typha* sp.) i tatarak zwyczajny (*Acorus calamus*). Wysokość n.p.m.: 169 m. Powierzchnia: około 22 a. Nieopodal znajdowała się zabudowa mieszkalna (po stronie wschodniej). Na terenie tego gospodarstwa leżał niewielki, prywatny staw rybny. Od północy badane stanowisko sąsiadowało z polem uprawnym, a dalej lasem mieszanym porastającym teren podmokły. Pojawiały się liczne kępy turzycowe. Na południowym wchodzie od drogi, badane stanowisko oddzielał ciąg brzoź (*Betula* sp.). W odległości około 1.6 km na północ znajdowało się Jezioro Rotcze, około 1,5 km na północny zachód – Jezioro Uściwierz, około 3 km na północny wchód – Jezioro Sumin.

**To2. Kołacze** (Polesie Zachodnie, 51.47214 N 23.32505 E, FC60) – szuwar trzcinowy usytuowany na terenie podmokłym. Stanowisko leżące wzdłuż drogi krajowej nr 82. Wysokość n.p.m.: około 165 m. Powierzchnia: około 18 a. W sąsiedztwie stanowiska znajduje się las mieszany (teren podmokły, bagna). Około 124 m na północny wchód przepływała rzeczka Ulanówka (dopływ Włodawki). Na stanowisku pojawiały się mchy torfowce (*Sphagnum* spp.).

**To3. Mościska** (Wyżyna Lubelska, 50.85286 N 22. 95674 E, FB33) – podmokłe stanowisko porośnięte gęstym szuwarem trzcinowym. Wysokość n.p.m.: około 200 m. Powierzchnia: około 20 a. Położone około 50 m na południowy zachód od drogi wojewódzkiej nr 837. Teren podmokły, bagienny. Wokół szuwaru pola uprawne. Przez część południowo-zachodnią stanowiska przepływał strumień Werbka (lewy dopływ



Wieprza o długości 14,94 km). Nielicznie występowały mchy torfowce (*Sphagnum* spp.) i pojedyncze skrzypy (*Equisetum* spp.).

**To4. Sosnowica** (Polesie Zachodnie, 51.51556 N 23.07032 E, FC40) – niewielki szuwar trzcinowy położony wzdłuż drogi polnej, około 700 m na południe od drogi wojewódzkiej nr 817. Wysokość n.p.m.: około 161 m. Powierzchnia: około 25 a. Na zachód od stanowiska znajdował się kanał Wieprz-Krzna. Po wschodniej stronie stanowiska występował las liściasty z dominacją brzozy (*Betula* sp.). Teren podmokły, bagienny. Gdziekolwiek wzdłuż polnej drogi występują pojedyncze wierzby (*Salix* sp.). Między pojedynczymi źdźbłami trzciny (*Phragmites australis*), obecne mchy.

**To5. Zażółkiew** (Wyżyna Lubelska, 50.97037 N 23.1187 E, FB44) – podmokły szuwar trzcinowy położony wzdłuż drogi wojewódzkiej nr 842. Wysokość n.p.m.: około 183 m. Powierzchnia: około 18 a. W części północnej stanowiska meandrowała rzeka Żółkiewka (lewy dopływ Wieprza o długości 32,96 km). Nad brzegiem rzeki znajdowały się zarośla wierzbowe. Teren podmokły, z gatunków łąkowych najliczniej występowały skrzypy.

**STREFA PRZYBRZEŻNA ZBIORNIKÓW WODNYCH (litoral)** to część zbiornika wodnego przylegająca do brzegu, lądu. ze wszystkich stref zbiornika, jest najbardziej podatna na niestałość czynników środowiskowych, przede wszystkim na dobową i sezonową zmienność oświetlenia i temperatury oraz zlodzenie. W litoralu można wyróżnić cztery strefy: roślinności bagiennej, roślin wynurzonych (np. trzciny pospolitej (*Phragmites australis*)), strefę roślin o liściach pływających (np.: grzybieni białych (*Nymphaea alba* L.), grążela żółtego (*Nuphar lutea* (L.) Sibth. i Sm.)) oraz strefę roślin zanurzonych (np.: rdestnic (*Potamogeton* spp.), moczarki kanadyjskiej (*Elodea canadensis* Michx.)) (Kajak, 2001).

**Zb1. Czarny Las** (Polesie Zachodnie, 51.39082 N 23.06602 E, FB49) –niewielki staw rybny położony przy drodze polnej na terenie Parku Krajobrazowego Pojezierze Łęczyńskie. Wysokość n.p.m.: 169 około m. Powierzchnia: około 30 a. Linia brzegowa porośnięta trzciną pospolitą (*Phragmites australis*), na wschód od stawu znajdowały się

topole (*Populus* sp.) i wierzby (*Salix* sp.). Około 80 m na południe od stawu leżało gospodarstwo rolne. Na zachód, po drugiej stronie drogi polnej, znajdował się zagajnik.

**Zb2. Piaski** (Wyżyna Lubelska, 51.14180 N 22.85941 E, FB36) – staw hodowlany o dość nieregularnej linii brzegowej. W jego części centralnej znajdowały się dwa oddalone od siebie w linii prostej około 35 m wzniesienia porośnięte wierzbami (*Salix* sp.). Staw położony był przy drodze krajowej nr 17. Wysokość n.p.m.: około 177 m. Powierzchnia: ponad 2 ha. Linia brzegowa dość gęsto porośniętą trzciną pospolitą (*Phragmites australis*), w szczególności od zachodniej części zbiornika. Około 20 m od stawu płynęła rzeka Giełczew (lewy dopływ Wieprza o długości ponad 50 km). Na wschód od niego były pola uprawne.

**Zb3. Okuninka, Jezioro Lipiec (=Lipiniec)** (Polesie Zachodnie, 51.51460 N 23.52409 E, FC71) – niewielkie jezioro położone przy drodze wojewódzkiej nr 812 około 800 m na północ od centrum Okuninki. Wysokość n.p.m.: 157 m. Powierzchnia: 4,1 ha (Michalczyk i Wilgat, 1998), maksymalna szerokość: około 230 m, maksymalna długość: około 200 m. Długość brzegu jeziora około 730 m. Brzeg jeziora, w roślinności dominował trzcina pospolita (*Phragmites australis*), występowały też: pałka wąskolistna (*Typha angustifolia* L.) i oczeret jeziorny (*Schoenoplectus lacustris* (L.) Palla). Na północ od jeziora leżał las iglasty.

**Zb4. Włodawa** (Polesie Zachodnie, 51.55411 N 23.55411 E, FC71) – staw rybny położony w południowo wschodniej części miasta, przy drodze wojewódzkiej nr 816. Wysokość n.p.m.: około 155 m. Powierzchnia: około 2 ha. Maksymalna szerokość stawu to około 135 m, maksymalna długość: około 180 m. Linia brzegowa prosta, z kępami trzciny pospolitej (*Phragmites australis*). W odległości 20-25 m od brzegu zachodniego zbiornika płynęła rzeka Włodawka (lewy dopływ Bugu o długości około 38 km). Z kolei na wschód od stanowiska w odległości około 0,5 km przepływała rzeka Bug.

**Zb5. Wytyczno, Jezioro Wytyckie** (Polesie Zachodnie, 51.42529 N 23.20980 E, FB59). Szuwary trzcinowe szczególnie intensywnie porastają to jezioro w jego części północnej i zachodniej oraz wzdłuż linii brzegowej. Wysokość n.p.m.: 168 m. Powierzchnia jeziora: 4,87 km<sup>2</sup> (Michalczyk i Wilgat, 1998). Trzcinę pospolitą

(*Phragmites australis*) zbierano wzdłuż południowej linii brzegowej jeziora, a dokładniej: między pomostem na plaży i przystanią dla łodzi. Powierzchnia stanowiska objętego badaniami: około 21 a.

### 7.3. Badania terenowe

Materiałem badawczym były źdźbła trzciny pospolitej (*Phragmites australis*) i owady zasiedlające ich część wierzchołkową.

Materiał do analiz ekologicznych oraz badań morfologii i anatomii źdźbeł trzciny, gromadzono w latach 2012-16 w okresie jesienno-zimowym (od października do marca), kiedy wewnątrz źdźbła znajdowały się larwy trzeciego stadium bądź poczwarki *Lipara* spp. Stanowiska, z których pobierano materiał, były zlokalizowane w południowej części Polesia Zachodniego i północno-środkowej części Wyżyny Lubelskiej. Typowy wygląd stanowiska badawczego przedstawiono na Ryc. 11.



**Ryc. 11.** Szuwar trzcinowy w Chorupniku, 7.09.2014 (fot. Anna Janicka).

Źdźbła trzciny pobrano z 20 stanowisk, po 5 na każdy typ siedliska. Na każdym stanowisku pobrano po 15 prób, za wyjątkiem dwóch stanowisk: w Prawiednikach i Zemborzycach (po 30). W obrębie każdego stanowiska próby były pobierane z trzech stref: zewnętrznej, środkowej i wewnętrznej. W danej strefie, miejsca poboru prób oddalone były od siebie o co najmniej 3 m. Jedną próbę stanowiły wszystkie źdźbła trzciny

wycięte z powierzchni kwadratu o boku długości 60 cm, wyznaczanego za pomocą ramy drewnianej (Ryc. 12), w którym widoczne było chociaż jedno zniekształcenie w wierzchołkowej części źdźbła.

Zebrano ogółem 330 prób z sumarycznej powierzchni 118,8 m<sup>2</sup>.



**Ryc. 12.** Pobieranie materiału: a – wyznaczenie powierzchni próby, b – przykładowa próba pobrana w dniu 21.05.2014 r. (fot. Anna Janicka).

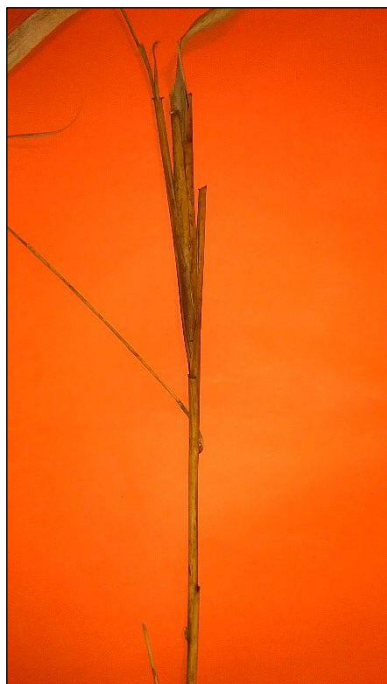
Dodatkowe próby pobrano na potrzeby analizy spektroskopowej zawartości galasów za pomocą spektroskopii fourierowskiej w podczerwieni (FTIR). Materiał ten zebrano w Lublinie nad rzeką Bystrzycą (51.130756 N, 22.322781 E, FB07) w sierpniu 2022 r. Były to łodygi *Phragmites australis*: (1) bez galasu (kontrola), o długości 179 cm i średnicy 0,6 mm; (2) z galasem zawierającym larwę *Lipara lucens* (długość 122 cm, średnica 0,3 mm); (3) z galasem zawierającym larwę *L. similis* (długość 168 cm, średnica 0,5 mm); (4) z galasem zawierającym larwę *L. pullitarsis* (długość 166 cm, średnica 0,5 mm); (5) z galasem zawierającym larwę *L. rufitarsis* (długość 131 cm, średnica 0,4 mm). Fragmenty łodyg o długości 7 cm utrwalono w mieszaninie alkoholu etylowego i kwasu octowego lodowatego w stosunku 3:1 (utrwalacz Carnoy'a).

## 7.4. Prace laboratoryjne

### Analiza zasiedlenia i morfologii źdźbeł

Zgromadzone w terenie źdźbła trzciny pospolitej podzielono w laboratorium na trzy kategorie:

1. źdźbła z widocznym kwiatostanem,
2. źdźbła bez widocznego kwiatostanu i bez zniekształcenia,
3. źdźbła z widocznym zniekształceniem w części wierzchołkowej.



**Ryc. 13.** Galas *L. pullitarsis* [nr 17/GA/267/1833]  
(fot. Anna Janicka).

Każde źdźbło bez widocznego na zewnątrz kwiatostanu i bez zniekształcenia oraz każde źdźbło z widocznym zniekształceniem, było fotografowane (Ryc. 13) oraz nadawano mu numer. Dla każdego galasu oraz źdźbła, o którym przypuszczano, że może być zasiedlone przez owady, zakładano kartę informacyjną, w której umieszczono szczegółowe informacje na temat badanych źdźbeł. Były to:

- symbol źdźbła, przykładowo: 21/So/320/2130, gdzie 21 – numer wyjazdu w teren, So – nazwa stanowiska (tu: Sosnowica), 320 – numer próby badawczej, 2130 – numer źdźbła zasiedlonego przez owady),
- data zbioru,
- średnica źdźbła (mierzona zawsze u podstawy) i jego długość,

- owady zasiedlające wierzchołkową część źdźbła oraz ich charakterystyczne miejsce występowania,
- informacje na temat hodowli laboratoryjnej (data założenia i historia hodowli),
- inne uwagi (np. liczba pędów bocznych).

Wszystkie porażone źdźbła poddano wstępnej analizie metrycznej. Za pomocą suwmiarki mierzono średnicę (u podstawy) i ich długość. Następnie każde źdźbło zniekształcone w części wierzchołkowej poddano sekcjonowaniu pod mikroskopem stereoskopowym Olympus ZS60. W celu wyizolowania stadiów preimaginalnych owadów, każde źdźbło starannie nacinano skalpelem wzdłuż jego osi. Owady wyjmowano delikatnie za pomocą pęsety. Uzyskane w ten sposób larwy i poczwarki oznaczano za pomocą specjalistycznych kluczy i opracowań monograficznych (Chvála i in., 1974; Grochowska, 2006a, 2006b, 2007a, 2007b, 2007c, 2008a, 2008b, 2008c). Następnie konserwowano je w 75% alkoholu etylowym z gliceryną lub hodowano w temperaturze  $25^{\circ}\text{C} \pm 1$  w celu otrzymania postaci imaginalnych, jeśli determinacja była możliwa tylko u form dorosłych (tak było np. u *Cryptonevra* spp. i u Hymenoptera). Owady hodowano w probówkach zabezpieczonych od góry gęstą tkaniną. Przed włożeniem do cieplarki były one umieszczane w wilgotnej komorze.

Ogółem zebrano i przeanalizowano 13 377 źdźbeł trzciny pospolitej, owady stwierdzono w 2200 z nich. Przez gatunki z rodzaju *Lipara* zasiedlonych było 1435 źdźbeł. Zebrano 1654 źdźbeł z widocznym na zewnątrz kwiatostanem. Wykonano 2 200 fotografii pojedynczych źdźbeł.

## **Metody mikroskopowe**

### ***Mikroskopia świetlna***

Otrzymane z hodowli gatunki towarzyszące *Lipara* spp. (głównie z rodzaju *Cryptonevra*) były oznaczane pod mikroskopem stereoskopowym Olympus SZ51. U części gatunków konieczne było wykonanie preparatów mikroskopowych ze struktur ciała umożliwiających ich identyfikację (m.in. czułków, aparatów genitalnych). Ich analiza odbywała się przy użyciu mikroskopu świetlnego Olympus SZX16. Fotografie wybranych gatunków, głównie stadiów wczesnorozwojowych, wykonywano przy użyciu aparatu fotograficznego Olympus DP72.

Analiza mikroskopowa przekrojów podłużnych na wysokości merystemu wierzchołkowego źdźbeł zaatakowanych przez *Lipara* spp. (długość materiału około

1 cm – materiał świeży) odbywała się przy użyciu mikroskopu świetlnego Olympus SZ61. Fotografie wykonano za pomocą mikroskopu stereoskopowego Nikon SMZ 745T z kamerą Delta Pix.

### ***Mikroskopia skaningowa (SEM)***

Fotografie jaj i larw trzeciego stadium muchówek z rodzaju *Lipara* zostały wykonane przy użyciu skaningowego mikroskopu elektronowego Tescan Vega 3 LMU. Materiał został uprzednio przygotowany według ściśle określonych procedur. Pierwszym etapem przygotowywania próbek było ich odwodnienie. Należy je wykonać w celu możliwie najlepszego zachowania struktury dużych powierzchni w użytym materiale biologicznym. W tym celu materiał był stopniowo przenoszony z alkoholu etylowego o stężeniu 70%, w jakim jest standardowo przechowywany, do alkoholu bezwodnego (cz.d.a.), poprzez szereg stężeń pośrednich. Następnie materiał był suszony w punkcie krytycznym (ang. Critical Point Drying) w dwutlenku węgla (CO<sub>2</sub>). Punkt krytyczny jest określony przez takie wartości temperatury i ciśnienia, w tym wypadku CO<sub>2</sub>, w których zanika różnica między fazą ciekłą a gazową substancji i występuje ona wyłącznie jako tzw. gaz nadkrytyczny. W punkcie tym zeruje się jej ciepło parowania oraz napięcie powierzchniowe. Dzięki przeprowadzeniu fazy ciekłej zawartej w komórkach przez punkt krytyczny, suszony materiał nie deformuje się wskutek działania sił napięcia powierzchniowego. Po wysuszeniu, materiał napyłano złotem w napyłarce próżniowej. Tak przygotowane próbki zostały poddane analizie mikroskopowej (Wróbel i in., 2005; Litwin, Gajda, 2011).

Do wykonania fotografii przekrojów podłużnych na wysokości merystemu wierzchołkowego źdźbła zaatakowanego przez *Lipara* spp. (długość materiału około 1 cm), wykorzystano inną procedurę przygotowania preparatów. Jako utrwalacz do SEM wykorzystano metanol, który jako rozpuszczalnik wysoce polarny (podobny do wody) dość szybko przenika do tkanek. Badany materiał utrwalano w 100% metanolu przez 15 min., następnie badane próbki odpowietrzano za pomocą pompy próżniowej. W kolejnym etapie materiał przeniesiono do 100% suchego etanolu (30 min). Tak przygotowane próbki suszono w punkcie krytycznym. Ostatnim etapem było napylenie wszystkich próbek złotem w napyłarce próżniowej (Mark i in., 2013).



### **Metoda parafinowa**

Do metody parafinowej wykorzystano świeże źdźbła trzciny pospolitej zaatakowanej przez cztery gatunki z rodzaju *Lipara* występujące na terenie Polski. Larwy wyizolowano, a następnie wycięto odcinki pędu na wysokości 0,5-0,8 cm powyżej wierzchołka wzrostu i 0,5 cm poniżej niego. Wykonano też próbę kontrolną z niewykłoszonego źdźbła oraz ze źdźbła z widoczną wiechą. Wykonano po 5 prób dla każdego gatunku.

Przygotowany materiał umieszczono w utrwalaczu Carnoy'a: mieszaninie alkoholu etylowego i kwasu octowego zmieszana w stosunku 3:1 (Gerlach, 1972). Materiał odpowietrzono w pompie próżniowej i umieszczono w temperaturze pokojowej w celu lepszego wniknięcia utrwalacza.

Po procesie utrwalenia materiał roślinny płukano w szeregu alkoholi o wzrastającym stężeniu: 10%, 20%, 30%, 40%, 50%, 60%, 70%, 80%, 90%, 96%, w każdym po 15 min, a następnie trzy razy po 15 minut w alkoholu absolutnym.

Kolejnym etapem pracy było przesylenie materiału roślinnego mieszaninami acetonu z alkoholem etylowym absolutnym w stosunku 1:3, 1:1, 3:1 (z dodatkiem erytrozyny). Czynność ta została wykonana w temperaturze pokojowej, a materiał był przetrzymywany w mieszaninie po 30 min. Następnie przesycono go w 100% acetonie. Po wykonaniu powyższych czynności materiał przeniesiono do cieplarki laboratoryjnej i przesycono go parafiną w temperaturze około 60°C. Przesycanie materiału odbywało się dwa razy dziennie przez siedem dni. Następnie przesycony materiał przeniesiono do foremek z ciekłą, czystą parafiną, po schłodzeniu go w celu zestalenia materiału i uzyskania bloczka parafinowego.

Preparaty mikroskopowe trwale sporządzono, krojąc materiał roślinny podłużnie i poprzecznie na skrawki o grubości 7  $\mu\text{m}$  przy użyciu mikrotomu rotacyjnego Leica RM2125RTS. Otrzymane w ten sposób skrawki, błyszcząca stroną, przyklejano do szkiełek podstawowych przy użyciu lepiku Haupta i 10% alkoholu etylowego. Otrzymane szkiełka podstawowe z pokrojonym materiałem na kilka minut umieszczono na płycie grzewczej o temperaturze 59°C w celu rozprostowania i przytwierdzenia skrawków. Preparaty suszono w temperaturze pokojowej przez około 12 godzin.

Przed przystąpieniem do barwienia preparatów przygotowano odpowiednie roztwory safraniny i zieleni jasnej.

Przygotowanie roztworu safraniny: 1 g safraniny 0 rozpuszczono w 100 ml 96% nieskażonego alkoholu etylowego. Następnie całość wymieszano i po upływie kilku godzin przesączono.

Przygotowanie roztworu zieleni jasnej: 0,5 g zieleni jasnej rozpuszczono w 100 ml nieskażonego 96% alkoholu etylowego, wymieszano i przesączono po dwóch godzinach.

Procedura barwienia safraniną 0 i zielenią jasną:

I. Odparafinowanie preparatów:

- Ksylen I (5 min.)
- Ksylen II (5min.)
- Ksylen III (5min.)

II. Odparafinowanie preparatów:

- Alkohol etylowy 100% (3 min.)
- Alkohol etylowy 100% (3 min.)
- Alkohol etylowy 100% (3 min.)

III. Uwadnianie w szeregu alkoholi:

- Alkohol etylowy 96% (3 min.)
- Alkohol etylowy 90% (3 min.)
- Alkohol etylowy 70% (3 min.)
- Alkohol etylowy 50% (3 min.)
- Alkohol etylowy 30% (3 min.)

IV. Barwienie safraniną od 2-12 godzin

V. Odwadnianie w szeregu alkoholi:

- Alkohol etylowy 30% (3 min.)
- Alkohol etylowy 50% (3 min.)
- Alkohol etylowy 70% (3 min.)
- Alkohol etylowy 90% (3 min.)
- Alkohol etylowy 96% (3 min.)

VI. Barwienie zielenią 40-60 sekund.

VII. Płukanie:

- Alkohol propylowy 100% (5 s)
- Alkohol propylowy 100% (5 s)

- Alkohol propylowy 100% (5 s)

#### VIII.

- Ksylen I (5 min.)
- Ksylen II (5 min.)
- Ksylen III (5 min.)

Po barwieniu preparaty zamykano szkiełkami nakrywkowymi w DPX, a następnie analizowano i fotografowano w mikroskopie świetlnym Olympus BX63 z kamerą Olympus DP62). W wyniku barwienia safraniną jądra, jąderka i zdrewniałe ściany komórkowe wybarwiły się na czerwono, natomiast barwienie zielenią jasną na kolor zielony dotyczyło cytoplazmy, celulozowych ścian komórkowych (Gerlach, 1972).

#### **Analiza spektroskopowa zawartości galasów za pomocą spektroskopii fourierowskiej w podczerwieni (FTIR)**

Fragmety zebranych źdźbeł trzciny były przechowywane w 70% roztworze etanolu. Do pomiarów metodą absorpcji podczerwieni (FTIR), ich wnętrza zostały wyłóżczkowane oraz zhomogenizowane w wodze destylowanej. Badania zostały wykonane z użyciem spektrometru FTIR Vertex 70 (Bruker, USA). Widma zostały zapisane w konfiguracji osłabionego całkowitego wewnętrznego odbicia (ATR) z użyciem kryształu ZnSe (kąt cięcia 45°, 10 wewnętrznych odbić) i rozdzielczością optyczną 2 cm<sup>-1</sup> w zakresie 4000-600 cm<sup>-1</sup>. Każde widmo było zbierane w temperaturze pokojowej jako 16 skanów poddanych transformacie Fouriera oraz uśrednionych. Komora pomiarowa była przedmuchiwana suchym gazowym azotem przez 30 minut przed rozpoczęciem pomiarów, a także podczas nich. Próbkki były deponowane na powierzchni kryształu ATR w postaci filmu, osuszane przez 15 min. przez strumień gazowego azotu oraz umieszczane w komorze próżniowej na co najmniej 15 min. Analiza widm została przeprowadzona z użyciem oprogramowania Grams/AI (ThermoGalactic Industries, USA). Dla ułatwienia porównania poszczególnych widm, każde z nich zostało znormalizowane polem. Rysunki zostały przygotowane w oprogramowaniu Grapher 9.1 (Golden Software, inc., USA).

**Analiza składu pierwiastkowego galasów za pomocą rentgenowskiej spektroskopii energodispersyjnej (EDS)**

Analizy wykonano przy wykorzystaniu skaningowego mikroskopu elektronowego (SEM) z emisją polową ZEISS Ultra Plus wyposażonego w detektor EDS firmy Broker model XFlash 123eV. Próbkę po wysuszeniu umieszczono w komorze mikroskopu SEM bez napylenia. Analizy wykonano przy napięciu przyspieszającym 20 keV w próżni rzędu  $10^{-5}$  Pa.

## 7.5. Analizy biocenotyczne i statystyczne

Wykorzystano wskaźniki różnorodności gatunkowej: Simpsona (Simpson, 1949) i Shannona-Wienera (Shannon, 1948).

Odległość (miarę niepodobieństwa) między fauną badanych stanowisk obliczono według formuły Bray-Curtisa (Bray, Curtis, 1957). Ze względu na różne liczby kontroli dla poszczególnych stanowisk, obliczenia dla nich oparto na średnich zagęszczeniach poszczególnych gatunków *Lipara* dla każdego stanowiska. Uzyskane dane zobrazowano metodą skalowania wielowymiarowego (NMDS – ang. Nonmetric Multidimensional Scaling) z wykorzystaniem dwóch osi. Obszar wykresu należący do stanowisk reprezentujących to samo siedlisko, zaznaczono za pomocą otoczek zewnętrznych (ang. convex hulls). Obliczenia i wizualizację danych wykonano w programie PAST 4.09 (Hammer i in., 2001).

Współwystępowanie gatunków analizowano również za pomocą formuły Bray-Curtisa (Bray i Curtis, 1957). Obliczenia i wizualizację danych wykonano w programie Canoco 5.0 (ter Braak, Šmilauer 2012).

Ze względu na niespełnienie jednego z kluczowych założeń parametrycznego testu ANOVA – równoliczności grup, porównania wielu grup niezależnych zawsze wykonywano za pomocą testu Kruskala-Wallisa. W przypadku stwierdzenia istotności różnic ( $p < 0,05$ ), wykonywano test post-hoc (test Dunna z poprawką Bonferroniego) (Rabiej, 2012). Obliczenia prowadzono w programie Statistica 13.3.

Badając zależność od siebie dwóch zmiennych, sprawdzano rozkład danych testem Shapiro-Wilka. Jako, że zawsze stwierdzano rozkład odbiegający od normalnego, korzystano z korelacji rang Spearmana (Rabiej, 2012). Także w takich przypadkach obliczenia prowadzono w programie Statistica 13.3.

Czynniki kształtujące zgrupowania ważek analizowano metodą kanonicznej analizy korespondencji (CCA). Zastosowano stopniową selekcję danych z 499 permutacjami, aby wyselekcjonować istotne parametry odpowiedzialne za zmienność gatunków. Obliczenia i wizualizację wyników wykonano w programie Canoco 5.0 (Ter Braak, Šmilauer, 2012).

Użyte w CCA cechy otoczenia stanowisk (okrąg 250 m) (powierzchnię i fragmentację lasu, powierzchnię innych trzcinowisk) określono na podstawie zdjęć lotniczych dostępnych w serwisie Geoportal (<https://mapy.geoportal.gov.pl>).

## 8. Wyniki

### 8.1. Występowanie larw *Lipara* spp. na badanych stanowiskach

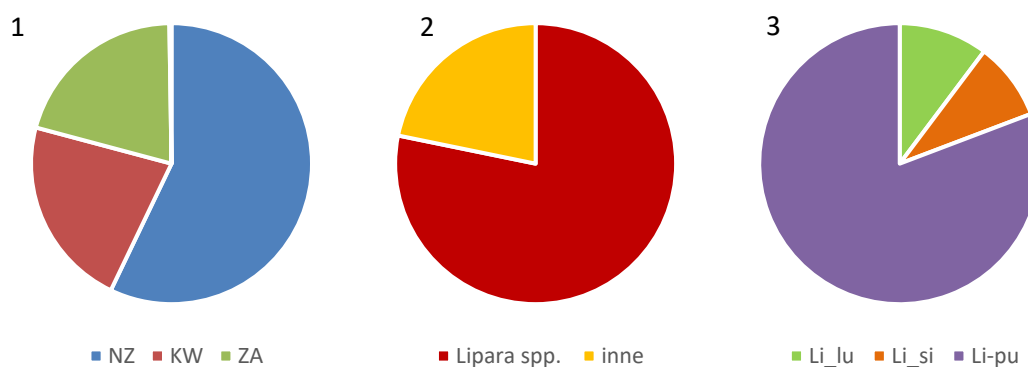
Kluczowe parametry materiału zebranego na wszystkich stanowiskach podano w Tab. 1. Natomiast w dalszej części tekstu, w krótkich omówieniach i na Ryc. 14-33, zaprezentowano stosunki ilościowe w obrębie poszczególnych stanowisk.

**Tab. 1.** Materiał zebrany na badanych stanowiskach [ind. $\cdot$ m<sup>-2</sup>, wartości średnie]. Stan. – numer stanowiska (jak w rozdziale 7.2. i na Ryc. 10); źdźbła: KW – z kwiatostanem, NZ – bez widocznego na zewnątrz kwiatostanu i niezasiedlone przez owady, ZA – źdźbła zasiedlone przez owady; liczby źdźbeł zasiedlonych przez owady: Li – przez muchówki z rodzaju *Lipara*, inne – przez inne owady; *Lipara* spp. – liczby źdźbeł zasiedlonych przez poszczególne gatunki z rodzaju *Lipara* (Li\_lu – *L. lucens*, Li\_si – *L. similis*, Li\_ru – *L. rufitarsis*, Li\_pu – *L. pullitarsis*), Śr. – średnia.

Stan.	Wszystkie źdźbła			Owady		<i>Lipara</i> spp.			
	NZ	KW	ZA	Li	inne	Li_lu	Li_si	Li_ru	Li_pu
La1	51,9	20,0	18,7	14,5	4,3	1,5	1,3	–	11,7
La2	54,8	15,7	15,2	8,6	6,7	0,4	5,0	0,4	2,8
La3	36,1	16,3	20,0	12,5	7,6	3,9	3,0	0,4	5,2
La4	78,5	13,3	13,7	10,0	3,7	2,4	3,5	0,4	3,7
La5	55,4	14,6	11,7	9,8	1,9	5,6	3,7	0,4	0,2
Ła1	95,6	12,8	21,1	17,6	3,5	0,4	5,9	1,1	10,2
Ła2	93,3	11,1	24,8	14,1	10,7	–	0,4	0,6	13,1
Ła3	110,6	9,4	19,4	14,4	5,0	0,4	10,9	2,0	1,1
Ła4	60,7	31,9	24,9	17,8	7,1	0,4	7,4	1,2	8,8
Ła5	129,4	9,2	28,4	15,4	13,1	8,3	2,1	2,1	2,8
To1	67,8	13,9	17,8	13,7	4,1	0,7	0,9	2,2	9,8
To2	101,3	14,1	20,4	6,9	13,5	0,4	0,2	0,6	5,7
To3	141,1	10,4	24,1	17,8	6,3	0,4	4,1	0,2	13,1
To4	25,7	11,1	10,6	3,0	7,6	0,9	–	0,2	1,9
To5	84,3	8,9	14,3	10,4	3,9	0,4	7,2	2,8	–
Zb1	105,0	11,1	20,6	17,6	3,0	0,2	6,5	1,1	9,8
Zb2	75,0	10,6	6,7	2,8	3,9	0,6	0,2	0,7	1,3
Zb3	90,9	10,9	13,1	10,7	2,4	–	–	–	10,7
Zb4	27,6	10,0	11,1	4,1	7,0	1,3	0,7	–	2,0
Zb5	88,3	10,0	17,6	6,7	10,9	–	0,6	0,4	5,7
Śr.=	78,7	13,3	17,7	11,4	6,3	1,4	3,2	0,8	6,0

**La1. Ćmiłów:** pobrano 15 prób zawierających w sumie 489 źdźbeł, w tym: 280 źdźbeł bez widocznego na zewnątrz kwiatostanu i niezasiedlonych przez owady; 108 źdźbeł z widocznym na zewnątrz kwiatostanem; 101 źdźbeł zasiedlonych przez owady. Wśród tych ostatnich, 78,2% źdźbeł było porażonych przez muchówki z rodzaju *Lipara*, a 21,8% źdźbeł było zasiedlonych przez owady inne niż *Lipara* spp. (Ryc. 14).

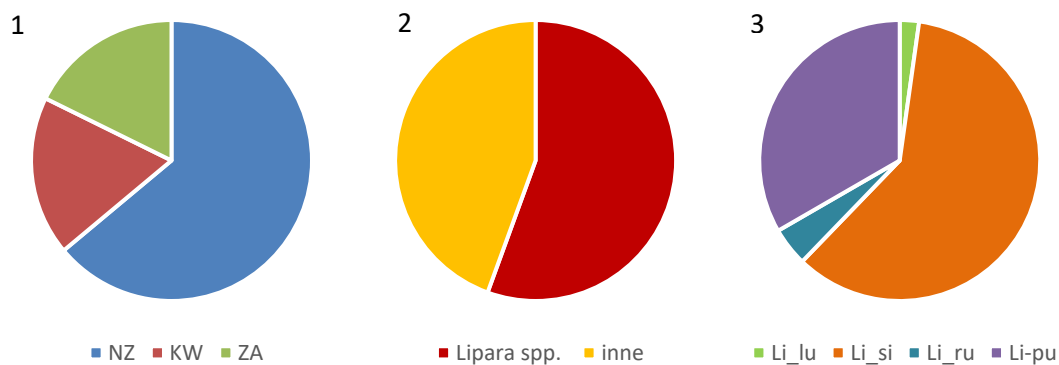
Stwierdzono trzy gatunki z rodzaju *Lipara*: *L. lucens*, *L. similis* i *L. pullitarsis*. Największy udział w liczbie porażonych źdźbeł cechował u *L. pullitarsis*: aż 81%. Udziały pozostałych gatunków były zbliżone do siebie (9-10%) (Ryc. 14).



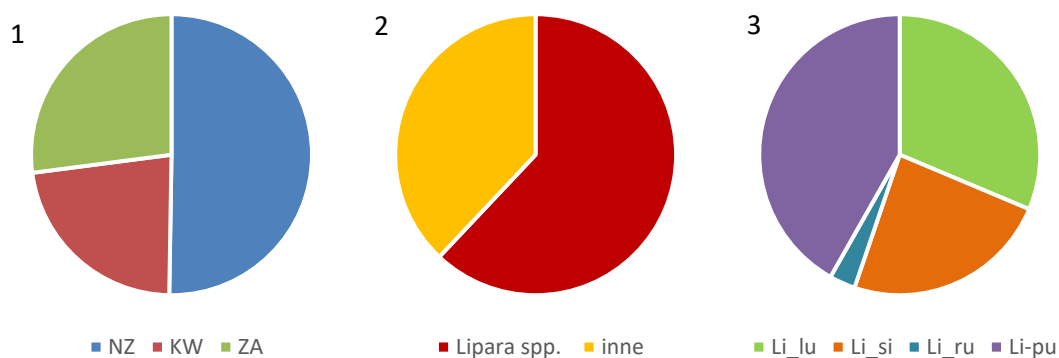
**Ryc. 14.** Materiał pozyskany na stanowisku w Ćmiłowie; 1 – zebrane źdźbła [%]: KW – z kwiatostanem, NZ – bez widocznego na zewnątrz kwiatostanu i niezasiedlone przez owady, ZA – źdźbła zasiedlone przez owady; 2 – źdźbła zasiedlone przez owady [%]; 3 – udział poszczególnych gatunków *Lipara* w liczbie źdźbeł zasiedlonych przez poszczególne gatunki z tego rodzaju [%]: Li\_lu – *L. lucens*, Li\_pu – *L. pullitarsis*, Li\_si – *L. similis*.

**La2. Garbów:** pobrano 15 prób zawierających ogółem 463 źdźbła, w tym: 296 źdźbeł bez widocznego na zewnątrz kwiatostanu i niezasiedlonych przez owady; 85 źdźbeł z widocznym na zewnątrz kwiatostanem; 82 źdźbła zasiedlonych przez owady. Wśród tych ostatnich, 54,9% źdźbeł było porażonych przez muchówki z rodzaju *Lipara*, a 45,1% źdźbeł było zasiedlonych przez owady inne niż *Lipara* spp. (Ryc. 15).

Stwierdzono cztery gatunki z rodzaju *Lipara*: *L. lucens*, *L. similis*, *L. pullitarsis* i *L. rufitarsis*. Dominowała *L. similis* (60,0% źdźbeł porażonych przez *Lipara* spp.), niemal dwukrotnie mniej liczna była *L. pullitarsis* (ponad 33,3%), zaś udział *L. rufitarsis* wynosił 4,4% a o połowę mniej od niej było *L. lucens* – 2,2% (Ryc. 15).



**Ryc. 15.** Materiał pozyskany na stanowisku w Garbowie; 1 – zebrane żdźbła [%]: KW – z kwiatostanem, NZ – bez widocznego na zewnątrz kwiatostanu i niezasiedlone przez owady, ZA – żdźbła zasiedlone przez owady; 2 – żdźbła zasiedlone przez owady [%]; 3 – udział poszczególnych gatunków *Lipara* w liczbie żdźbeł zasiedlonych przez poszczególne gatunki z tego rodzaju [%]: Li\_lu – *L. lucens*, Li\_pu – *L. pullitarsis*, Li\_ru – *L. rufitarsis*, Li\_si – *L. similis*.



**Ryc. 16.** Materiał pozyskany na stanowisku w Łopienniku; układ i wyjaśnienia skrótów jak w Ryc. 14 i 15.

**La3. Łopiennik:** pozyskano 15 prób zawierających w sumie 391 żdźbeł, w tym: 195 żdźbeł bez widocznego na zewnątrz kwiatostanu i niezasiedlonych przez owady; 88 żdźbeł z widocznym na zewnątrz kwiatostanem; 105 żdźbeł zasiedlonych przez owady. Wśród żdźbeł zasiedlonych, 63,8% było porażonych przez muchówki z rodzaju *Lipara* i 36,2% przez inne owady (Ryc. 16).

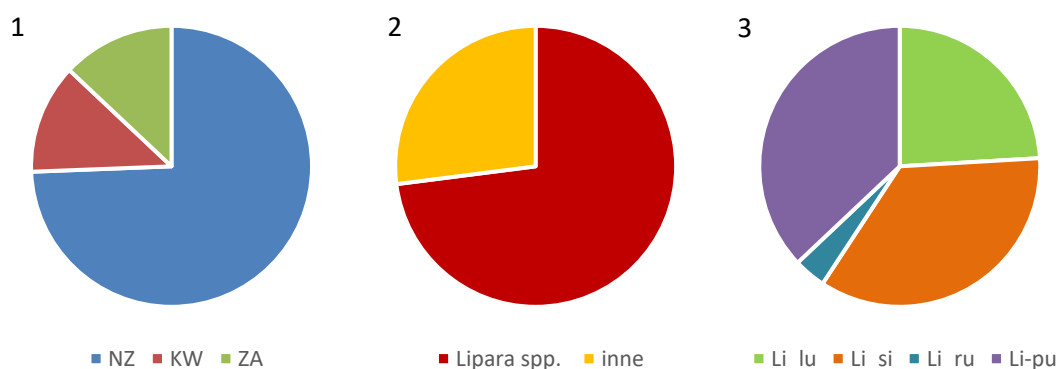
Wykazano cztery gatunki z rodzaju *Lipara*: *L. lucens*, *L. similis*, *L. pullitarsis* i *L. rufitarsis*. Liczne były: *L. pullitarsis* (około 42% żdźbeł porażonych przez *Lipara* spp.), *L.*



*lucens* (około 31%) oraz *L. similis* (około 24%). Bardzo nieliczna była *L. rufitarsis* (3%) (Ryc. 16).

**La4. Podpakule:** pobrano 15 prób pozyskując ogółem 570 żdźbeł. Wśród nich było: 424 żdźbeł było bez widocznego na zewnątrz kwiatostanu i niezasiedlonych przez owady; 72 żdźbła z widocznym na zewnątrz kwiatostanem; 74 żdźbła zasiedlone przez owady. Wśród żdźbeł zasiedlonych, w aż 73% stwierdzono larwy *Lipara* spp. i w 27% inne owady (Ryc. 17).

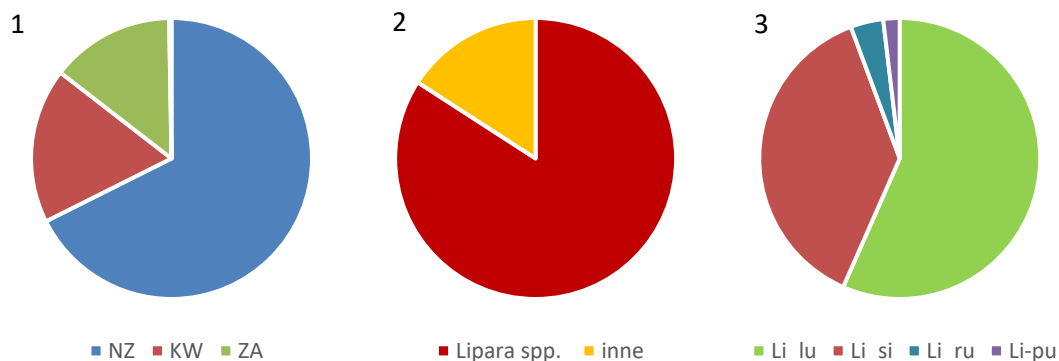
Wykazano cztery gatunki z rodzaju *Lipara*. Zbliżony udział procentowy w liczbie żdźbeł zainfekowanych cechował *L. similis* (35,2%) i *L. pullitarsis* (37%). *L. lucens* występowała w 24,1% porażonych żdźbeł. Najmniejszy udział żdźbeł miała *L. rufitarsis* (3,7%) (Ryc. 17).



**Ryc. 17.** Materiał pozyskany na stanowisku w Podpakulach; układ i wyjaśnienia skrótów jak w Ryc. 14 i 15.

**La5. Sumin:** pobrano 15 prób zawierających ogółem 441 żdźbeł, a z nich: 299 żdźbeł bez widocznego na zewnątrz kwiatostanu i niezasiedlonych przez owady; 79 z widocznym na zewnątrz kwiatostanem; 63 żdźbła zasiedlone przez owady. Wśród żdźbeł zasiedlonych przez owady, 84,1% było porażonych przez *Lipara* spp. i 15,9% przez inne owady (Ryc. 18).

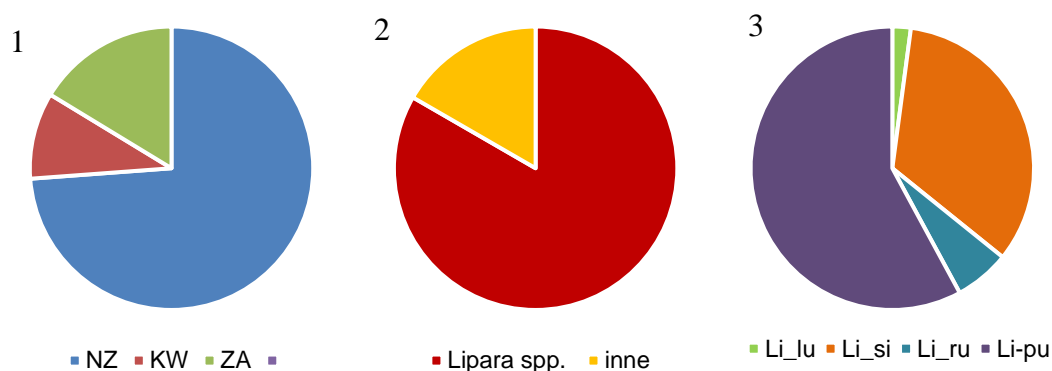
Na omawianym stanowisku wystąpiły cztery gatunki z rodzaju *Lipara*. Ponad połowę porażonych przez nie żdźbeł zasiedlała *L. lucens* (56,6%), blisko 38% – *L. similis*. Niewielki procentowy udział żdźbeł miały *L. rufitarsis* (3,8%) i *L. pullitarsis* (1,9%) (Ryc. 18).



**Ryc. 18.** Materiał pozyskany na stanowisku w Suminie; układ i wyjaśnienia skrótów jak w Ryc. 14 i 15.

**Łk1. Chorupnik:** pobrano 15 prób zawierających ogółem 699 źdźbeł, a z nich: 516 źdźbeł bez widocznego na zewnątrz kwiatostanu i niezasiedlonych przez owady; 69 z widocznym na zewnątrz kwiatostanem; 114 źdźbła zasiedlone przez owady. Wśród źdźbeł zasiedlonych przez owady, 83,3% było porażonych przez *Lipara* spp. i 16,7% przez inne owady (Ryc. 19).

Na omawianym stanowisku wystąpiły cztery gatunki z rodzaju *Lipara*. Prawie 60% zasiedlonych przez nie źdźbeł było porażonych przez *L. pullitarsis*, blisko 34% przez *L. similis*. Niewielki procentowy udział źdźbeł miały *L. rufitarsis* (6,3%) i *L. lucens* – zaledwie 2,1%. (Ryc. 19).

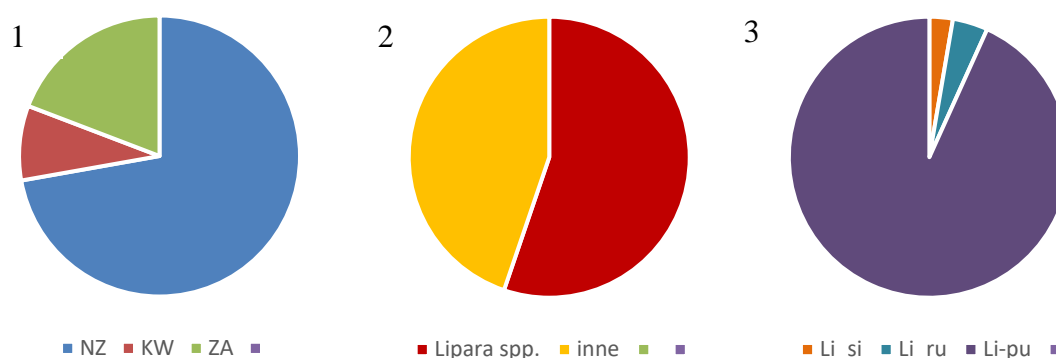


**Ryc. 19.** Materiał pozyskany na stanowisku w Chorupniku; układ i wyjaśnienia skrótów jak w Ryc. 14 i 15.

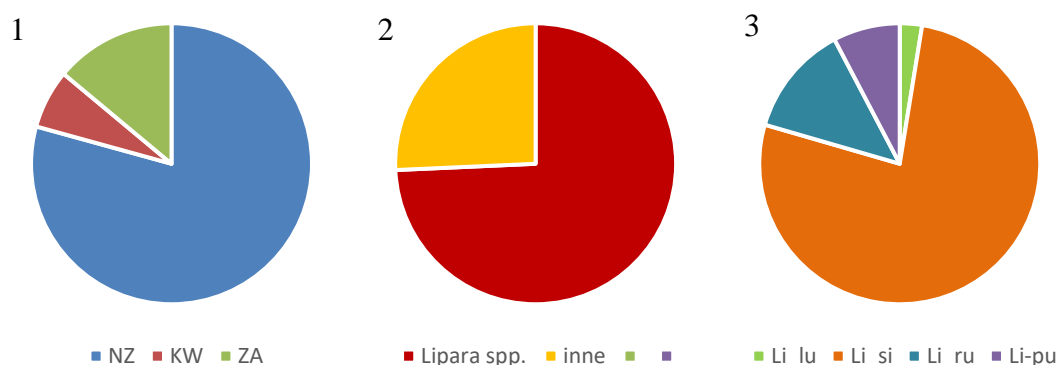
**Łk2. Jastków:** pobrano 15 prób zawierających ogółem 698 źdźbeł, a z nich: 504 źdźbła bez widocznego na zewnątrz kwiatostanu i niezasiedlonych przez owady; 60 z widocznym na zewnątrz kwiatostanem; 134 źdźbła zasiedlone przez owady. Wśród

żdźbeł zasiedlonych przez owady, 55,2% było porażonych przez *Lipara* spp. i 44,8% przez inne owady (Ryc. 20).

Stwierdzono trzy gatunki z rodzaju *Lipara*: *L. similis*, *L. pullitarsis* i *L. rufitarsis*. Największy udział w liczbie porażonych żdźbeł cechował *L. pullitarsis*: aż 93,2%. Udziały pozostałych gatunków były zbliżone do siebie: *L. rufitarsis* – 4,1%, *L. similis* – 2,7% (Ryc. 20).



**Ryc. 20.** Materiał pozyskany na stanowisku w Jastkowie; układ i wyjaśnienia skrótów jak w Ryc. 14 i 15.

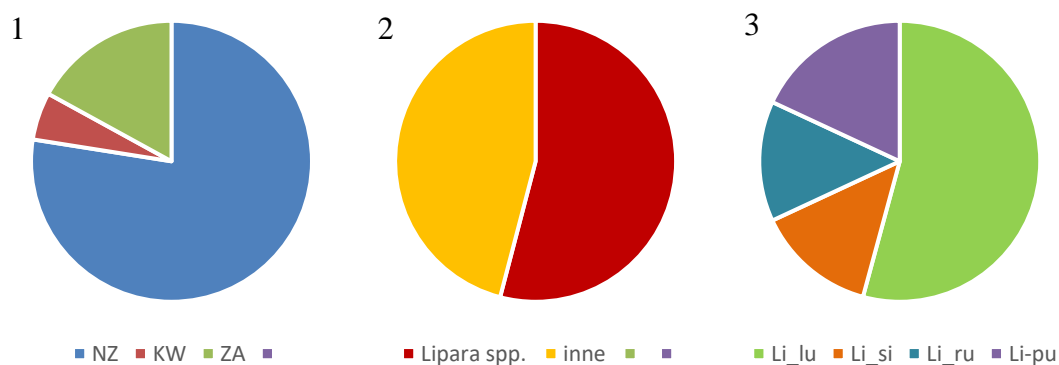


**Ryc. 21.** Materiał pozyskany na stanowisku w Lublinie; układ i wyjaśnienia skrótów jak w Ryc. 14 i 15.

**Łk3. Lublin:** pobrano 15 prób zawierających ogółem 753 żdźbeł, a z nich: 597 żdźbła bez widocznego na zewnątrz kwiatostanu i niezasiedlonych przez owady; 51 z widocznym na zewnątrz kwiatostanem; 105 żdźbła zasiedlone przez owady. Wśród żdźbeł zasiedlonych przez owady, 74,3% było porażonych przez *Lipara* spp. i 25,7% przez inne owady (Ryc. 21).

Na omawianym stanowisku wystąpiły cztery gatunki z rodzaju *Lipara*. Ponad 76,9% porażonych przez nie żdźbeł zasiedlała *L. similis*, blisko 12,8% – *L. rufitarsis*. Zaledwie 7,7% zasiedlała *L. pullitarsis*. Najmniejszy udział cechował *L. lucens* (2,6%) (Ryc. 21).

**Łk4. Prawiedniki:** pozyskano 30 prób zawierających w sumie 1804 żdźbła, w tym: 1398 żdźbeł bez widocznego na zewnątrz kwiatostanu i niezasiedlonych przez owady; 99 żdźbeł z widocznym na zewnątrz kwiatostanem; 307 żdźbeł zasiedlonych przez owady. Wśród żdźbeł zasiedlonych, 54,1% było porażonych przez muchówki z rodzaju *Lipara* i blisko 46% przez inne owady (Ryc. 22).

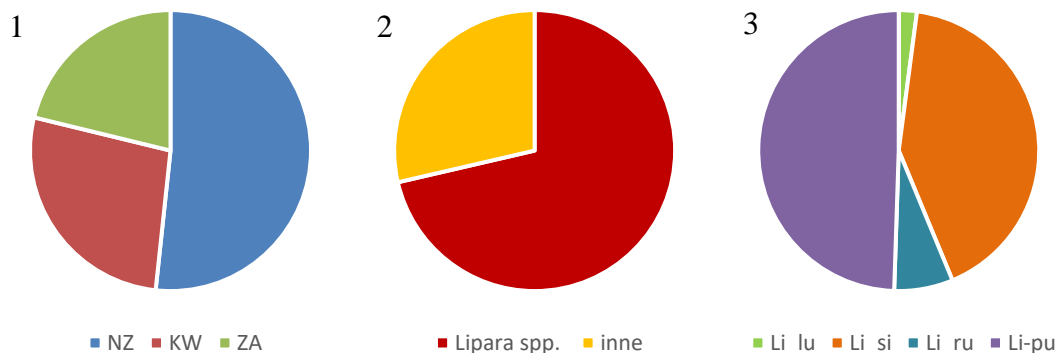


**Ryc. 22.** Materiał pozyskany na stanowisku w Prawiednikach; układ i wyjaśnienia skrótów jak w Ryc. 14 i 15.

Wykazano cztery gatunki z rodzaju *Lipara*: *L. lucens*, *L. similis*, *L. pullitarsis* i *L. rufitarsis*. Najliczniej występowała *L. lucens* (ponad 54,2% żdźbeł porażonych przez muchówki z badanego rodzaju). Mniej liczna była też *L. pullitarsis* (około 18%), natomiast dwa pozostałe gatunki miały taki sam udział w liczbie żdźbeł porażonych: po 13,9% (Ryc. 22).

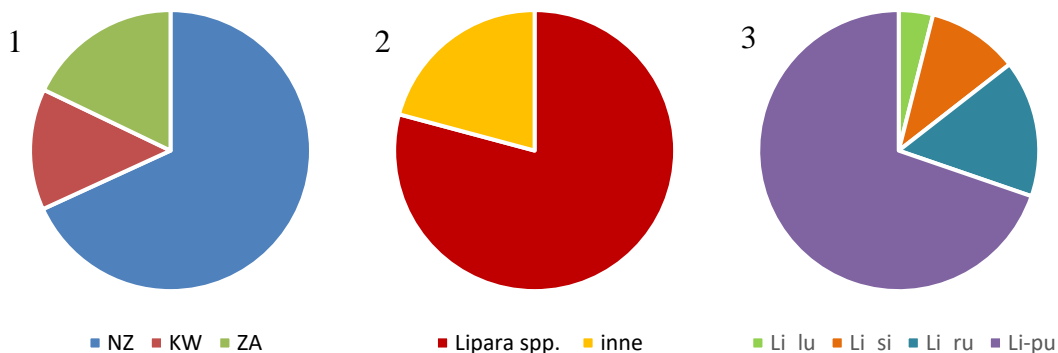
**Łk5. Lublin-Zembożyce:** pobrano 30 prób zawierających ogółem 1269 żdźbeł, a z nich: 656 żdźbeł bez widocznego na zewnątrz kwiatostanu i niezasiedlonych przez owady; 344z widocznym na zewnątrz kwiatostanem; 269 żdźbła zasiedlone przez owady. Wśród żdźbeł zasiedlonych przez owady, 71,4% było porażonych przez *Lipara* spp. i 28,6% przez inne owady (Ryc. 23).

Na omawianym stanowisku wystąpiły cztery gatunki z rodzaju *Lipara*. Połowę porażonych przez nie źdźbeł zasiedlała *L. pullitarsis* (49,5%), ponad 41,7% *L. similis*. Blisko 7% źdźbeł było porażonych przez *L. rufitarsis*. Nieduży udział miała *L. lucens*: 2,1% (Ryc. 23).



**Ryc. 23.** Materiał pozyskany na stanowisku w Lublinie-Zemborzycach; układ i wyjaśnienia skrótów jak w Ryc. 13 i 14.

**To1.Garbatówka:** pozyskano 15 prób zawierających w sumie 537 źdźbeł, w tym: 366 źdźbeł bez widocznego na zewnątrz kwiatostanu i niezasiedlonych przez owady; 75 źdźbeł z widocznym na zewnątrz kwiatostanem; 96 źdźbeł zasiedlonych przez owady. Wśród źdźbeł zasiedlonych, 79,2% było porażonych przez muchówki z rodzaju *Lipara* i 20,8% przez inne owady (Ryc. 24).



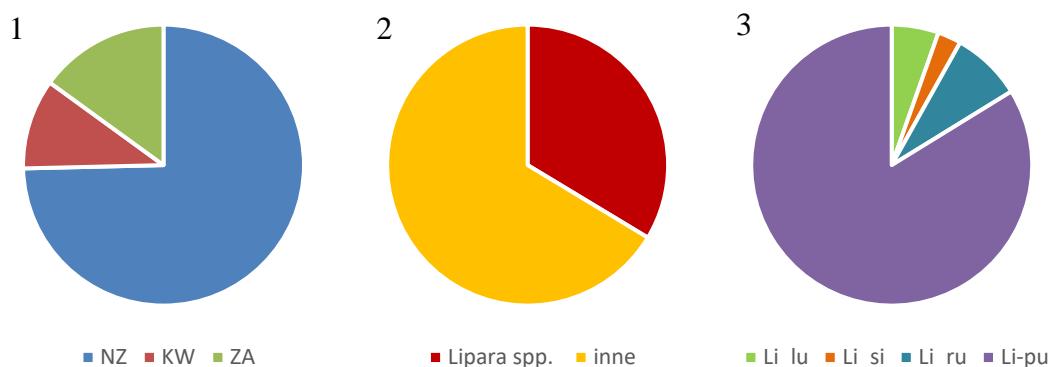
**Ryc. 24.** Materiał pozyskany w Garbatówce; układ i wyjaśnienia skrótów jak w Ryc. 14 i 15.

Wykazano czterech gatunków z rodzaju *Lipara*: *L. lucens*, *L. similis*, *L. pullitarsis* i *L. rufitarsis*. Najliczniejsza była *L. pullitarsis* – prawie 70% źdźbeł porażonych przez

muchówki z badanego rodzaju. Około 16% źdźbeł zasiedlała *L. rufitarsis*. Pozostałe gatunki były nieliczne: *L. similis* – 10,5%, *L. lucens*: 3,9% (Ryc. 24).

**To2. Kołacze:** pobrano 15 prób zawierających ogółem 733 źdźbeł, a z nich: 547 źdźbeł bez widocznego na zewnątrz kwiatostanu i niezasiedlonych przez owady; 76 z widocznym na zewnątrz kwiatostanem; 110 źdźbła zasiedlone przez owady. Wśród źdźbeł zasiedlonych przez owady, 33,6% było porażonych przez *Lipara* spp. i 66,4% przez inne owady (Ryc. 25).

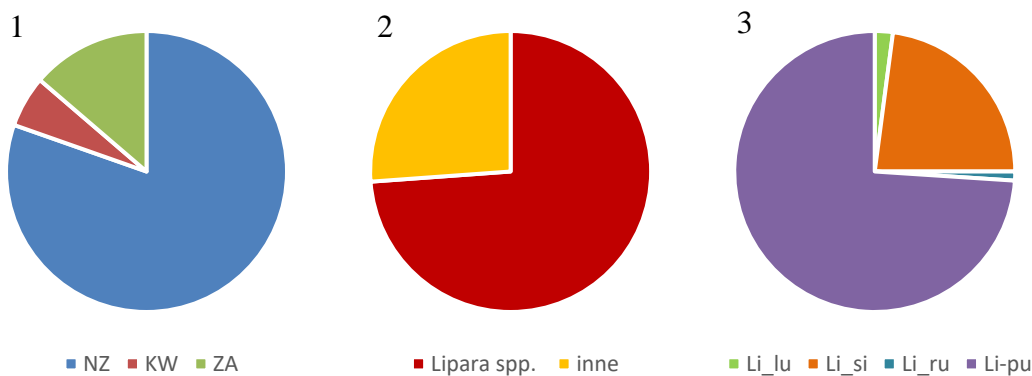
Na omawianym stanowisku wystąpiły cztery gatunki z rodzaju *Lipara*. Prawie 84% porażonych przez nie źdźbeł zasiedlała *L. pullitarsis*. Udziały pozostałych gatunków były niewielkie: *L. rufitarsis* – 8,1%, *L. lucens* – 5,4%, *L. similis* – 2,7% (Ryc. 25).



**Ryc. 25.** Materiał pozyskany w Kołaczach; układ i wyjaśnienia skrótów jak w Ryc. 14 i 15.

**To3. Mościska:** pobrano 15 prób zawierających ogółem 948 źdźbeł, a z nich: 762 źdźbeł bez widocznego na zewnątrz kwiatostanu i niezasiedlonych przez owady; 56 z widocznym na zewnątrz kwiatostanem; 130 źdźbła zasiedlone przez owady. Wśród źdźbeł zasiedlonych przez owady, 73,8% było porażonych przez *Lipara* spp. i 26,2% przez inne owady (Ryc. 26).

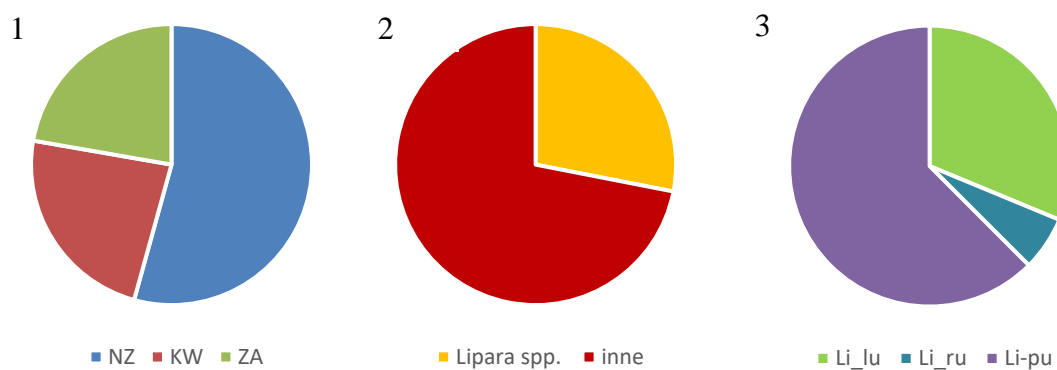
Na omawianym stanowisku wystąpiły cztery gatunki z rodzaju *Lipara*. Ponad 74% porażonych przez nie źdźbeł zasiedlała *L. pullitarsis*, a prawie 23% *L. similis*. Niewielki udział miała *L. lucens* – 2,1%. Tylko w 1% źdźbeł stwierdzono *L. rufitarsis* (Ryc. 26).



**Ryc. 26.** Materiał pozyskany w Mościskach; układ i wyjaśnienia skrótów jak w Ryc. 14 i 15.

**To4. Sosnowica:** pozyskano 15 prób zawierających w sumie 256 źdźbła, w tym: 139 źdźbeł bez widocznego na zewnątrz kwiatostanu i niezasiedlonych przez owady; 60 źdźbeł z widocznym na zewnątrz kwiatostanem; 57 źdźbeł zasiedlonych przez owady. Wśród źdźbeł zasiedlonych, 28,1% było porażonych przez muchówki z rodzaju *Lipara* i 71,9% przez inne owady (Ryc. 27).

Stwierdzono trzy gatunki z rodzaju *Lipara*: *L. lucens*, *L. pullitarsis* i *L. rufitarsis*. Najliczniej występowała *L. pullitarsis* (ponad 62,5% źdźbeł porażonych przez muchówki z badanego rodzaju) Liczne były również źdźbła porażone przez *L. lucens* (około 31%), natomiast procentowy udział *L. rufitarsis* wynosił zaledwie 6,3% (Ryc. 27).

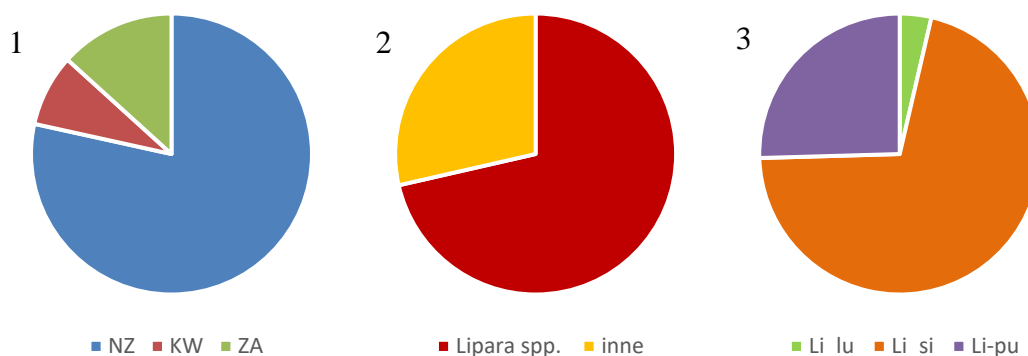


**Ryc. 27.** Materiał pozyskany w Sosnowicy; układ i wyjaśnienia skrótów jak w Ryc. 14 i 15.

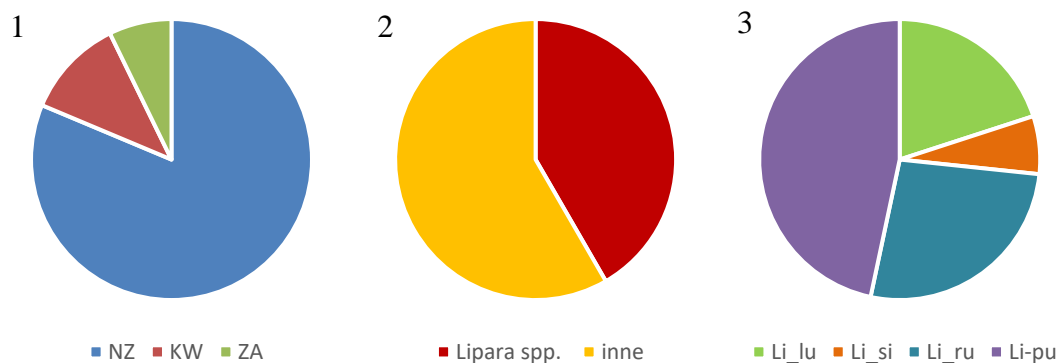
**To5. Zażółkiew:** pozyskano 15 prób zawierających w sumie 580 źdźbeł, w tym: 455 źdźbeł bez widocznego na zewnątrz kwiatostanu i niezasiedlonych przez owady; 48 źdźbeł z widocznym na zewnątrz kwiatostanem; 77 źdźbeł zasiedlonych przez

owady. Wśród źdźbeł zasiedlonych, 71,4% było porażonych przez muchówki z rodzaju *Lipara* i 28,6% – przez inne owady (Ryc. 28).

Wykazano obecność trzech gatunków z rodzaju *Lipara*: *L. lucens*, *L. similis*, *L. pullitarsis*. Najliczniejsza była *L. similis* (około 71% źdźbeł porażonych przez *Lipara* spp.), mniej liczna – *L. pullitarsis* (około 25,5%). Natomiast udział *L. lucens* wyniósł tylko 3,6% (Ryc. 28).



**Ryc. 28.** Materiał pozyskany w Zażółkwi; układ i wyjaśnienia skrótów jak w Ryc. 14 i 15.



**Ryc. 29.** Materiał pozyskany w Czarnym Lesie; układ i wyjaśnienia skrótów jak w Ryc. 13 i 14.

**Zb1. Czarny Las:** pozyskano 15 prób zawierających w sumie 498 źdźbeł, w tym: 405 źdźbeł bez widocznego na zewnątrz kwiatostanu i niezasiedlonych przez owady; 57 źdźbeł z widocznym na zewnątrz kwiatostanem; 36 źdźbeł zasiedlonych przez owady. Wśród źdźbeł zasiedlonych, 41,7% było porażonych przez muchówki z rodzaju *Lipara* i 58,3% przez inne owady (Ryc. 29).

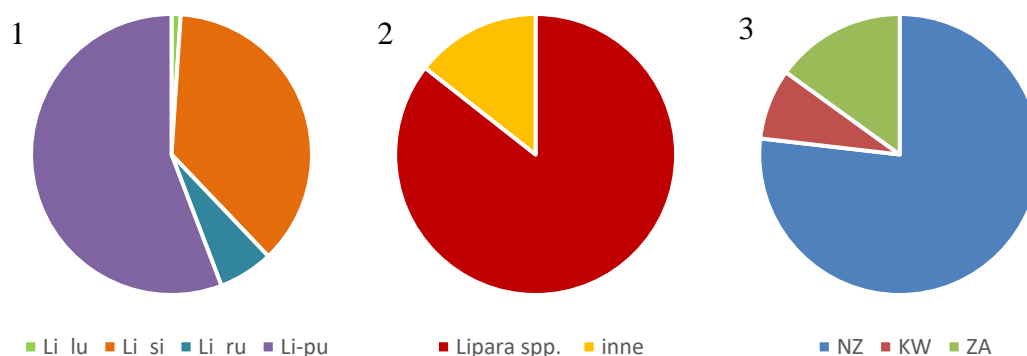
Wykazano obecność czterech gatunków z rodzaju *Lipara*: *L. lucens*, *L. similis*, *L. pullitarsis* i *L. rufitarsis*. Liczne były: *L. pullitarsis* (około 40% źdźbeł porażonych przez



*Lipara* spp.), *L. rufitarsis* (około 26,7%) i *L. lucens* (20%). Ponad 13,3 % źdźbeł była porażona przez *L. similis* (6,7%) (Ryc. 29).

**Zb2. Piaski:** pozyskano 15 prób zawierających w sumie 738 źdźbeł, w tym: 567 źdźbeł bez widocznego na zewnątrz kwiatostanu i niezasiedlonych przez owady; 60 źdźbeł z widocznym na zewnątrz kwiatostanem; 111 źdźbeł zasiedlonych przez owady. Wśród źdźbeł zasiedlonych, 85,6% było porażonych przez muchówki z rodzaju *Lipara* i ponad 14,4% przez inne owady (Ryc. 30).

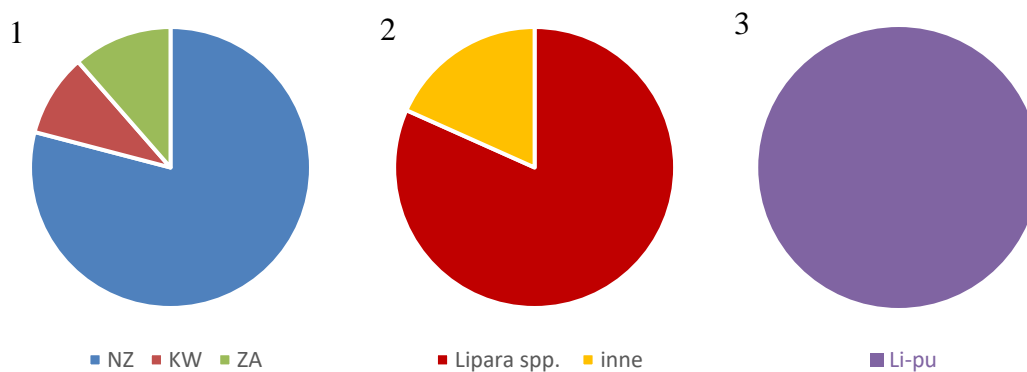
Na omawianym stanowisku wystąpiły cztery gatunki z rodzaju *Lipara*. Ponad 55,5% porażonych źdźbeł zasiedlała *L. pullitarsis*, prawie 36,8%: *L. similis*. Niewielki udział źdźbeł miały łodygi porażone przez *L. rufitarsis* – 6,3%. Tylko 1,1% źdźbeł zasiedlała *L. lucens* (Ryc. 30).



**Ryc. 30.** Materiał pozyskany w Piaskach; układ i wyjaśnienia skrótów jak w Ryc. 14 i 15.

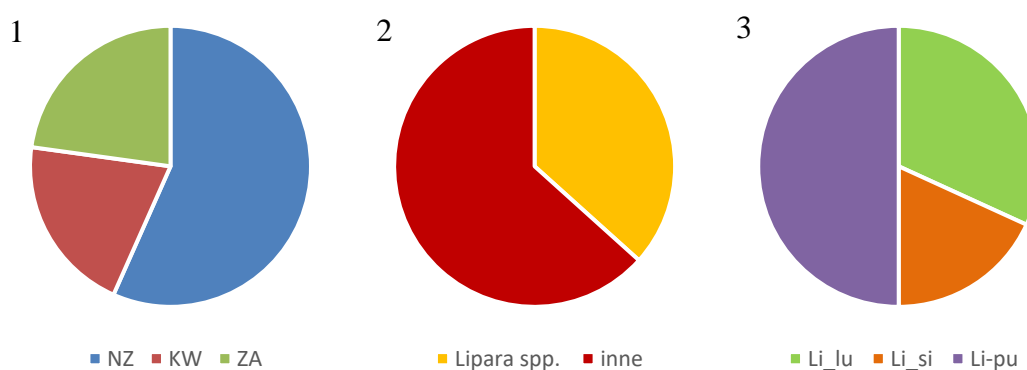
**Zb3. Okuninka, Jezioro Lipiec:** pobrano 15 prób zawierających ogółem 621 źdźbeł, a z nich: 491 źdźbeł bez widocznego na zewnątrz kwiatostanu i niezasiedlonych przez owady; 59 z widocznym na zewnątrz kwiatostanem; 71 źdźbeł zasiedlone przez owady. Wśród źdźbeł zasiedlonych przez owady, 80,3% było porażonych przez *Lipara* spp. i – przez inne owady 24,6% (Ryc. 31).

Na omawianym stanowisku wystąpił tylko jeden gatunek z rodzaju *Lipara*: *L. pullitarsis* (Ryc. 31).



**Ryc. 31.** Materiał pozyskany w Okunince; układ i wyjaśnienia skrótów jak w Ryc. 14 i 15.

**Zb4. Włodawa:** pobrano 15 prób zawierających w sumie 263 źdźbeł, w tym: 149 źdźbeł bez widocznego na zewnątrz kwiatostanu i niezasiedlonych przez owady; 54 źdźbeł z widocznym na zewnątrz kwiatostanem; 60 źdźbeł zasiedlonych przez owady. Wśród tych ostatnich, 36,7% źdźbeł było porażonych przez muchówki z rodzaju *Lipara*, a 63,3% źdźbeł było zasiedlonych przez owady inne niż *Lipara* spp. (Ryc. 32).



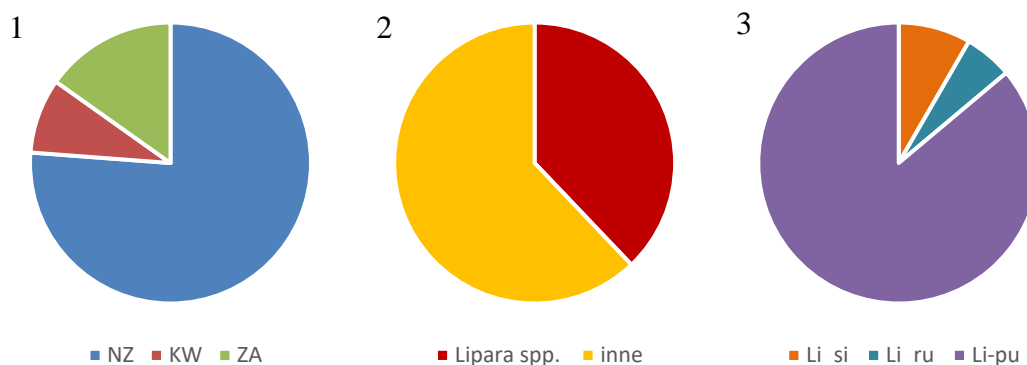
**Ryc. 32.** Materiał pozyskany we Włodawie; układ i wyjaśnienia skrótów jak w Ryc. 14 i 15.

Stwierdzono trzy gatunki z rodzaju *Lipara*: *L. lucens*, *L. similis* i *L. pullitarsis*. Zasiedlały one odpowiednio: 50%, 32% i 18% źdźbeł porażonych przez muchówki z badanego rodzaju (Ryc. 32).

**Zb5. Wytyczno:** pozyskano 15 prób zawierających w sumie 626 źdźbeł, w tym: 477 źdźbeł bez widocznego na zewnątrz kwiatostanu i niezasiedlonych przez owady; 54 źdźbeł z widocznym na zewnątrz kwiatostanem; 95 źdźbeł zasiedlonych przez

owady. Wśród źdźbeł zasiedlonych, 37,9% było porażonych przez muchówki z rodzaju *Lipara* i aż 62,1% przez inne owady (Ryc. 33).

Wykazano obecność trzech gatunków z rodzaju *Lipara*: *L. similis*, *L. pullitarsis* i *L. rufitarsis*. Najliczniej porażone źdźbła były przez *L. pullitarsis* (około 86,1% źdźbeł porażonych przez *Lipara* spp.). Nielicznie występowały *L. similis* (8,3%) i *L. rufitarsis* (5,6%) (Ryc. 33).



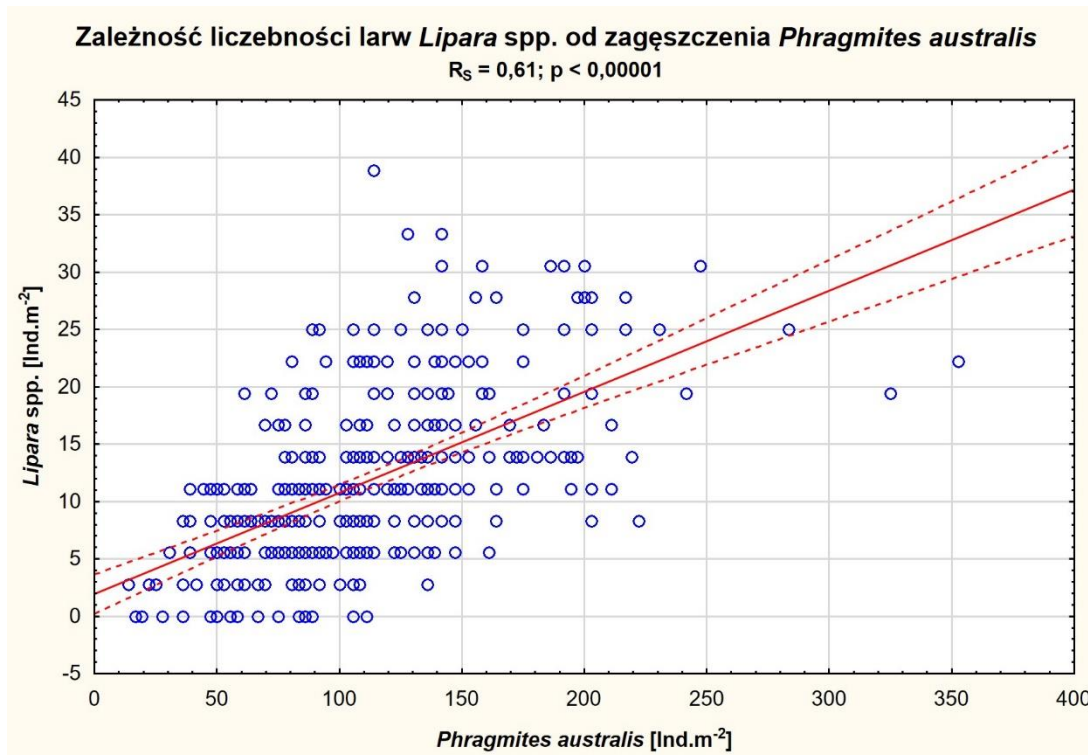
**Ryc. 33.** Materiał pozyskany w Wytycznie; układ i wyjaśnienia skrótów jak w Ryc. 14 i 15.

Zebrane dane (Tab. 1, Ryc. 14-33) wskazują, że:

- owady kolonizowały źdźbła trzciny pospolitej na wszystkich stanowiskach. Zasiedlone przez nie źdźbła stanowiły średnio 16,1% wszystkich występujących na nich osobników trzciny (średnie dla poszczególnych stanowisk: 7,3-27,6%). W wartościach bezwzględnych, było to od 6,7 do 28,4 źdźbła na 1 m<sup>2</sup>;
- wśród roślin trzciny zasiedlonych przez owady dominowały źdźbła z galasami *Lipara* spp., stanowiąc średnio 63,1% ich liczby. Średnie wartości tej liczby dla poszczególnych stanowisk wahały się od 28,3 do 85,4% i tylko na pięciu z nich były mniejsze niż 50%. W liczbach bezwzględnych, stwierdzano średnio 11,4 galasów z *Lipara* spp. na 1 m<sup>2</sup> (2,8-17,8);
- na 13 stanowiskach (65%) stwierdzono po cztery gatunki *Lipara*, na 6 – po trzy, na jednym – tylko jeden gatunek (*L. pullitarsis*). Na największej licznie stanowisk występowała *L. pullitarsis* (19), na 18 stanowisk odnotowano *L. similis*, na 17 – *L. lucens* i *L. rufitarsis*;
- największe zagęszczenia stwierdzono dla źdźbeł trzciny skolonizowanych przez *L. pullitarsis*: średnio 6,0 ind.·1 m<sup>-2</sup> (średnie z poszczególnych stanowisk: 0,0-13,1).

Mniejsze wartości zagęszczeń stwierdzono dla: *L. similis* – 3,2 ind.·1 m<sup>-2</sup> (0,0-10,9); *L. lucens* – 1,4 ind.·1 m<sup>-2</sup> (0,0-8,3); *L. rufitarsis* – 0,8 ind.·1 m<sup>-2</sup> (0,0-2,8);

- najliczniejsza w całym materiale *L. pullitarsis*, dominowała w zgrupowaniach *Lipara* spp. na 15 stanowiskach, *L. similis* na trzech, *L. lucens* na dwóch.

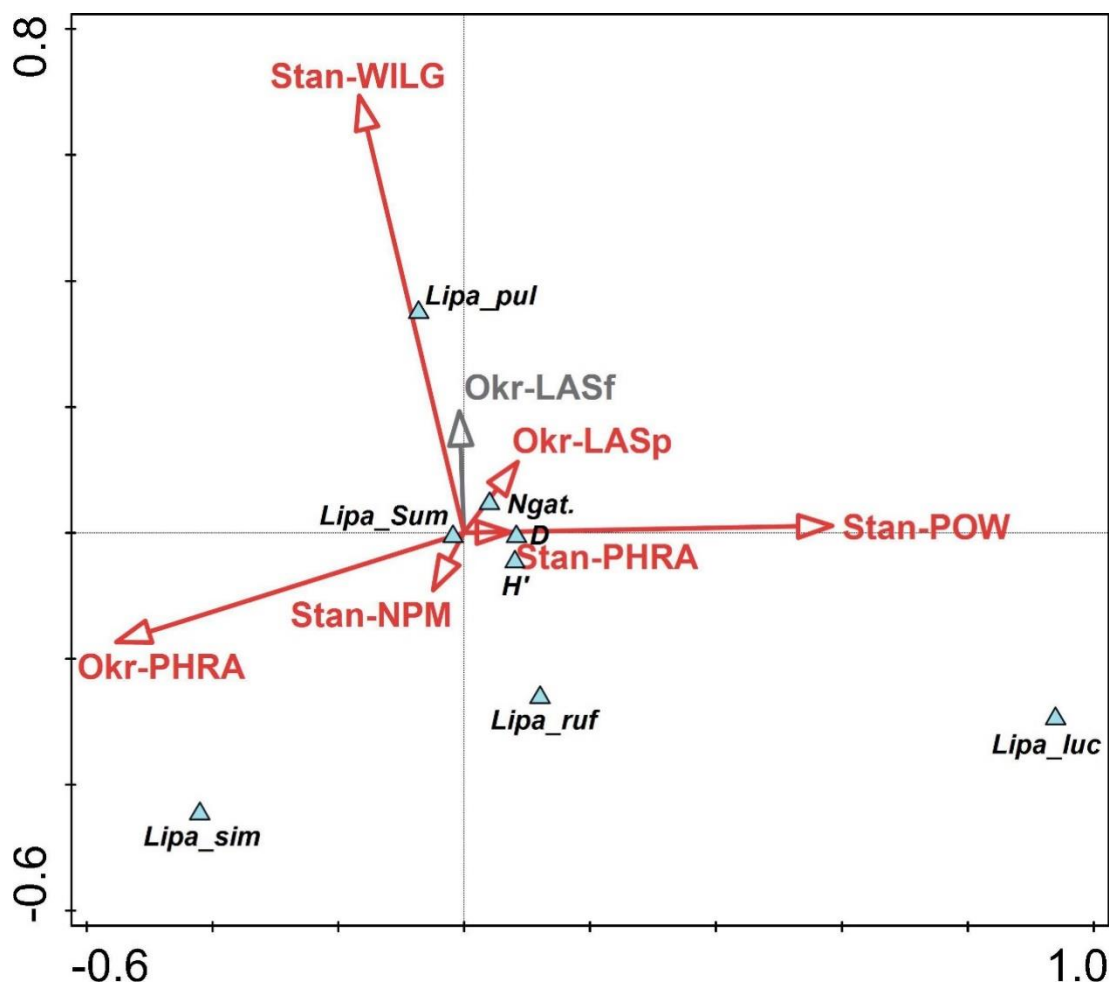


**Ryc. 34.** Liczebność galasów z *Lipara* spp. w pojedynczej próbie na tle zagęszczeń źdźbeł trzciny pospolitej na badanych stanowiskach. Linia ciągła – linia trendu, linie przerywane – przedział ufności (96%).

Bazując na danych z wszystkich stanowisk, stwierdzono rzeczywistą i wysoce istotną korelację liczebności *Lipara* spp. z zagęszczeniem źdźbeł trzciny (Ryc. 34) – wskazuje to, że ogólna liczebność przedstawicieli tego rodzaju kształtuje w bardzo dużym stopniu pojemność środowiska.

Jednocześnie takie same zależności dla poszczególnych gatunków były albo słabe (*L. pullitarsis*:  $R_s=0,37$   $p<0,000001$ ; *L. rufitarsis*:  $R_s=0,22$   $p=0,00004$ ; *L. similis*:  $R_s=0,21$   $p=0,000085$ ), albo prawie nic nieznaczące i nieistotne (*L. lucens*:  $R_s=0,07$   $p=0,194766$ ). Koreluje to z danymi o zróżnicowaniu zgrupowań *Lipara* spp. na poszczególnych stanowiskach (Tab. 2, Ryc. 13-32) i wskazuje, że skład gatunkowy i liczebności galasów tych muchówek w poszczególnych trzcinowiskach, kształtują inne czynniki. Można

założyć z dużym prawdopodobieństwem, że są to głównie preferencje siedliskowe poszczególnych gatunków.



**Ryc. 35.** Biplot CCA ukazujący występowanie larw *Lipara* spp. i wybrane cechy ich zgrupowań, na tle zmiennych środowiskowych. Kolor czerwony – zmienne istotne statystycznie ( $p < 0,05$ ), szary – nieistotne. *Lipa\_pul* – *Lipara pullitarsis*, *Lipa\_luc* – *L. lucens*, *Lipa\_ruf* – *L. rufitarsis*, *Lipa\_sim* – *L. similis*, *Lipa\_Sum* – liczebność ogólna *Lipara* spp, *Ngat* – liczba gatunków *Lipara*, *D* – wskaźnik Simpsona, *H'* – wskaźnik Shannona-Wienera, *Stan* – cechy stanowisk (*NPM* – wysokość n.p.m., *PHRA* – zagęszczenie trzciny, *POW* – powierzchnia, *WILG* – wilgotność podłoża), *Okr* – cechy otoczenia trzcinowisk w promieniu 250 m (*LASp* – powierzchnia lasu, *LASf* – fragmentacja lasu, *PHRA* – powierzchnia innych trzcinowisk).

Interesujące wyniki dała ocena wstępna wpływu wybranych cech stanowisk i ich bliskiego otoczenia (do 250 m) na występowanie *Lipara* spp., wykonana metodą

kanonicznej analizy korespondencji (CCA) (Ryc. 35). Spośród 7 analizowanych czynników, istotność statystyczną stwierdzono dla 6: wilgotności podłoża ( $p=0,002$ ), powierzchni trzciniowiska ( $p=0,002$ ), powierzchni innych trzciniowisk w otoczeniu stanowiska ( $p=0,002$ ), udziału lasu w otoczeniu stanowiska ( $p=0,002$ ), wysokości n.p.m. ( $p=0,002$ ) oraz zagęszczenia trzciny na stanowisku ( $p=0,004$ ). Nieistotny okazał się jedynie stopień fragmentacji lasu wokół stanowiska ( $p=0,144$ ). Uwzględnione zmienne wyjaśniły 25% zmienności występowania *Lipara* spp. i cech ich zgrupowań, z największym udziałem: powierzchni trzciniowiska (30,5%), powierzchni trzciniowisk w otoczeniu stanowiska (22,2%) oraz wilgotności podłoża (20,0%).

Analiza biplotu (Ryc. 35) wskazuje, że *Lipara pullitarsis* jest silniej związana ze stanowiskami o podłożu wilgotnym, zaś *L. rufitarsis* – z suchszym. Natomiast *L. similis* unika stanowisk z dużą ilością lasu w ich otoczeniu.

Cechy zgrupowań *Lipara* spp. układają się blisko punktu przecięcia osi, co wskazuje na ich mniejszą zależność od analizowanych czynników. W największym stopniu dotyczy to liczebności ogólnej. Natomiast bogactwo gatunkowe okazuje się związane z pozytywnie z ilością lasu w otoczeniu trzciniowiska, zaś wartości wskaźników różnorodności gatunkowej, w tym zwłaszcza wskaźnika Simpsona – z zagęszczeniem trzciny na stanowisku (Ryc. 35).

## 8.2. Zróżnicowanie siedliskowe występowania larw *Lipara* spp.

Kluczowe parametry materiału zebranego we wszystkich siedliskach podano w Tab. 2. Natomiast w dalszej części tekstu, w krótkich omówieniach i na Ryc. 36-39, zaprezentowano stosunki ilościowe w obrębie siedlisk.

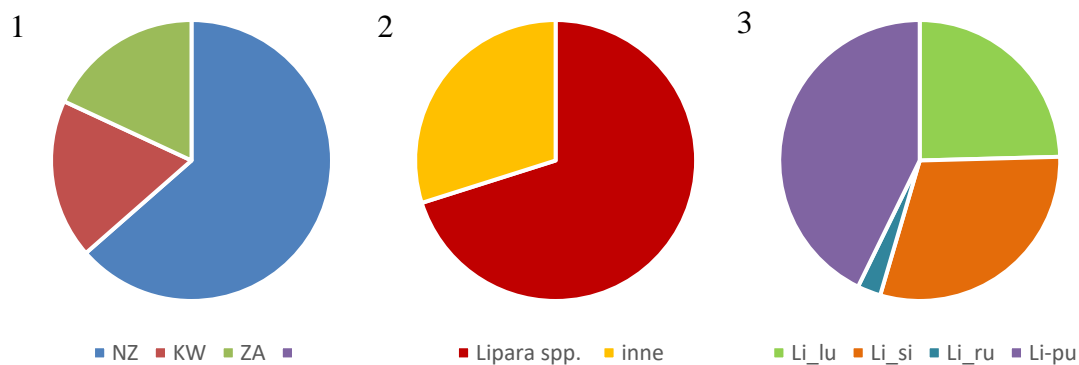
**Tab. 2.** Materiał zebrany w poszczególnych siedliskach [ind.·m<sup>-2</sup>, wartości średnie]. S – siedlisko (La – las, Łą – łąka, To – torfowisko, Zb – zbiornik wodny); Żdźbła: KW – z kwiatostanem, NZ – bez widocznego na zewnątrz kwiatostanu i niezasiedlone przez owady, ZA – żdźbła zasiedlone przez owady – liczby żdźbeł zasiedlonych przez owady (Li – przez muchówki z rodzaju *Lipara*, inne – przez inne owady); *Lipara* spp. – liczby żdźbeł zasiedlonych przez poszczególne gatunki z rodzaju *Lipara* (Li\_lu – *L. lucens*, Li\_si – *L. similis*, Li\_ru – *L. rufitarsis*, Li\_pu – *L. pullitarsis*), Śr. – średnia.

S	Wszystkie żdźbła			Owady		<i>Lipara</i> spp.			
	NZ	KW	ZA	Li	inne	Li_lu	Li_si	Li_ru	Li_pu
<b>La</b>	55,3	16,0	15,9	11,0	4,9	2,7	3,3	0,3	4,7
<b>Łą</b>	99,2	16,8	25,1	16,4	8,7	2,6	5,3	1,5	6,9
<b>To</b>	84,0	11,7	17,4	10,4	7,0	0,6	2,5	0,6	6,7
<b>Zb</b>	77,4	10,5	13,8	8,3	5,5	0,4	1,6	0,4	5,9
<b>Śr.=</b>	79,0	13,8	18,1	11,5	6,5	1,6	3,2	0,7	6,1

### Lasy

W śródleśnych szuwarach trzcinowych zebrano ogółem 2354 żdźbeł trzciny: 1494 bez widocznego na zewnątrz kwiatostanu i niezasiedlonych przez owady, 432 z widocznym na zewnątrz kwiatostanem, 425 zasiedlonych przez owady. Wśród żdźbeł zasiedlonych, 70,1% było porażonych przez muchówki z rodzaju *Lipara*, natomiast 29,9% zasiedlały owady inne niż *Lipara* (Ryc. 36).

Stwierdzono wszystkie cztery gatunki z rodzaju *Lipara* występujące w Polsce. Ponad 42,6% porażonych przez nie żdźbeł zasiedlała *L. pullitarsis*, blisko 30% – *L. similis*, około 24,5% – *L. lucens*. Udział *L. rufitarsis* był niewielki (2,7%) (Ryc. 36).

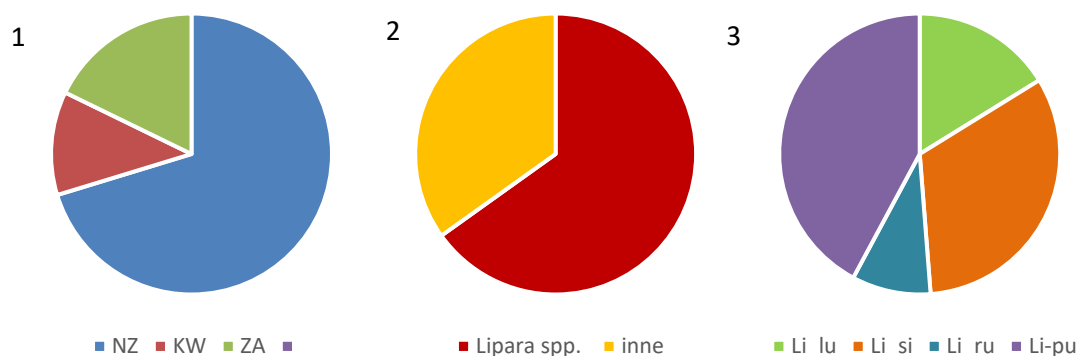


**Ryc. 36.** Materiał pozyskany w trzcinowiskach śródlęśnych; układ i wyjaśnienia skrótów jak w Ryc. 14 i 15.

### Łąki

W łąkowych szuwarach trzcinowych zebrano łącznie 5223 źdźbeł: 3671 bez widocznego na zewnątrz kwiatostanu i niezasiedlonych przez owady, 623 z widocznym na zewnątrz kwiatostanem, 929 zasiedlonych przez owady. Wśród źdźbeł zasiedlonych, 65,1% było porażonych przez muchówki z rodzaju *Lipara*, natomiast 34,9% zasiedlały owady inne niż *Lipara* (Ryc. 37).

Stwierdzono wszystkie cztery gatunki z rodzaju *Lipara* występujące w Polsce. Ponad 42,1% porażonych źdźbeł zasiedlała *L. pullitarsis*, około 32,6% – *L. similis*, a 16,2% – *L. lucens*. Udział *L. rufitarsis* wyniósł jedynie 9,1% (Ryc. 37).



**Ryc. 37.** Materiał pozyskany w trzcinowiskach łąkowych; układ i wyjaśnienia skrótów jak w Ryc. 14 i 15.

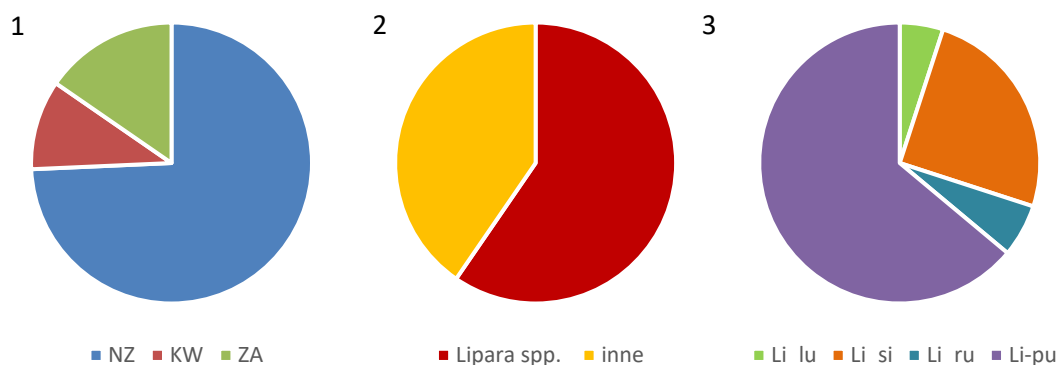
### Torfowiska

W szuwarach trzcinowych na torfowiskach zebrano łącznie 3054 źdźbeł: 2269 bez widocznego na zewnątrz kwiatostanu i niezasiedlonych przez owady, 315

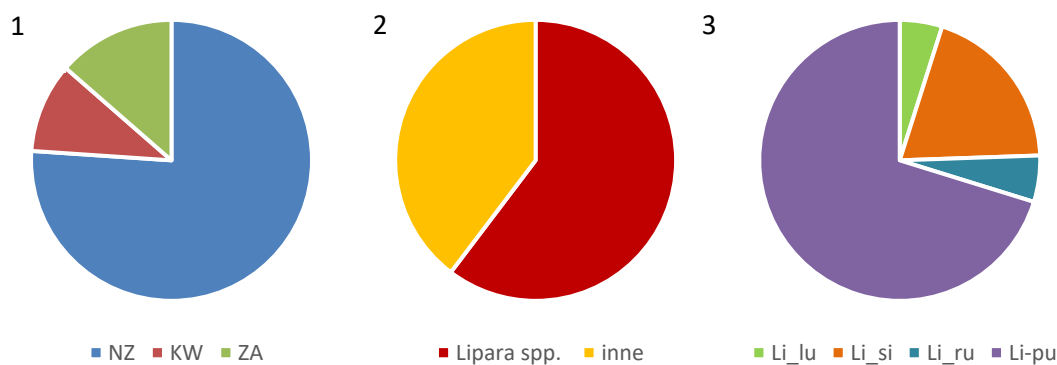


z widocznym na zewnątrz kwiatostanem, 470 zasiedlonych przez owady. Wśród źdźbeł zasiedlonych, 59,6% było porażonych przez muchówki z rodzaju *Lipara*, natomiast 40,4% zasiedlały owady inne niż *Lipara* (Ryc. 38)

Stwierdzono wszystkie cztery gatunki z rodzaju *Lipara* występujące w Polsce. Prawie 63,9% porażonych przez nie źdźbeł zasiedlała *L. pullitarsis*, około 25% – *L. similis*, a 6,1% – *L. rufitarsis*. Udział *L. lucens* wyniósł 5,0%. (Ryc. 38).



**Ryc. 38.** Materiał pozyskany w trzcinowiskach torfowiskowych; układ i wyjaśnienia skrótów jak w Ryc. 14 i 15.



**Ryc. 39.** Materiał pozyskany w trzcinowiskach w strefie przybrzeżnej zbiorników wodnych; układ i wyjaśnienia skrótów jak w Ryc. 14 i 15.

### Zbiorniki wodne

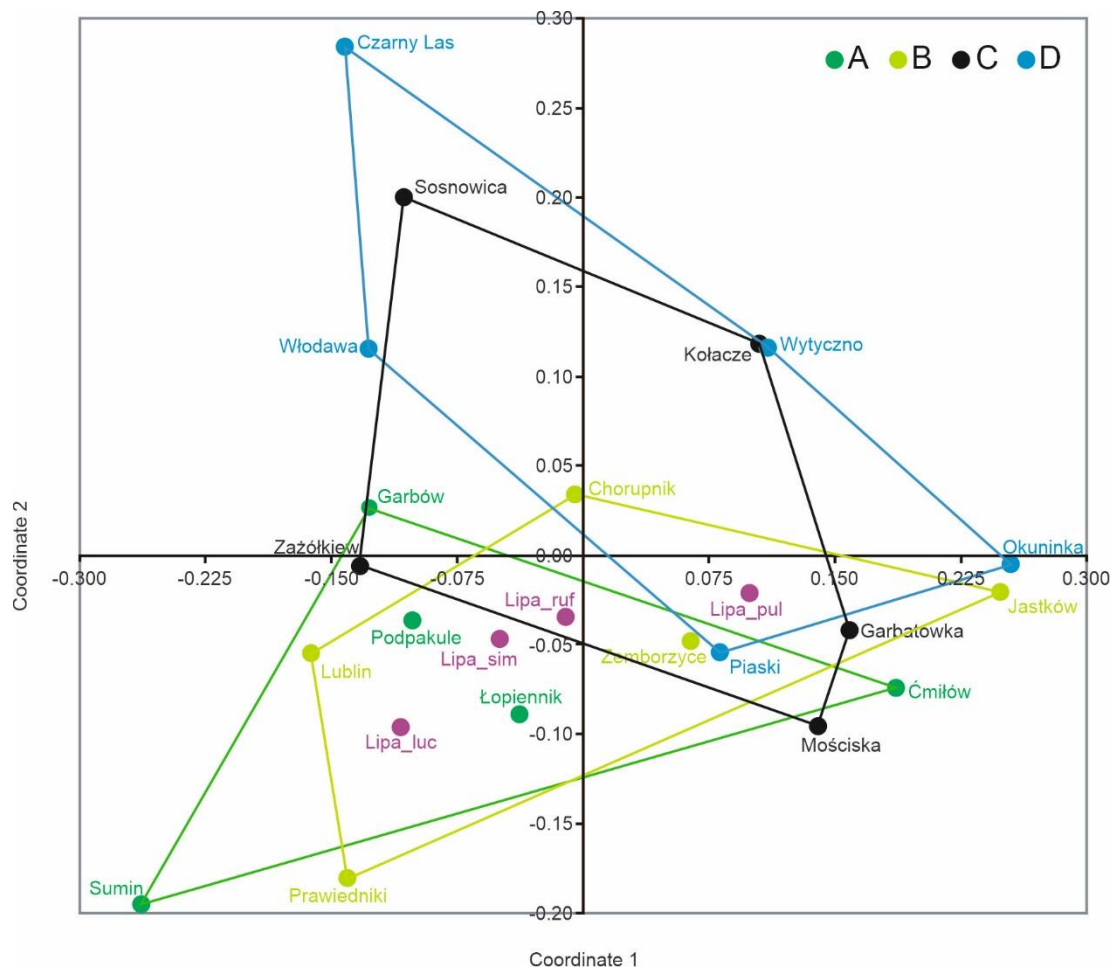
W strefie przybrzeżnej zbiorników wodnych zebrano łącznie 2746 źdźbeł: 2089 bez widocznego na zewnątrz kwiatostanu i niezasiedlonych przez owady, 284 z widocznym na zewnątrz kwiatostanem, 373 zasiedlonych przez owady. Wśród źdźbeł zasiedlonych, 60,3% było porażonych przez muchówki z rodzaju *Lipara*, natomiast 39,7% zasiedlały owady inne niż *Lipara* (Ryc. 39).

W strefie przybrzeżnej zbiorników wodnych wystąpiły wszystkie cztery gatunki z rodzaju *Lipara* występujące w Polsce. Ponad 70,2% porażonych źdźbeł zasiedlała *L. pullitarsis*, około 19,6% – *L. similis*. Najmniejszy udział źdźbeł miały *L. rufitarsis* i *L. lucens*, odpowiednio 5,3% i 4,9% zainfekowanych źdźbeł (Ryc. 39).

Zebrane dane (Tab. 2, Ryc. 36-39) wskazują, że:

- owady kolonizowały źdźbła trzciny pospolitej we wszystkich czterech badanych siedliskach;
- zasiedlone źdźbła stanowiły średnio 16,3% wszystkich roślin trzciny (średnie dla poszczególnych siedlisk: 13,6-18,2%);
- największa ekstensywność porażenia źdźbeł cechowała stanowiska leśne, przez co zajęły one trzecie miejsce pod względem zagęszczenia źdźbeł zasiedlonych przez owady, chociaż stwierdzono w nim najmniejsze średnie zagęszczenie wszystkich źdźbeł trzciny;
- wśród trzcin zasiedlonych przez owady dominowały źdźbła z galasami *Lipara* spp.: średnio 57,7%. Wartości tej liczby dla poszczególnych siedlisk wyniosły od 59,4 do 86,1%: największy udział *Lipara* spp. cechował łąki, wyraźnie niższy – lasy (69,6%), najniższy – torfowiska i zbiorniki wodne (w obu siedliskach około 60%);
- w każdym siedlisku odnotowano wszystkie cztery krajowe gatunki *Lipara*, jednak struktura ilościowa zebranego materiału była zróżnicowana:
  - we wszystkich siedliskach dominowała *L. pullitarsis*, jednak w różnym stopniu (42,6-70,8% źdźbeł z galasami *Lipara* spp., średnia: 56,2%);
  - druga pod względem udziału w zgrupowaniu cechowała się *L. similis* (las: 29,9%; torfowisko: 24,0%; woda: 19,1%) lub *L. rufitarsis* (łąka: 23,0%);
  - najwyżej trzecia w kolejności *L. lucens*, osiągnęła stosunkowo wysoki udział na stanowiskach leśnych (24,5%) i łąkowych (17,6%).

Są to oczywiście wartości średnie. Ich zmienność na stanowiskach, które reprezentowały poszczególne siedliska, była znaczna (*vide* rozdział 8.1.). To oraz fakt, że zgrupowania *Lipara* spp. mogły tworzyć najwyżej cztery gatunki, wpłynęło na niepełne rozdzielenie się stanowisk z czterech badanych grup w analizie podobieństw faunistycznych, co szczególnie dobrze pokazuje układ otoczek zewnętrznych na diagramie NMDS (Ryc. 40): fauna każdego siedliska zawsze, choć w różnym stopniu, nakłada się częściowo na faunę innych siedlisk.



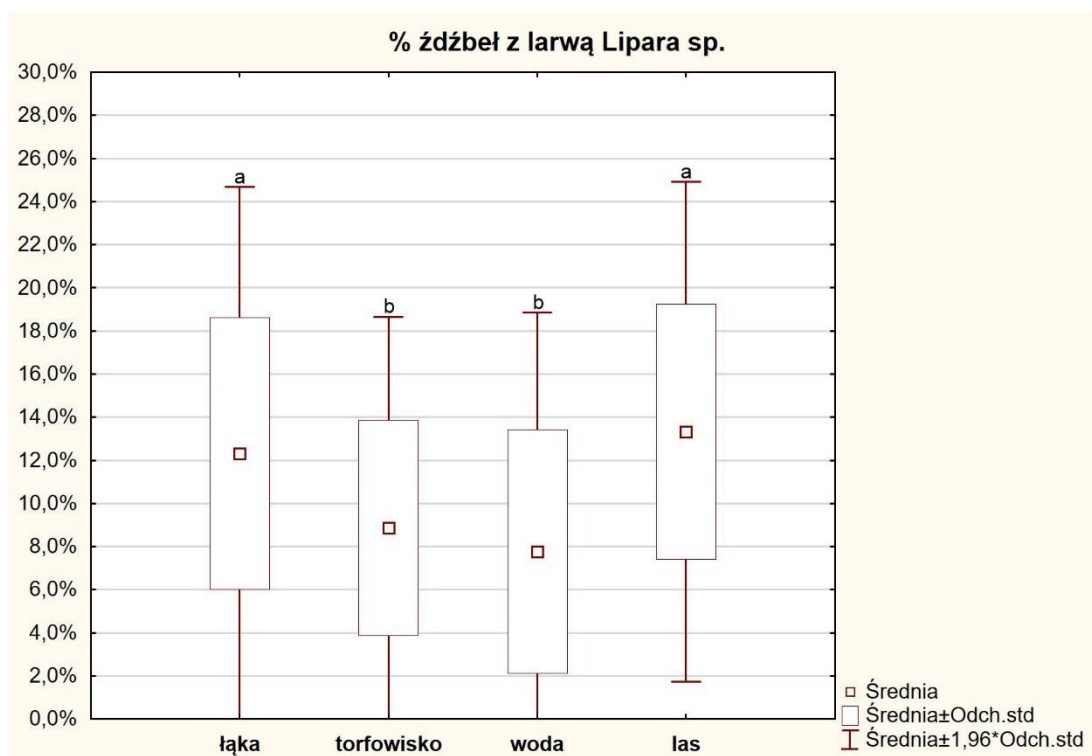
**Ryc. 40.** Diagram (NMDS) dla podobieństw faunistycznych między badanymi stanowiskami. A – stanowiska leśne, B – łąkowe, C – torfowiskowe, D – w zbiornikach wodnych. Kolorem wrzosowym zaznaczono położenie gatunków na tle stanowisk (Lipa\_luc – *Lipara lucens*, Lipa\_pul – *L. pulltarsis*, Lipa\_ruf – *L. rufitarsis*, Lipa\_sim – *L. similis*).

Jednocześnie diagram NMDS (Ryc. 40) pokazuje podział na dwie pary siedlisk o częściowo odmiennym składzie zgrupowań *Lipara* spp. – siedliska w obu parach pokrywają się znacznie i zarazem odstają od drugiej pary. Pierwsza z tych par to trzcinowiska torfowiskowe i w zbiornikach wodnych, druga – leśne i łąkowe. Pierwsza z nich leży w większej części nad osią poziomą (X), druga w większej części pod nią. Z pierwszą parą w największym stopniu związana okazuje się *L. pulltarsis*, z drugą – pozostałe gatunki, szczególnie *L. similis* i *L. lucens*.

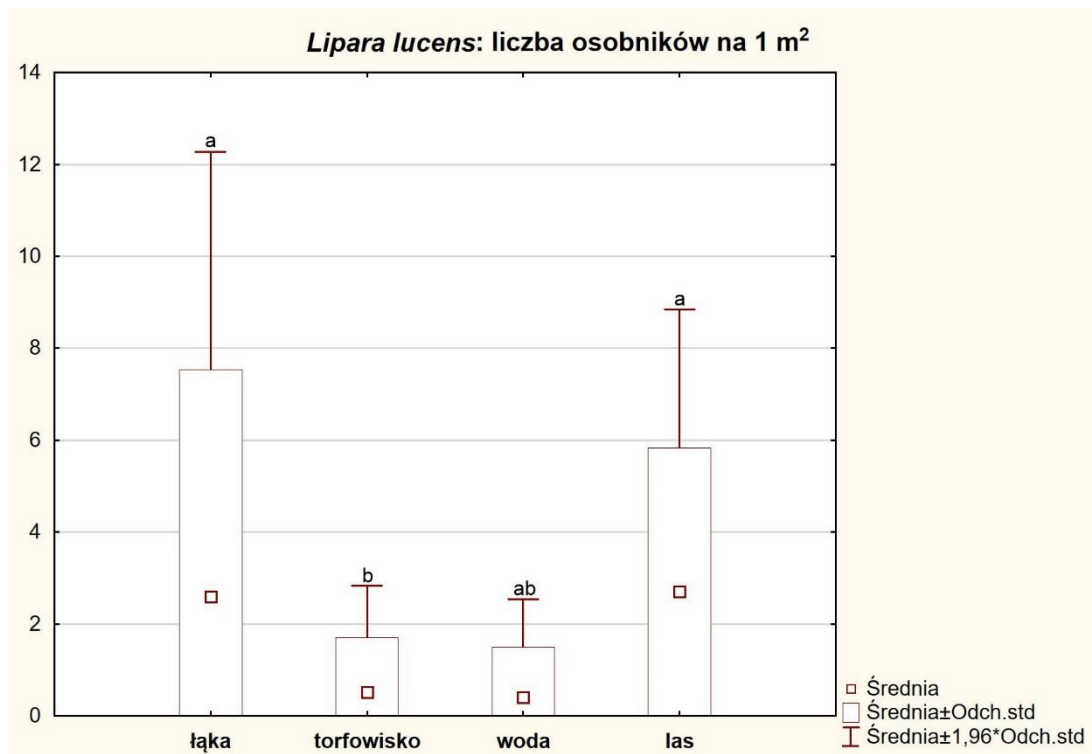
Mimo nakładania się na siebie cech siedlisk i ich fauny (Ryc. 39), porównanie wielu parametrów wykazało wysoce istotne statystycznie zróżnicowanie między siedliskami.

Dotyczy to: ekstensywności porażenia przez *Lipara* spp. (Ryc. 41); zagęszczeń żdźbeł z galasami *Lipara lucens* (Ryc. 42), *L. similis* (Ryc. 43) i *L. rufitarsis* (Ryc. 44); zagęszczeń żdźbeł z galasami wszystkich gatunków *Lipara* (Ryc. 45); liczb gatunków *Lipara* stwierdzanych w próbach (Ryc. 46); zróżnicowania gatunkowego w próbach mierzonego wskaźnikiem Simpsona (Ryc. 47) i Shannona-Wienera (Ryc. 48).

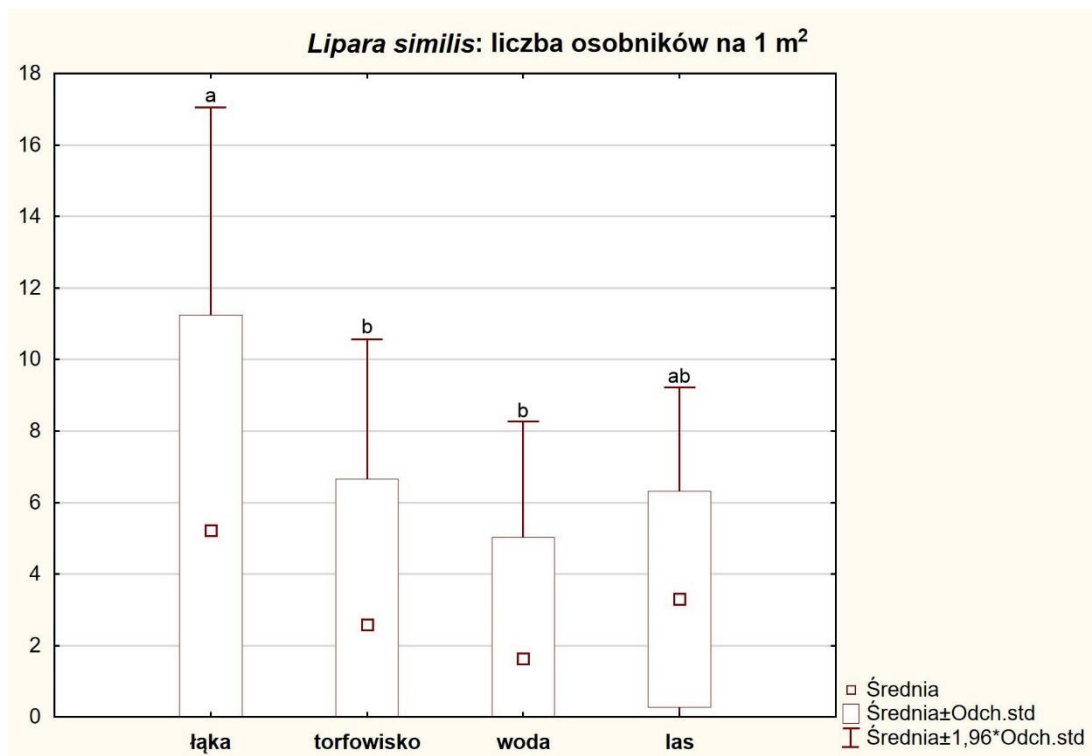
Natomiast nie stwierdzono istotnych statystycznie różnic między siedliskami dla pojemności siedliska *Lipara* spp., czyli liczb żdźbeł trzciny na 1 m<sup>2</sup> trzcinowiska, oraz dla zagęszczeń żdźbeł z galasami *L. pullitarsis*.



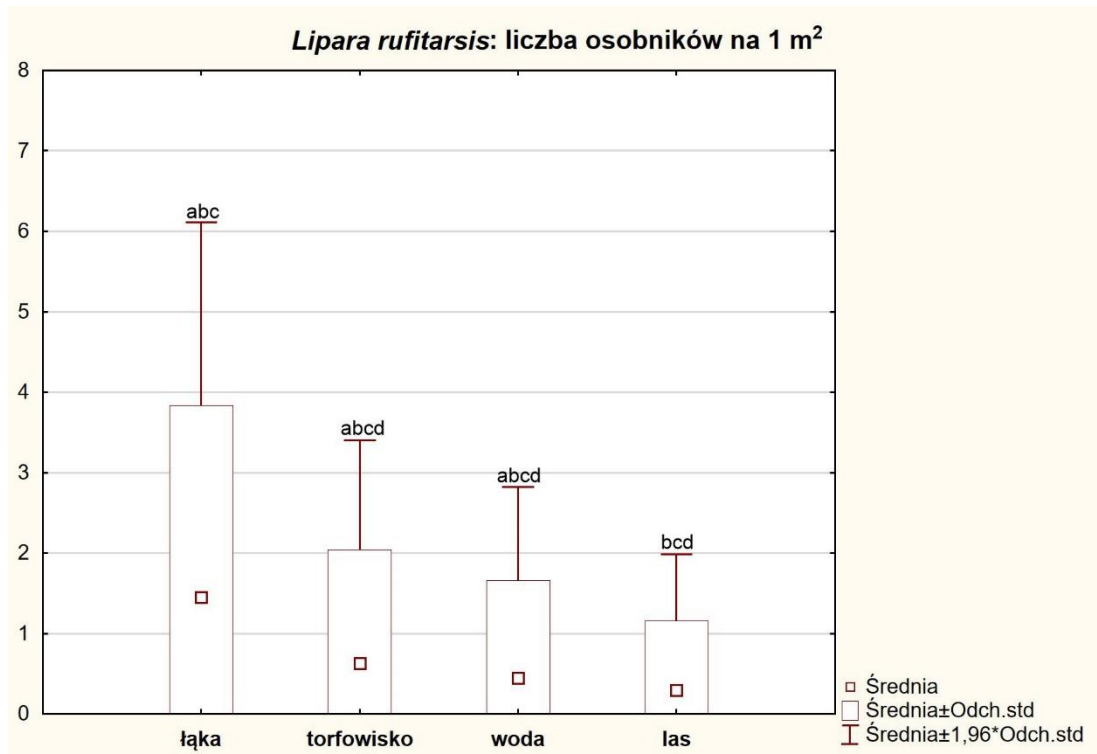
**Ryc. 41.** Ekstensywność porażenia żdźbeł trzciny przez muchówki z rodzaju *Lipara* (test Kruskala-Wallisa,  $p < 0,0001$ ). Małymi literami zaznaczono grupy jednorodne.



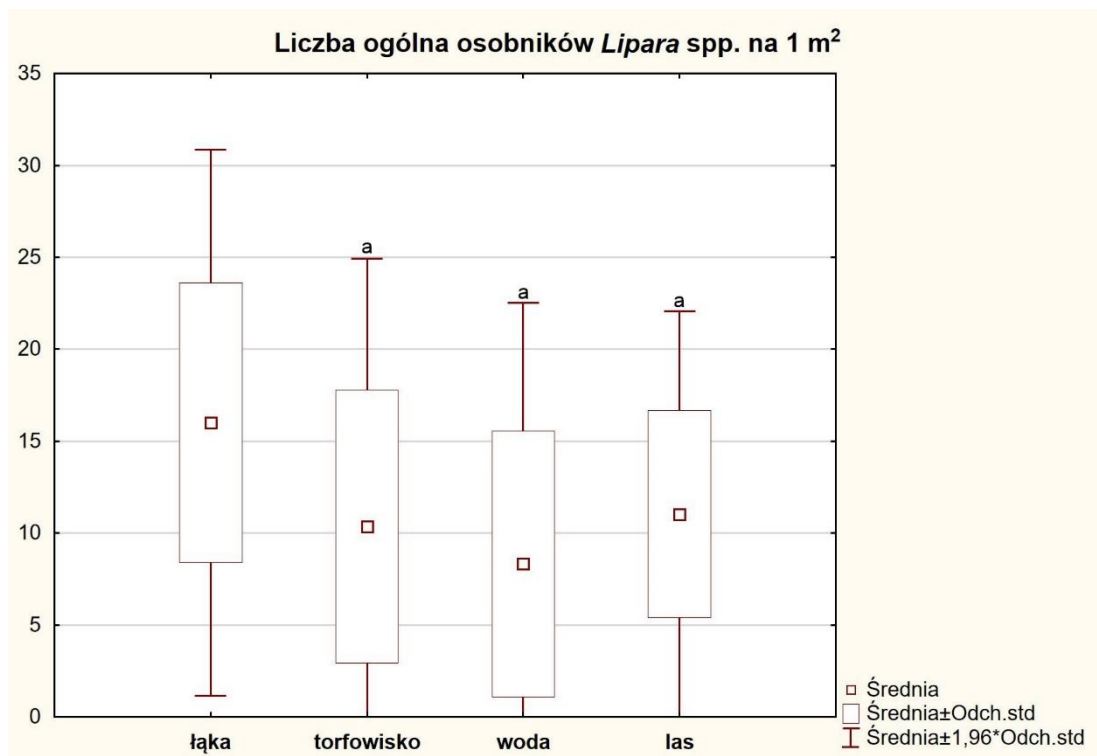
**Ryc. 42** Liczebność żdźbeł trzciny z galasami *Lipara lucens* (test Kruskala-Wallisa,  $p < 0,0001$ ). Małymi literami zaznaczono grupy jednorodne.



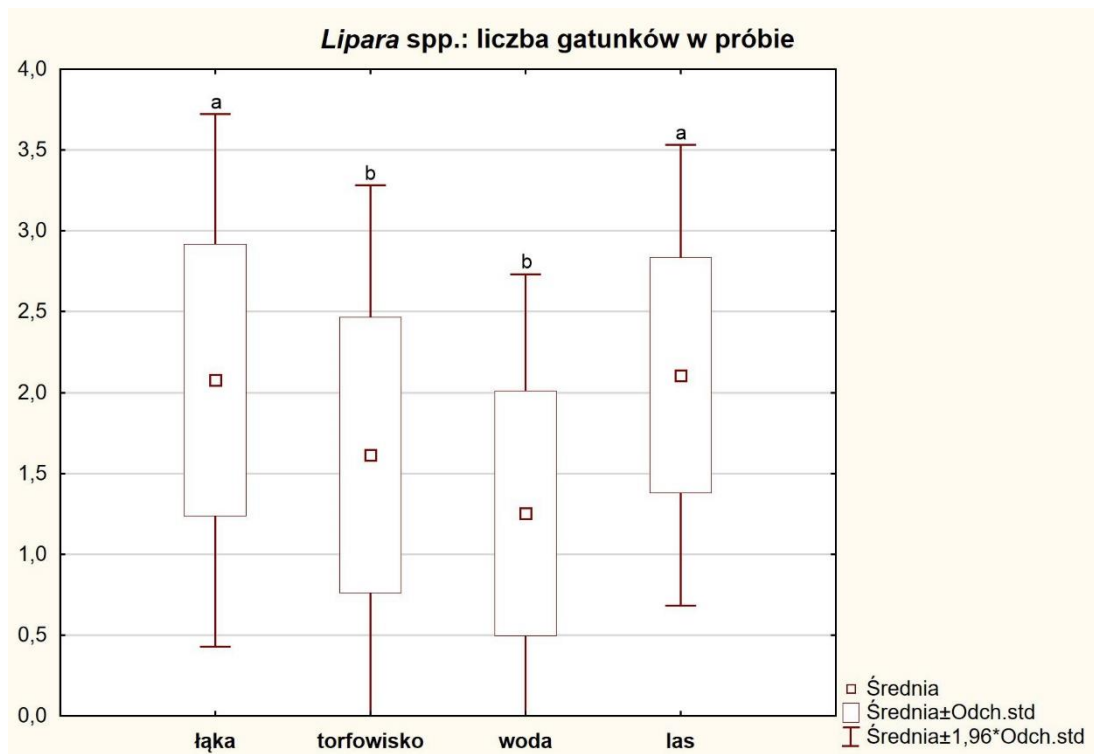
**Ryc. 43.** Liczebność żdźbeł trzciny z galasami *Lipara similis* (test Kruskala-Wallisa,  $p < 0,0001$ ). Małymi literami zaznaczono grupy jednorodne.



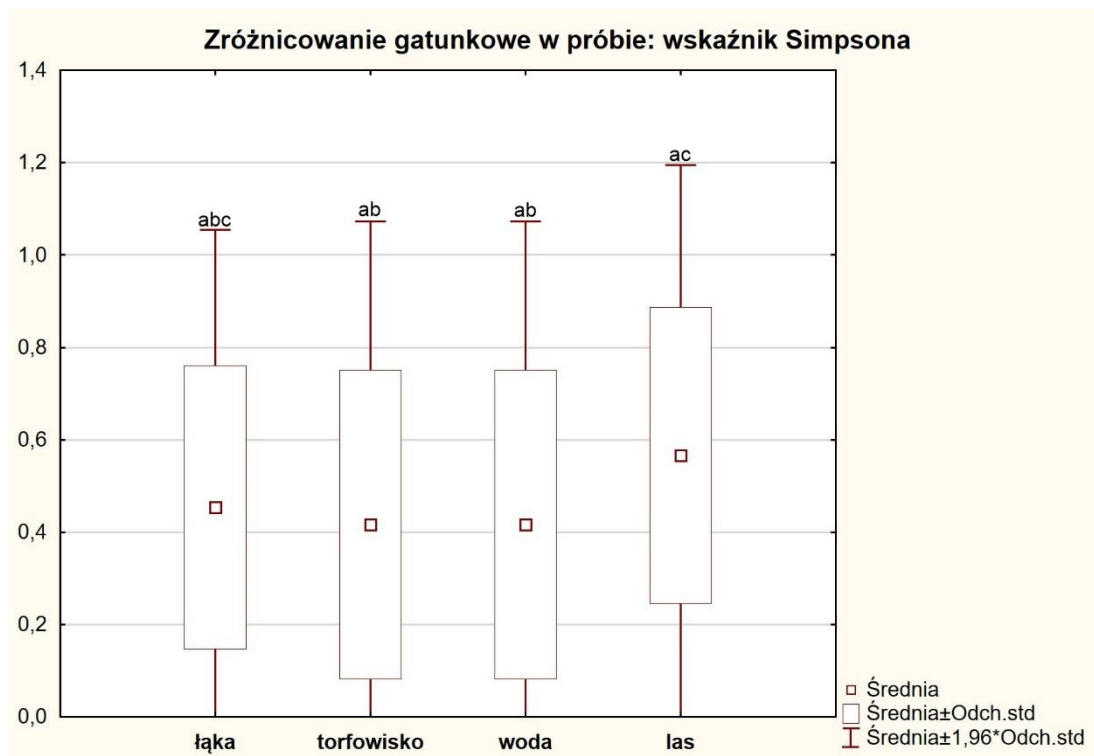
**Ryc. 44.** Liczebność żdźbeł trzciny z galasami *Lipara rufitarsis* (test Kruskala-Wallisa,  $p=0,0001$ ). Małymi literami zaznaczono grupy jednorodne.



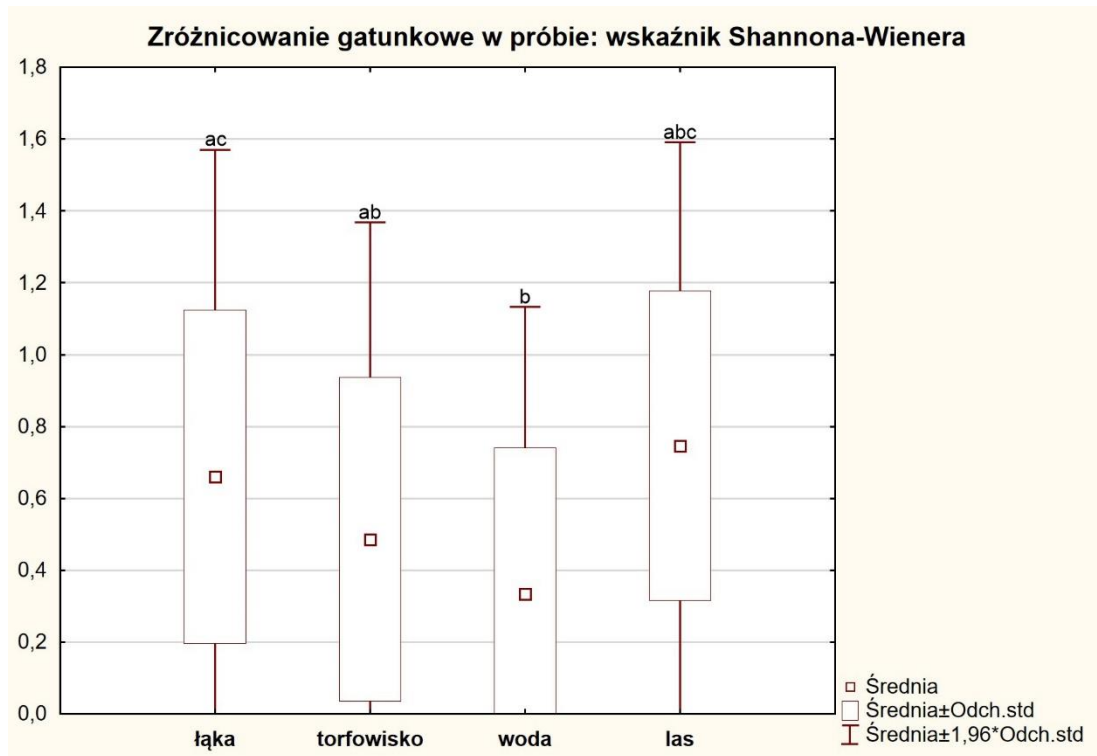
**Ryc. 45.** Liczebność żdźbeł trzciny z galasami *Lipara* spp. (test Kruskala-Wallisa,  $p<0,0001$ ). Małymi literami zaznaczono grupy jednorodne.



**Ryc. 46.** Liczba gatunków *Lipara* w próbie (test Kruskala-Wallisa,  $p < 0,0001$ ). Małymi literami zaznaczono grupy jednorodne.



**Ryc. 47.** Zróżnicowanie gatunkowe *Lipara* w próbie (wskaźnik Simpsona) (test Kruskala-Wallisa,  $p < 0,0001$ ). Małymi literami zaznaczono grupy jednorodne.



**Ryc. 48.** Zróźnicowanie gatunkowe *Lipara* w próbie (wskaźnik Shannona-Wienera) (test Kruskala-Wallisa,  $p < 0,0001$ ). Małymi literami zaznaczono grupy jednorodne.



### 8.3. Zróznicowanie przestrzenne występowania larw *Lipara* spp. w obrębie trzcinowisk

Najważniejsze parametry materiału zebranego w trzech strefach we wszystkich siedliskach podano w Tab. 3.

**Tab. 3.** Materiał zebrany w poszczególnych siedliskach [ind. $\cdot$ m<sup>2</sup>, wartości średnie]. S – siedlisko: La – las, Łą – łąka, To – torfowisko, Zb – zbiornik wodny,  $\Sigma$  – wszystkie siedliska (średnia); Strefy: 1 – zewnętrzna, 2 – środkowa, 3 – wewnętrzna. Żdźbła: KW – z kwiatostanem, NZ – bez widocznego na zewnątrz kwiatostanu i niezasiedlone przez owady, ZA – żdźbła zasiedlone przez owady. Owady – liczby żdźbeł zasiedlonych przez owady: Li – przez muchówki z rodzaju *Lipara*, inne – przez inne owady) *Lipara* spp. – liczby żdźbeł zasiedlonych przez poszczególne gatunki z rodzaju *Lipara*: Li\_lu – *L. lucens*, Li\_si – *L. similis*, Li\_ru – *L. rufitarsis*, Li\_pu – *L. pullitarsis*.

S	Strefa	Wszystkie żdźbła			Owady		<i>Lipara</i> spp.			
		NZ	KW	ZA	Li	inne	Li_lu	Li_si	Li_ru	Li_pu
La	1	44,6	13,6	12,3	7,3	3,3	2,0	2,9	0,1	4,0
	2	67,6	18,3	18,6	13,6	5,0	3,6	3,2	0,4	6,3
	3	54,6	16,2	16,2	10,6	5,7	2,6	3,8	0,3	3,9
Łą	1	67,9	14,5	21,2	14,6	6,9	1,8	5,9	1,2	5,7
	2	116,3	20,2	26,0	16,0	10,0	2,2	4,9	1,0	7,9
	3	107,1	14,7	26,5	17,4	9,1	3,7	4,8	2,2	6,6
To	1	73,1	10,1	15,0	7,9	7,1	0,4	1,7	0,4	5,3
	2	92,6	13,6	20,8	12,6	8,2	0,6	3,7	0,6	7,8
	3	86,2	11,0	17,0	10,7	6,3	0,6	2,4	0,9	6,8
Zb	1	64,9	11,0	13,4	8,2	5,2	0,3	1,7	0,1	6,1
	2	89,4	11,8	14,2	9,0	5,2	0,6	1,9	0,9	5,7
	3	77,8	11,0	11,6	7,8	3,8	0,3	1,3	0,3	5,8
$\Sigma$	1	62,6	12,3	15,5	9,5	5,6	1,1	3,1	0,5	5,3
	2	91,5	16,0	19,9	12,8	7,1	1,8	3,4	0,7	6,9
	3	81,4	13,2	17,8	11,6	6,2	1,8	3,1	0,9	5,8

We wszystkich siedliskach i w całym analizowanym materiale, największe wartości średnie zagęszczeń żdźbeł trzciny cechowało zawsze strefę środkową, zaś druga w kolejności pod tym względem była zawsze strefa wewnętrzna (Tab. 3).

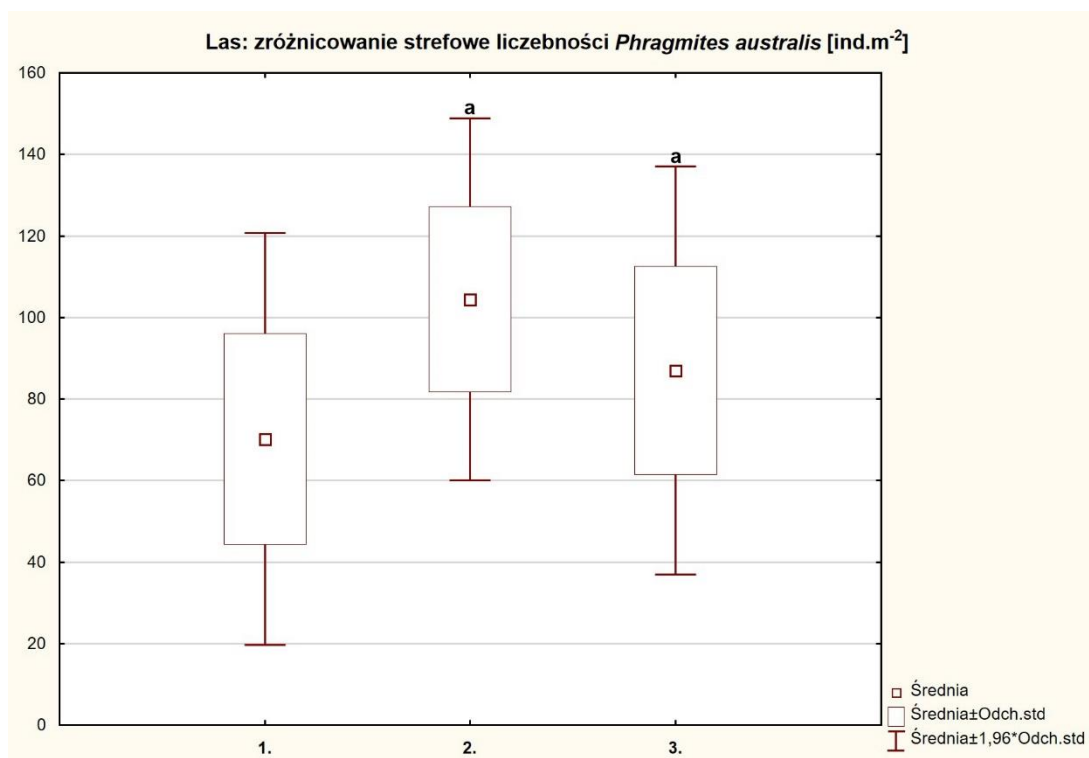
Owady kolonizowały żdźbła trzciny we wszystkich strefach trzcinowisk we wszystkich badanych siedliskach. Jednak wartości zagęszczeń zasiedlonych przez nie żdźbeł układały się w sposób znacznie mniej regularny, niż zagęszczeń wszystkich żdźbeł. Największe były zazwyczaj również w strefie środkowej, jednak tu wyjątek stanowiły

trzciniowiska łąkowe, w których ten wskaźnik najwyższą wartość osiągnął w strefie wewnętrznej. Na drugim miejscu mogły się lokować wszystkie strefy, choć najczęściej zajmowała je strefa wewnętrzna, zaś najrzadziej – zewnętrzna (Tab. 3).

Także galasy *Lipara* spp. stwierdzano we wszystkich strefach trzciniowisk we wszystkich badanych siedliskach. W trzech typach trzciniowisk: leśnych, łąkowych i na torfowiskach, w stopniu najmniejszym atakowana była strefa zewnętrzna. Wyjątek stanowiły trzciniowiska strefy przybrzeżnej zbiorników wodnych, w których najmniej atakowana była strefa wewnętrzna (Tab. 3).

Natomiast największe wartości średnie zagęszczeń źdźbeł zasiedlanych przez *Lipara* spp. stwierdzano zazwyczaj w strefie środkowej. Wyjątkiem było siedlisko łąkowe, w którym najsilniej kolonizowana była strefa wewnętrzna (Tab. 3).

We wszystkich strefach trzciniowisk we wszystkich badanych siedliskach, odnotowano występowanie wszystkich krajowych gatunków z rodzaju *Lipara*.



**Ryc. 49.** Zróżnicowanie zagęszczenia źdźbeł trzciny w próbie na trzciniowiskach śródleśnych (test Kruskala-Wallisa,  $p < 0,0001$ ). Małymi literami zaznaczono grupy jednorodne.

Największe liczby galasów *L. lucens* i *L. rufitarsis* stwierdzano w strefie wewnętrznej, zaś najmniejsze w strefie zewnętrznej. Średnie zagęszczenie *L. similis* utrzymywało się na niemal tym samym poziomie we wszystkich strefach. Największe dysproporcje wystąpiły dla gatunku *L. pullitarsis*. Najwięcej porażonych źdźbeł było w strefie środkowej, a najmniej w strefie zewnętrznej (Tab. 3).

Jednak należy podkreślić, że zróżnicowanie parametrów opisanych wyżej i zestawionych w Tab. 3, nawet jeśli pod pewnymi względami było duże, okazało się w całości nieistotne statystycznie – analizowane na poziomie całego materiału oraz w obrębie poszczególnych siedlisk. Jedyny wyjątek to zagęszczenie źdźbeł trzciny w trzciniowiskach leśnych (Ryc. 49).

#### 8.4. Entomofauna towarzysząca larwom *Lipara* spp. w galasach (inkwiliny)

W galasach *Lipara* spp. stwierdzono owady inkwilinistyczne należące do czterech rzędów – jako jaja lub, najczęściej, jako larwy. Poniżej umieszczono ich zestawienie w układzie systematycznym (wg Szadziewskiego i Giłki, 2012):

1. Orthoptera n.det. (jaja);
2. Hymenoptera: Chalcididae n.det. – larwy;
3. Hymenoptera: Braconidae n.det. – larwy;
4. Lepidoptera n.det. (larwy);
5. Diptera: Cecidomyiidae n.det. (larwy);
6. Diptera: Anthomyzidae n.det. (larwy);
7. Diptera: Chloropidae: *Cryptonevra* sp. (larwy);
8. Diptera: Chloropidae: *Intercella* sp. (larwy).

Zagęszczenie inkwilinów w poszczególnych próbach wynosiło od 0,0 do 244,0 ind·m<sup>-2</sup> (śr. 26,3 ±38,1). Stwierdzono je ogółem w 283 próbach (85,8%).

Zdecydowanie najliczniej towarzyszyły *Lipara* sp. inne muchówki z rodziny Chloropidae – *Cryptonevra* sp.: zagęszczenia 0,0-91,7 ind·m<sup>-2</sup>, śr. 15,6 ±17,2. Dość liczne okazały się też Cecidomyiidae (0,0-216,7 ind·m<sup>-2</sup>, śr. 6,0 ±20,0) oraz kolejny przedstawiciel Chloropidae – *Intercella* sp. (0,0-58,3 ind·m<sup>-2</sup>, śr. 2,6 ±5,9).

Bardzo nieliczne były pozostałe inkwiliny: Anthomyzidae (0,0-11,1 ind·m<sup>-2</sup>, śr. 0,8 ±2,1), Orthoptera (0,0-22,2 ind·m<sup>-2</sup>, śr. 0,4 ±2,2), Braconidae (0,0-22,2 ind·m<sup>-2</sup>, śr. 0,4 ±2,1), Chalcididae (0,0-30,6 ind·m<sup>-2</sup>, śr. 0,3 ±2,2) i Lepidoptera (0,0-5,6, śr. 0,2 ±0,8).

Pod względem częstości występowania też dominowały muchówki z rodzaju *Cryptonevra*, które stwierdzono w 79,4% próbach. Stosunkowo często występowały też: *Intercella* sp. (34,5) i Anthomyzidae (15,5%). Inne taksony stwierdzano w mniej, niż 10% prób: Cecidomyiidae – 9,4%, Lepidoptera – 7,9%, Braconidae – 5,2%, Orthoptera – 3,9%, Chalcididae – 2,7%.

Zróznicowanie występowania owadów inkwilinistycznych na poszczególnych stanowiskach przedstawiono w Tab. 4. Jak wskazują zebrane w niej dane, inkwiliny występowały na wszystkich stanowiskach, w zagęszczeniach 3,4-66,3 ind·m<sup>-2</sup> (śr. 23,9) i przy frekwencji w próbach 40-100% (śr. 83,3).

**Tab. 4.** Inkwiliny *Lipara* spp. stwierdzone na badanych stanowiskach – wartości średnie: zagęszczenie [ind·m<sup>-2</sup>] i frekwencja [% prób]. S – stanowisko (numeracja jak w rozdziale 7.2. i na Ryc. 9), Śr. – średnia.

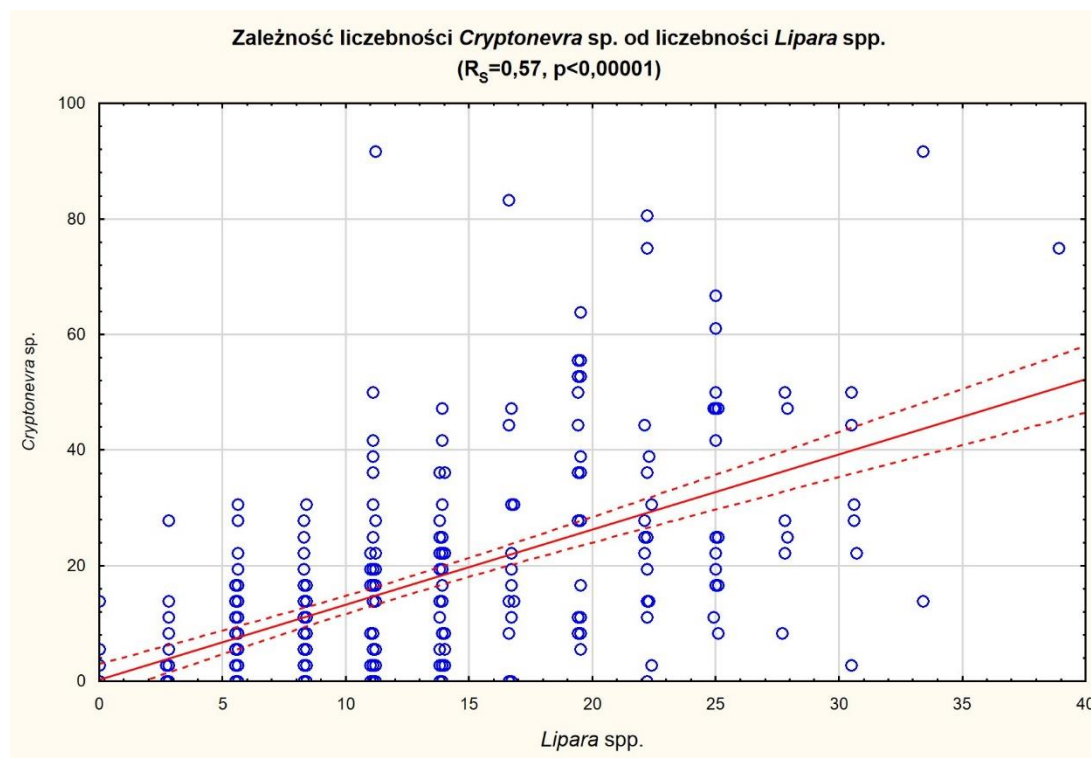
S	Zagęszczenie									Frekwencja								
	Orthoptera	Lepidoptera	Braconidae	Chalcididae	Cecydomyidae	Anthomyzidae	<i>Cryptonevra</i> sp.	<i>Intercella</i> sp.	Inkwiliny ogółem	Orthoptera	Lepidoptera	Braconidae	Chalcididae	Cecydomyidae	Anthomyzidae	<i>Cryptonevra</i> sp.	<i>Intercella</i> sp.	Inkwiliny ogółem
La1	0,7	–	–	–	–	0,4	19,6	2,6	23,3	6,7	–	–	–	–	6,7	86,7	46,7	93,3
La2	–	2,8	–	–	–	–	10,9	2,4	16,1	–	6,7	–	–	–	–	93,3	33,3	93,3
La3	–	–	–	–	–	0,4	14,1	1,3	15,8	–	–	–	–	–	6,7	80,0	40,0	80,0
La4	–	–	–	–	–	–	3,3	0,6	3,9	–	–	–	–	–	–	40,0	6,7	40,0
La5	–	–	–	–	–	–	1,5	1,9	3,4	–	–	–	–	–	–	40,0	13,3	46,7
Lk1	–	–	–	–	0,2	0,7	19,4	1,3	21,6	–	–	–	–	–	6,7	86,7	20,0	93,3
Lk2	–	0,2	–	–	16,7	2,0	20,7	7,0	46,6	–	6,7	–	–	20,0	46,7	100,0	80,0	100,0
Lk3	–	0,2	–	–	–	0,6	25,0	2,4	28,2	–	6,7	–	–	–	20,0	93,3	33,3	93,3
Lk4	0,2	0,5	3,7	3,0	7,6	0,5	30,9	1,7	48,1	3,3	16,7	43,3	26,7	20,0	6,7	93,3	33,3	100,0
Lk5	0,4	0,6	0,4	–	17,2	2,9	28,4	6,3	56,2	3,3	16,7	13,3	–	40,0	40,0	93,3	56,7	100,0
To1	1,1	–	–	–	0,7	–	19,3	7,2	28,3	13,3	–	–	–	6,7	–	100,0	60,0	100,0
To2	–	0,2	–	–	13,9	0,9	11,5	2,2	28,7	–	6,7	–	–	6,7	26,7	93,3	40,0	93,3
To3	1,7	0,4	–	–	40,4	1,9	19,1	2,8	66,3	20,0	13,3	–	–	33,3	33,3	93,3	46,7	100,0
To4	–	0,2	–	–	–	–	4,4	0,7	5,3	–	6,7	–	–	–	–	60,0	60,0	60,0
To5	2,6	–	–	–	6,7	0,4	15,7	2,8	28,2	20,0	–	–	–	6,7	13,3	86,7	13,3	93,3
Zb1	–	0,2	–	0,6	–	1,3	2,4	–	4,5	–	6,7	–	6,7	–	26,7	46,7	–	80,0
Zb2	0,2	0,6	–	–	–	0,2	23,5	4,8	29,3	6,7	20,0	–	–	–	6,7	100,0	56,3	100,0
Zb3	–	–	–	–	–	0,7	7,6	1,1	9,4	–	–	–	–	–	20,0	86,7	26,7	86,7
Zb4	1,1	0,2	–	–	–	0,7	4,1	0,7	6,8	6,7	6,7	–	–	–	13,3	46,7	26,7	60,0
Zb5	–	0,9	–	–	3,7	–	2,4	–	7,0	–	26,7	–	–	6,7	–	46,7	–	53,3
Śr.=	0,4	0,3	0,2	0,2	5,4	0,7	14,2	2,5	23,9	4,0	7,0	2,8	1,7	7,0	13,7	78,3	34,7	83,3

Na poszczególnych stanowiskach notowano 2-8 taksonów inkwilinów (śr. 4,3). Na jednym stanowisku było to 8 taksonów, na jednym – 7, na dwóch – po 6, na czterech – po 5, na 5 – po 4, na pięciu – po 3, na dwóch – po 2 (Tab. 4).

Na wszystkich stanowiskach wykazano *Cryptonevra* sp., dla których średnie wartości zagęszczenia wynosiły 1,5-30,97 ind·m<sup>-2</sup> (śr. 14,2), a frekwencji – 40-100% (śr. 83,3). W małych liczbach osobników, ale na prawie wszystkich stanowiskach (18) i w dużej liczbie prób, stwierdzania byli też *Intercella* sp.. Pod względem liczby stanowisk wyróżniały się też Anthomyzidae (14) i Lepidoptera (12), pod względem zagęszczeń – Cecidomyiidae. Inne taksony stwierdzono rzadko i nielicznie (Tab. 4).

**Tab. 5.** Wartości korelacji Spearmana między zagęszczeniami żdźbeł trzciny pospolitej i *Lipara* spp., a zagęszczeniami inkwilinów. Li\_lu – *L. lucens*, Li\_si – *L. similis*, Li\_ru – *L. rufitarsis*, Li\_pu – *L. pullitarsis*, Li\_spp. - wszystkie gatunki *Lipara*. Podano tylko korelacje istotne statystycznie ( $p < 0,05$ ).

Inkwiliny	Trzcina	Li_lu	Li_si	Li_ru	Li_pu	Li_spp.
Orthoptera	0,11	–	–	–	–	0,13
Lepidoptera	0,11	–	–	–	–	–
Braconidae	0,12	0,27	–	0,13	-0,14	0,16
Chalcididae	0,18	0,24	–	0,21	–	–
Cecydomyidae	0,21	–	–	–	0,32	0,28
Anthomyzidae	0,12	-0,11	–	–	0,18	0,16
<i>Cryptonevra</i> sp.	0,42	–	0,34	0,16	0,33	0,57
<i>Intercella</i> sp.	0,16	–	–	–	0,32	0,28
Inkwiliny ogółem	0,47	–	0,29	0,14	0,39	0,59



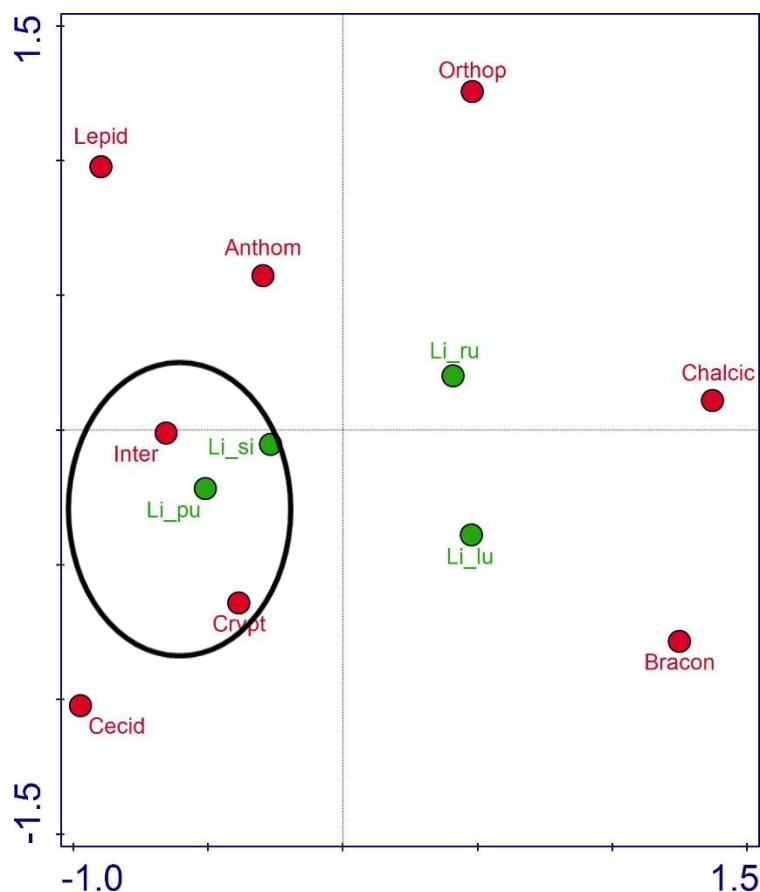
**Ryc. 50.** Korelacja między zagęszczeniem inkwilinów – muchówek z rodzaju *Cryptonevra*, a zagęszczeniem galasotwórców z rodzaju *Lipara*.

Stwierdzono wiele istotnych wartości korelacji Spearmana między tym, co można określić jako pojemność środowiska dla inkwilinów – zagęszczeniami trzciny oraz zagęszczeniami galasotwórców z rodzaju *Lipara*, a zagęszczeniami inkwilinów. Jednak były to niemal zawsze wartości wskazujące na powiązania słabe i prawie nic nie znaczące,

albo niskie, ale słabe (Tab. 5). Wyjątek stanowiły tylko umiarkowane i rzeczywiste korelacje między:

- liczebnością inkwilinów ogółem i ogólną liczebnością *Lipara* ( $R_s=0,59$ );
- liczebnością *Cryptonevra* sp. i ogólną liczebnością *Lipara* ( $R_s=0,57$ ) (Ryc. 50);
- liczebnością inkwilinów ogółem i zagęszczeniem źdźbeł trzciny ( $R_s=0,47$ ).

Wszystkie te korelacje cechowała wartość prawdopodobieństwa  $p < 0,00001$ . To, że występowanie inkwilinów ogółem oraz występowanie inkwilina dominującego ilościowo i o najwyższych wartościach wskaźnika frekwencji, jest tak skorelowane z pojemnością środowiska – wskazuje na jej znaczenie dla tworzenia się warunków dla występowania inkwilinów. Jednak poszczególne ich taksony były mało zależne od występowania konkretnych gatunków galasotwórców.



**Ryc. 51.** Diagram NMDS współwystępowania w próbach *Lipara* spp. (zielone kółka) i inkwilinów (czerwone kółka). Li\_lu – *Lipara lucens*, Li\_pu – *L. pullitarsis*, Li\_ru – *L. rufitarsis*, Li\_si – *L. similis*, Anthom – Anthomyzidae, Bracon – Braconidae, Cecid – Cecydomyidae, Chalc – Chalcicidae, Crypt – *Cryptonevra* sp., Inter – *Intercella* sp., Lepid – Lepidoptera, Orthop – Orthoptera.

Także wyniki analizy NMDS także wskazują, że większość inkwilinów jest słabo powiązanych z konkretnymi gatunkami *Lipara*. Na diagramie (Ryc. 51) tylko *Intercella* sp. i *Cryptonevra* sp. leżą blisko *Lipara pullitarsis* i *L. similis*.

**Tab. 6.** Średnie wartości zagęszczeń [ $\text{ind}\cdot\text{m}^{-2}$ ] i frekwencji [% prób] inkwilinów owadzych w badanych siedliskach. S. – siedlisko, La – las, Łą – łąka, To – torfowisko, Zb. – zbiornik wodny.

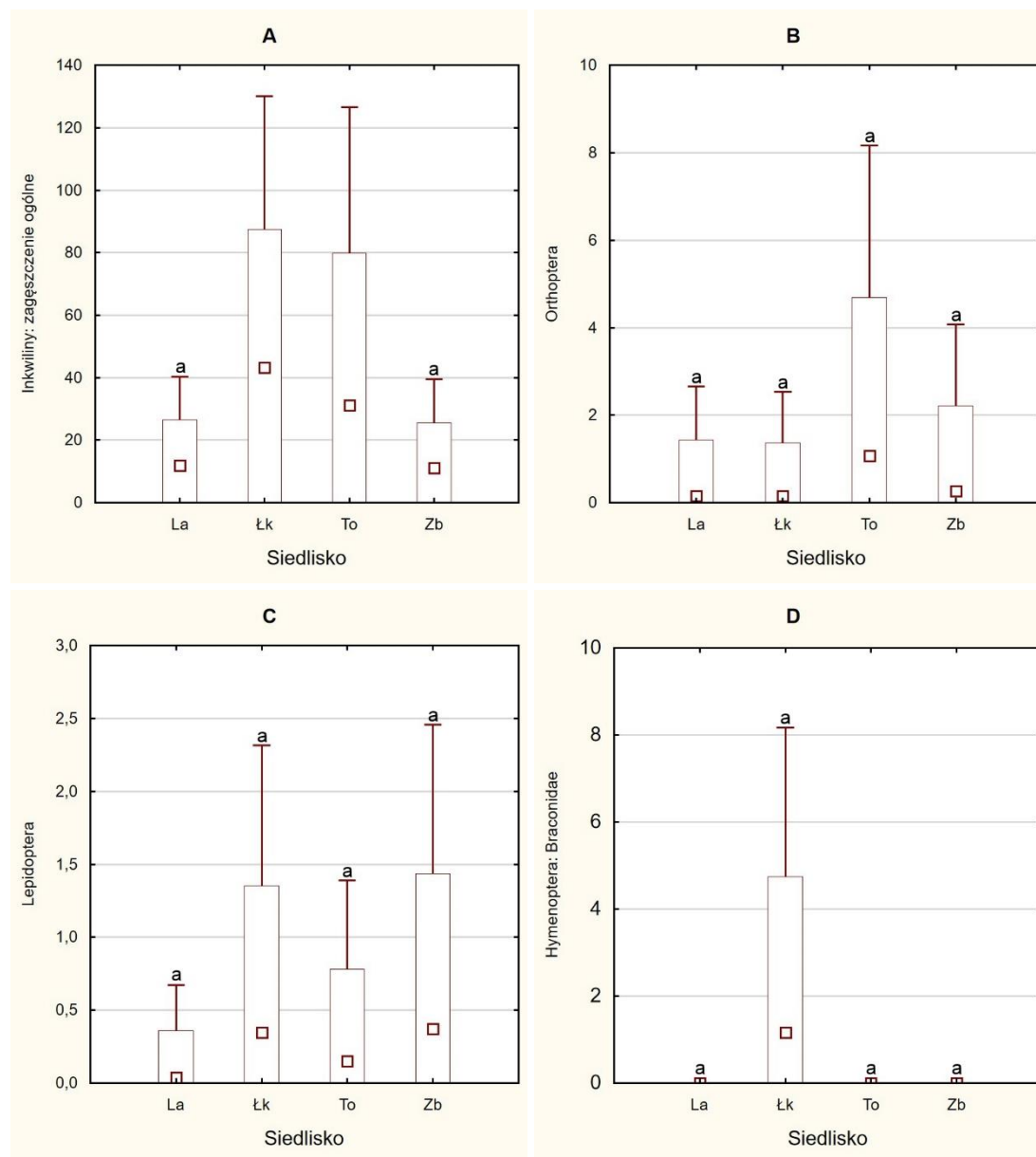
S	Zagęszczenie									Frekwencja								
	Orthoptera	Lepidoptera	Braconidae	Chalcididae	Cecidomyiidae	Anthomyzidae	<i>Cryptonevra</i> sp.	<i>Intercella</i> sp.	Inkwiliny ogółem	Orthoptera	Lepidoptera	Braconidae	Chalcididae	Cecidomyiidae	Anthomyzidae	<i>Cryptonevra</i> sp.	<i>Intercella</i> sp.	Inkwiliny ogółem
<b>La</b>	0,2	0,7	–	–	–	0,2	12,4	2,2	15,6	1,3	1,7	–	–	–	2,7	68,0	28,0	70,7
<b>Łą</b>	0,2	0,4	1,0	0,8	10,4	1,7	31,1	4,7	50,2	1,3	11,7	11,3	5,3	16,0	24,0	93,3	44,7	97,3
<b>To</b>	1,4	0,2	–	–	15,4	0,8	17,5	3,9	39,2	10,7	6,7	–	–	10,7	14,7	86,7	44,0	89,3
<b>Zb</b>	0,3	0,5	–	0,2	0,9	0,7	10,0	1,7	14,3	2,7	15,0	–	1,3	1,3	13,3	65,4	21,9	76,0

Inkwiliny owadzie stwierdzono we wszystkich siedliskach. Zdecydowanie największe, ogólne: liczby osobników i frekwencji, cechowały stanowiska łąkowe, a niewiele ustępowały im trzcinowiska na torfowiskach (zwłaszcza pod względem frekwencji). W pozostałych siedliskach wartości obu wskaźników były wyraźnie mniejsze, dotyczy to szczególnie liczebności (Tab. 6).

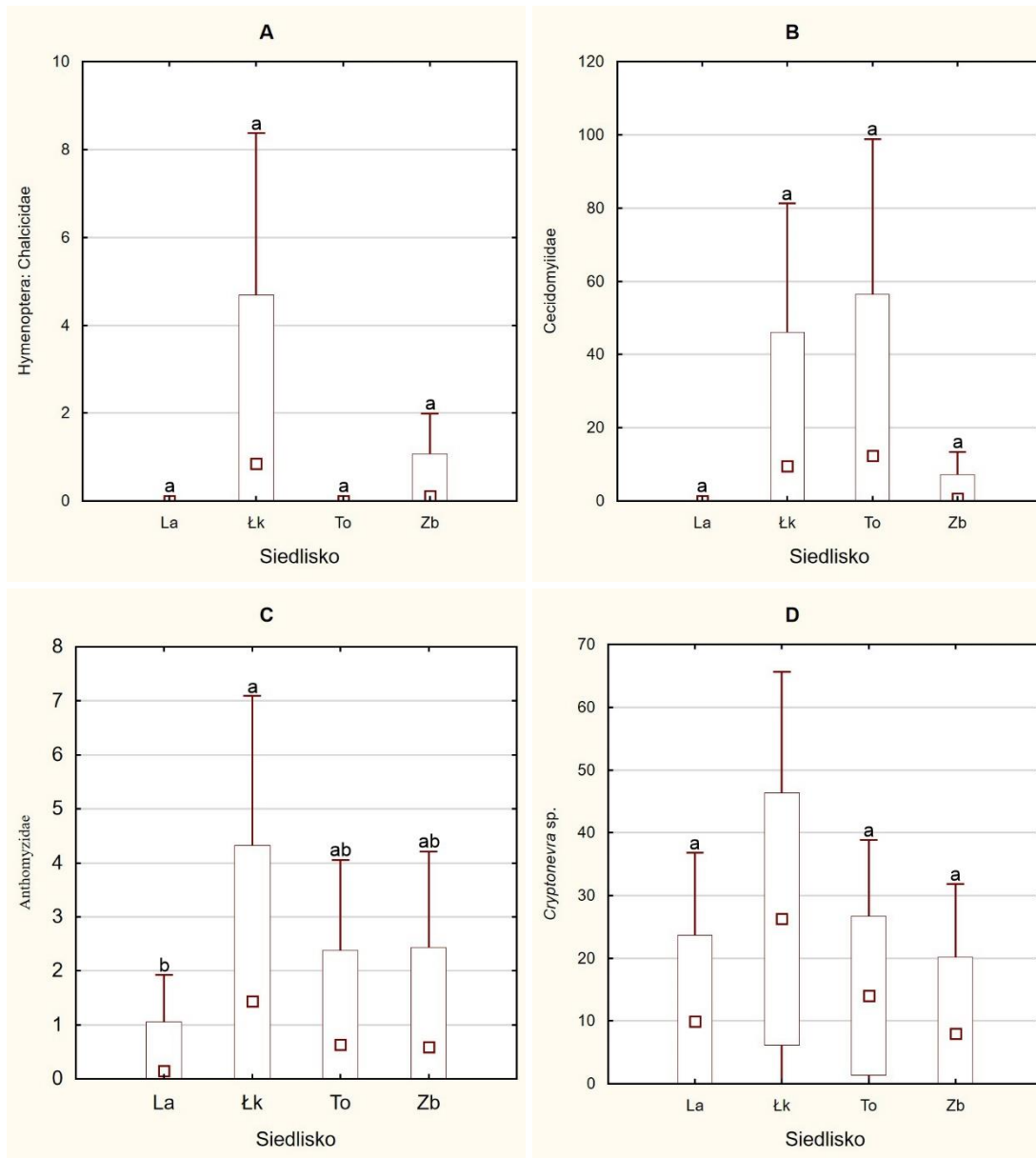
Wszystkie stwierdzone taksony odnotowano w trzcinowiskach łąkowych. W zbiornikach wodnych wykazano ich 7, na torfowiskowych – 6, na leśnych – 5 (Tab. 6). Zatem te różnice w bogactwie taksonomicznym inkwilinów wynikały głównie z braku taksonów wykazywanych ogólnie rzadko i w małych liczbach osobników – trzon tych zgrupowań był stały.

Zróznicowanie stwierdzonych inkwilinów oraz ich liczebności ogólnej między siedliskami, widoczne na podstawie wartości średnich w Tab. 6, okazało się w każdym przypadku istotne statystycznie (Ryc. 52-54).

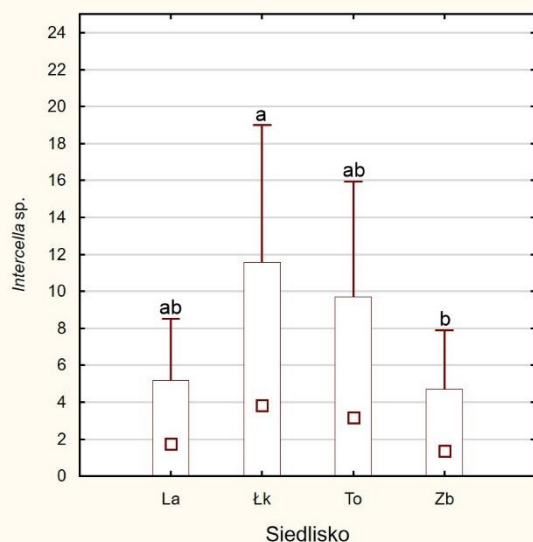




**Ryc. 52.** Istotnie statystycznie zróżnicowania siedliskowe zagęszczeń inkwilinów [ $\text{ind}\cdot\text{m}^{-2}$ ] (średnia, odchylenie standardowe, przedział ufności 96%). A – inkwiliny wszystkie (test Kruskala-Wallisa,  $p < 0,00001$ ), B – Orthoptera ( $p = 0,0083$ ), C – Lepidoptera ( $p = 0,0335$ ), D – Braconidae ( $p < 0,00001$ ). Siedliska: Las – las, Łk – łąka, To – torfowisko, Zb – zbiornik wodny. Małymi literami oznaczono grupy jednorodne.



**Ryc. 53.** Istotne statystycznie różnicowania siedliskowe zagęszczeń inkwilinów [ $\text{ind}\cdot\text{m}^{-2}$ ] (średnia, odchylenie standardowe, przedział ufności 96%). A – Chalcididae (test Kruskala-Wallis,  $p=0,027$ ), B – Cecidomyiidae ( $p<0,00001$ ), C – Anthomyzidae ( $p=0,0002$ ), D – *Cryptonevra* sp. ( $p<0,00001$ ). Siedliska: La – las, Łk – łąka, To – torfowisko, Zb – zbiornik wodny. Małymi literami oznaczono grupy jednorodne.



**Ryc. 54.** Zróżnicowanie siedliskowe zagęszczeń *Intercella* sp. [ind·m<sup>-2</sup>] (średnia, odchylenie standardowe, przedział ufności 96%) (test Kruskala-Wallisa, p=0,0079). Siedliska: Las – las, Łk – łąka, To – torfowisko, Zb – zbiornik wodny. Małymi literami oznaczono grupy jednorodne.

Trzciniowiska leśne nie były najkorzystniejsze dla żadnego z inkwilinów. Dla trzech taksonów: *Cryptonevra* sp., *Intercella* sp., Cecidomyiidae, tę rolę pełniły, zwykle w bardzo podobnym stopniu, trzciniowiska na łąkach i na torfowiskach. Same siedliska łąkowe sprzyjały najbardziej występowaniu przedstawicieli również trzech taksonów: Braconidae, Chalcididae i Anthomyzidae. Z kolei Lepidoptera preferowały trzciniowiska w zbiornikach wodnych i na torfowiskach, natomiast Orthoptera – tylko na torfowiskach (Tab. 6, Ryc. 51-53).

Średnie wartości zagęszczeń inkwilinów owadzi w poszczególnych strefach trzciniowisk przedstawiono w Tab. 7.

Analizując cały zebrany materiał, największe zagęszczenie ogólne inkwilinów stwierdzono w strefie wewnętrznej, następnie środkowej i zewnętrznej – przy małym zróżnicowaniu (liczebność w strefie zewnętrznej stanowiła 88,0% liczebność w strefie wewnętrznej). Z poszczególnych inkwilinów, tylko minimalne różnice lub brak różnic między strefami stwierdzono u Lepidoptera i *Intercella* sp. Orthoptera, Braconidae i *Cryptonevra* sp. były najliczniejsze w strefie środkowej, Chalcididae i Cecidomyiidae w wewnętrznej, zaś Anthomyzidae w zewnętrznej (Tab. 7).

Te same wartości układały się różnie w różnych siedliskach. Największe zagęszczenie ogólne inkwilinów stwierdzano w strefie środkowej (trzciniowiska leśne i łąkowe) lub wewnętrznej (trzciniowiska na torfowiskach i w zbiornikach wodnych). Najmniejsze – w strefie zewnętrznej (las i torfowisko), środkowej (zbiorniki wodne) lub wewnętrznej (łąka) (Tab. 7).

**Tab. 7.** Średnie wartości zagęszczeń [ind·m<sup>-2</sup>] inkwilinów owadzich w badanych siedliskach. S. – siedlisko, La – las, Łą – łąka, To – torfowisko, Zb. – zbiornik wodny. 1 – strefa zewnętrzna, 2 – środkowa, 3 – wewnętrzna.

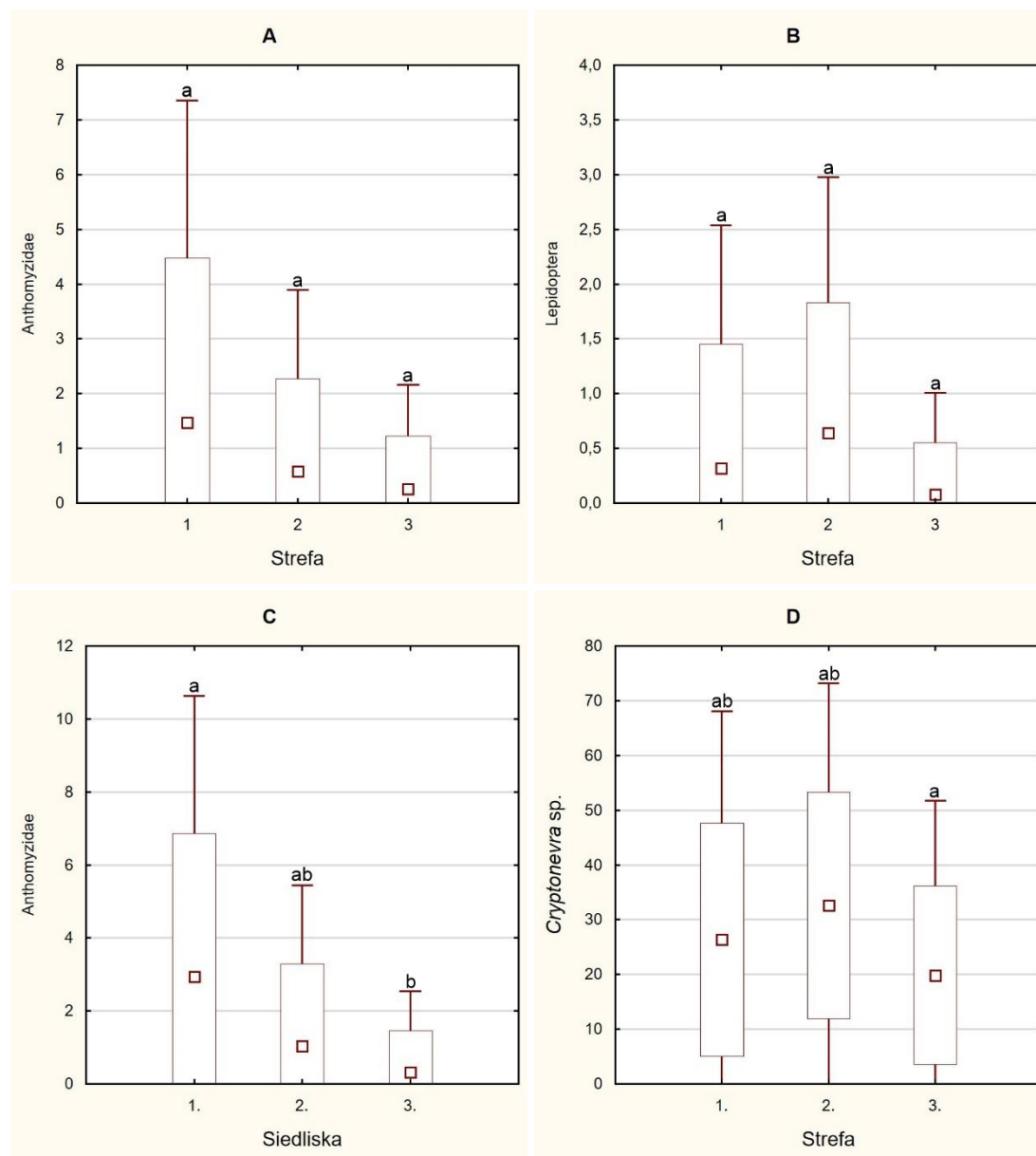
Siedlisko	Strefa	Orthoptera	Lepidoptera	Braconidae	Chalcididae	Cecydomyidae	Anthomyzidae	<i>Cryptonevra</i> sp.	<i>Intercella</i> sp.	Inkwiliny ogółem
La	1.	–	–	–	–	–	0,2	7,7	2,0	9,9
	2.	–	–	–	–	–	–	11,5	2,1	13,6
	3.	0,4	0,1	–	–	–	0,2	10,6	1,1	12,3
Łk	1.	0,2	0,3	0,7	0,8	9,6	2,9	26,4	3,3	43,8
	2.	–	0,6	0,6	0,4	11,5	1,0	32,6	4,1	50,2
	3.	0,3	0,1	2,1	1,4	7,4	0,3	19,8	4,1	35,5
To	1.	–	0,2	–	–	8,4	0,8	14,2	2,6	26,0
	2.	2,1	0,1	–	–	6,7	0,8	14,9	3,0	27,4
	3.	1,1	0,1	–	–	21,9	0,3	12,9	3,9	40,1
Zb	1.	0,7	0,4	–	–	–	1,3	7,0	1,9	10,9
	2.	0,1	0,3	–	–	–	0,3	5,8	0,7	6,9
	3.	–	0,3	–	0,3	2,2	0,1	11,2	1,4	15,3
Ogółem	1.	0,2	0,2	0,2	0,2	4,5	1,3	13,8	2,5	22,7
	2.	0,6	0,3	0,2	0,1	4,6	0,5	16,2	2,5	24,5
	3.	0,5	0,2	0,5	0,4	7,9	0,2	13,6	2,6	25,8

Zagęszczenia poszczególnych inkwilinów również były zróżnicowane między siedliskami, niejednokrotnie silnie, jednak były to przeważnie różnice nieistotne statystycznie. Z 45 przeanalizowanych ogółem zróżnicowań – 9 dla całego materiału i 36 dla materiału z poszczególnych siedlisk – istotne okazały się tylko cztery.

Anthomyzidae występowały w sposób bardzo regularny, z zagęszczeniami malejącymi od strefy zewnętrznej ku strefie wewnętrznej. Odnotowano to dla całego materiału (test Kruskala-Wallisa,  $p=0,0008$ ) i trzcinowisk łąkowych ( $p=0,0009$ ) (Ryc. 54A, 54C).

Lepidoptera w siedliskach łąkowych, wyraźnie najliczniejsze były w strefie środkowej, około dwukrotnie mniej liczne w strefie zewnętrznej, bardzo nieliczne w wewnętrznej (test Kruskala-Wallisa,  $p=0,0293$ ) (Ryc. 54B).

Podobnie układały się liczebności *Cryptonevra* sp. w siedliskach łąkowych, choć tu we wszystkich strefach liczebność była stosunkowo wysoka (test Kruskala-Wallisa,  $p=0,0319$ ) (Ryc. 54D).



**Ryc. 54.** Istotnie statystycznie zróżnicowania siedliskowe zagęszczeń inkwilinów [ $\text{ind}\cdot\text{m}^{-2}$ ] (średnia, odchylenie standardowe, przedział ufności 96%). A – cały materiał, Anthomyzidae, B – łąki, Lepidoptera, C – łąki, Anthomyzidae, D – łąki, *Cryptonevra* sp. Małymi literami oznaczono grupy jednorodne.

## 8.5. Występowanie galasów *Lipara* spp. a rozmiary źdźbeł trzciny

Wyniki analizy rozmiarów źdźbeł trzciny niezasiedlonych przez *Lipara* spp. i skolonizowanych przez larwy poszczególnych gatunków z tego rodzaju, wskazują na znaczny wpływ negatywny żerowania larw badanych muchówek na rozmiary źdźbeł rośliny żywicielskiej.

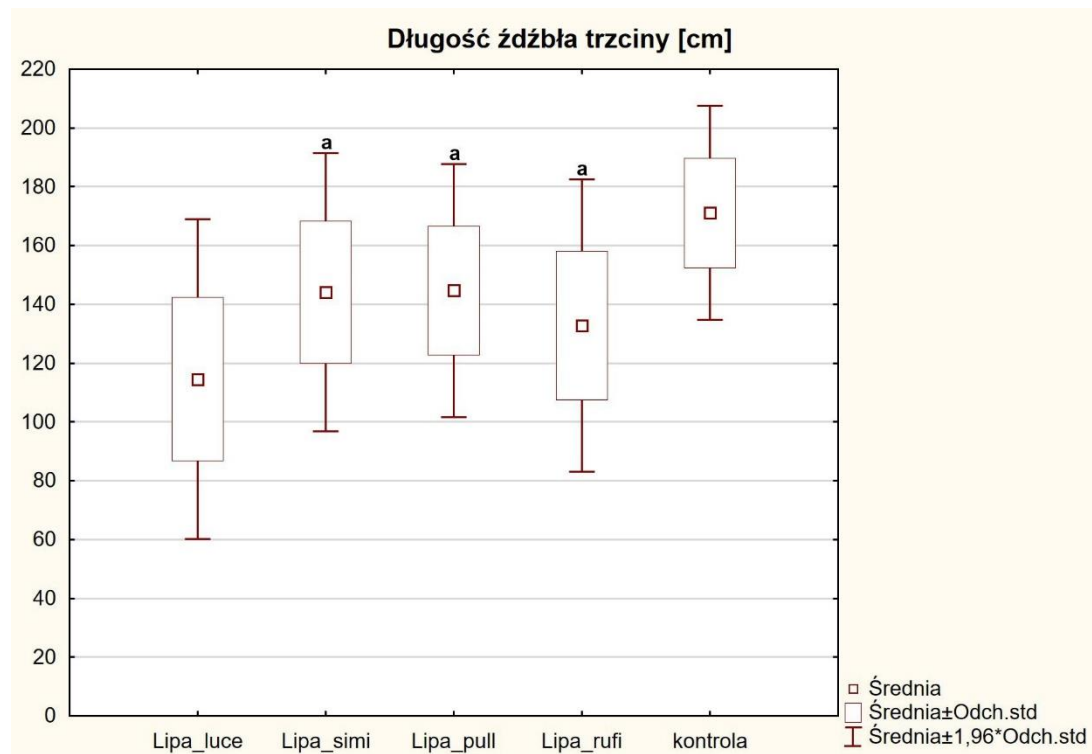
**Tab. 8.** Długość i średnica źdźbeł trzciny niezasiedlonych i zasiedlonych przez larwy *Lipara* spp. (średnia  $\pm$  odchylenie standardowe i zakres wartości).

Źdźbła	Długość [cm]	Średnica [cm]
niezasiedlone	171,2 $\pm$ 18,6 (120,0-255,0)	0,52 $\pm$ 0,09 (0,30-0,80)
z galasem <i>L. lucens</i>	114,7 $\pm$ 27,7 (45,0-268,0)	0,41 $\pm$ 0,11 (0,20-0,90)
z galasem <i>L. similis</i>	144,2 $\pm$ 24,1 (65,0-256,0)	0,44 $\pm$ 0,09 (0,20-0,90)
z galasem <i>L. pullitarsis</i>	144,7 $\pm$ 22,0 (73,0-243,0)	0,45 $\pm$ 0,08 (0,30-0,90)
z galasem <i>L. rufitarsis</i>	132,8 $\pm$ 25,3 (47,0-204,0)	0,44 $\pm$ 0,11 (0,10-0,90)

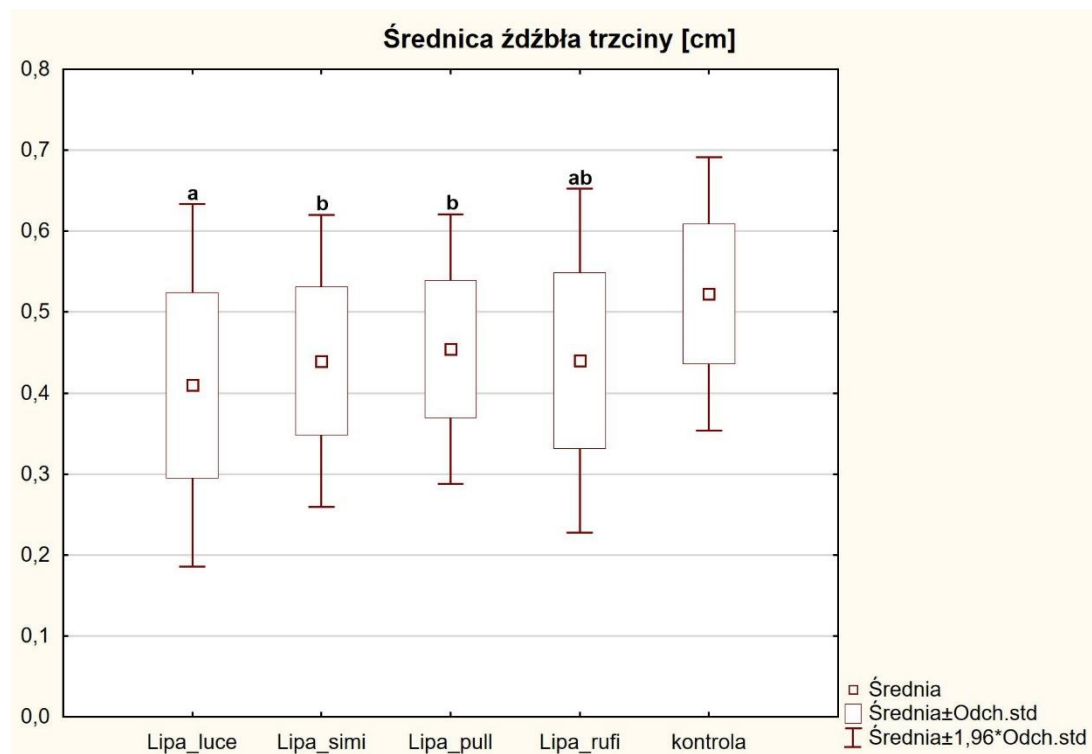
Długość źdźbeł skolonizowanych była, zależnie od gatunku, krótsza od źdźbeł nieskolonizowanych średnio o 15,5-33,0%. W stopniu największym wzrost trzciny hamowało wytwarzanie się galasów *L. lucens*, w najmniejszym – galasów *L. similis* i *L. pullitarsis*. Średnia długość źdźbeł z galasami *L. pullitarsis* była bliska średniej między tymi wartościami skrajnymi (Tab. 8).

Źdźbła skolonizowane przez *Lipara* spp. cechowały się też mniejszą średnicą, choć różnice względne były mniejsze, niż w przypadku długości: średnio 13,5-21,2%. Największy okazał się wpływ żerowania larw *L. lucens*, a najmniejszy – *L. pullitarsis*. Dla *L. similis* oraz *L. rufitarsis* stwierdzono tę samą średnią wartość spadku średnicy, niewiele wyższą niż u *L. pullitarsis* (o około 28%) (Tab. 8).

Zróznicowanie obu omówionych wyżej parametrów okazało się wysoce istotne statystycznie (test Kruskala-Wallisa, w obu przypadkach  $p < 0,0001$ ). W obu analizach stwierdzono istotność różnic między danymi kontrolnymi i danymi dla wszystkich badanych gatunków *Lipara*. Odnotowano ją również między przez większością par porównywanych gatunków (testy post-hoc) – szczególnie w przypadku długości (Ryc. 55, 56).



**Ryc. 55.** Zróżnicowanie długości żdźbeł zasiedlonych przez poszczególne gatunki *Lipara*: Lipa\_luce – *L. lucens*, Lipa\_simi – *L. similis*, Lipa\_pull – *L. pullitarsis*, Lipa\_rufi – *L. rufitarsis*. Małymi literami zaznaczono grupy jednorodne.



**Ryc. 56.** Zróżnicowanie średnicy żdźbeł. Skróty i wyjaśnienia jak w Ryc. 53.

**Tab. 9.** Długość źdźbeł trzciny zasiedlonych i niezasiedlonych przez larwy *Lipara* (średnia  $\pm$  odchylenie standardowe i zakres wartości) – zróżnicowanie siedliskowe.

Gatunek	Las	Łąka	Torfowisko	Zbiornik wodny
<i>L. lucens</i>	123,9 $\pm$ 13,7 (89,0-163,0)	104,3 $\pm$ 32,8 (45,0-268,0)	128,2 $\pm$ 17,6 (98,0-165,0)	134,9 $\pm$ 8,8 (117,0-142,0)
<i>L. similis</i>	145,7 $\pm$ 14,7 (102,0-172,0)	145,6 $\pm$ 29,2 (65,0-256,0)	137,6 $\pm$ 20,2 (86,0-179,0)	145,1 $\pm$ 16,9 (111,0-178,0)
<i>L. pullitarsis</i>	152,6 $\pm$ 15,5 (7,0-177,0)	145,4 $\pm$ 27,8 (78,0-243,0)	140,7 $\pm$ 17,9 (73,0-185,0)	142,6 $\pm$ 18,9 (98,0-188,0)
<i>L. rufitarsis</i>	139,7 $\pm$ 18,7 (112-164)	129,7 $\pm$ 28,4 (47,0-204,0)	139,7 $\pm$ 15,3 (107,0-164,0)	131,8 $\pm$ 29,1 (88,0-177,0)
kontrola	175,3 $\pm$ 17,8 (121,0-255,0)	169,6 $\pm$ 18,7 (120,0-247,0)	168,6 $\pm$ 19,6 (12,01-247,0)	169,6 $\pm$ 17,7 (121,0-229,0)

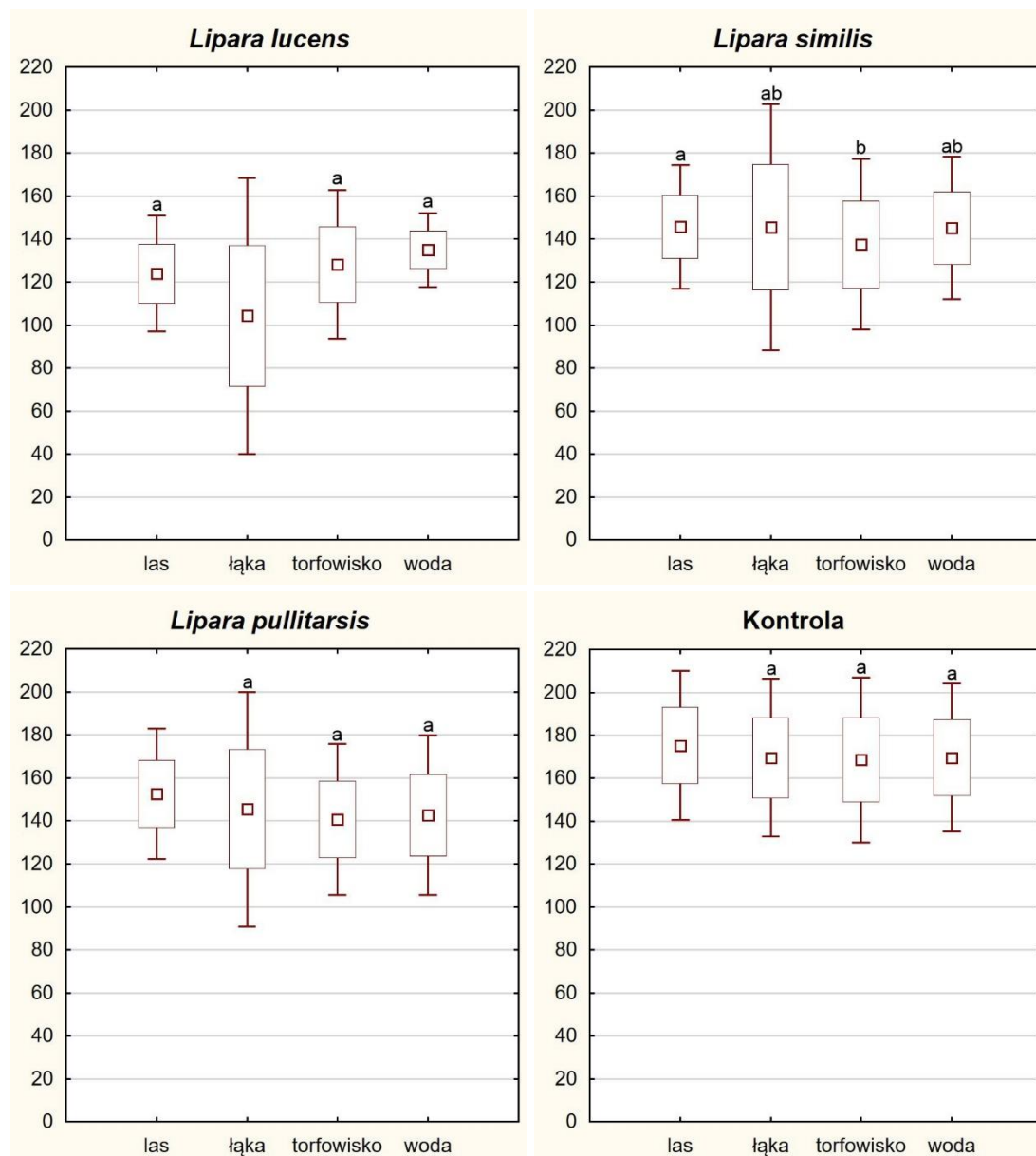
**Tab. 10.** Średnica źdźbeł trzciny zasiedlonych i niezasiedlonych przez larwy *Lipara* (średnia  $\pm$  odchylenie standardowe i zakres wartości) – zróżnicowanie siedliskowe.

Gatunek	Las	Łąka	Torfowisko	Zbiornik wodny
<i>L. lucens</i>	0,34 $\pm$ 0,06 (0,20-0,50)	0,46 $\pm$ 0,12 (0,30-0,90)	0,38 $\pm$ 0,10 (0,30-0,60)	0,38 $\pm$ 0,06 (0,30-0,50)
<i>L. similis</i>	0,40 $\pm$ 0,08 (0,20-0,50)	0,46 $\pm$ 0,10 (0,30-0,90)	0,45 $\pm$ 0,08 (0,30-0,70)	0,43 $\pm$ 0,08 (0,10-0,60)
<i>L. pullitarsis</i>	0,47 $\pm$ 0,07 (0,30-0,60)	0,46 $\pm$ 0,09 (0,30-0,80)	0,45 $\pm$ 0,08 (0,30-0,90)	0,43 $\pm$ 0,07 (0,30-0,60)
<i>L. rufitarsis</i>	0,39 $\pm$ 0,10 (0,30-0,60)	0,46 $\pm$ 0,12 (0,30-0,90)	0,43 $\pm$ 0,07 (0,30-0,50)	0,38 $\pm$ 0,09 (0,30-0,50)
kontrola	0,55 $\pm$ 0,08 (0,30-0,80)	0,51 $\pm$ 0,08 (0,30-0,70)	0,51 $\pm$ 0,09 (0,30-0,80)	0,51 $\pm$ 0,08 (0,30-0,70)

U wszystkich czterech gatunków *Lipara* i w próbach kontrolnych stwierdzono zauważalne różnice długości i średnicy źdźbeł między siedliskami (Tab. 9, 10, Ryc. 56, 57). Dla długości źdźbeł były one istotne statystycznie w czterech przypadkach – *L. lucens*:  $p < 0,0001$ ; *L. similis*:  $p = 0,375$ ; *L. pullitarsis*:  $p < 0,0001$ ; kontrola:  $p < 0,0001$  (test Kruskala-Wallisa). Natomiast dla średnicy źdźbeł istotność różnic stwierdzono we wszystkich przypadkach – *L. lucens*:  $p < 0,0001$ ; *L. similis*:  $p < 0,0001$ ; *L. pullitarsis*:  $p = 0,0017$ ; *L. rufitarsis*:  $p = 0,045$ ; kontrola:  $p < 0,0001$  (test Kruskala-Wallisa).

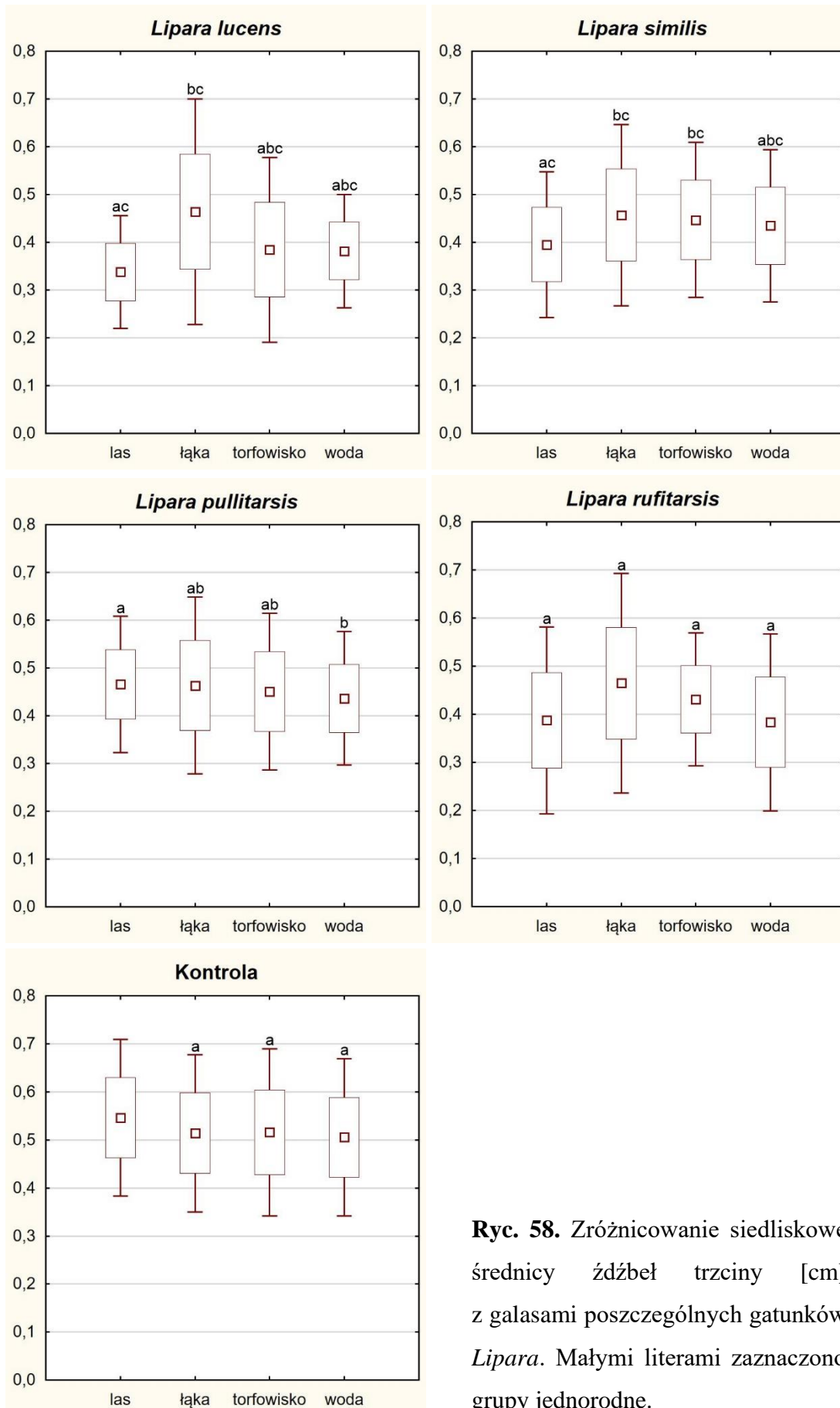
Zróżnicowanie rozmiarów trzciny zasiedlonych przez gatunki *Lipara* w różnych siedliskach mierzone różnicą między największą i najmniejszą wielkością średnią, było większe, niż w próbach kontrolnych: dla długości wynosiła ona 5,9-29,3% (śr. 12,8%) przy 4,0% w próbach kontrolnych, natomiast dla średnicy – 15,0-21,1% (śr. 17,9%) przy 7,8% w próbach kontrolnych. Największe zróżnicowanie odnotowano pod obydwoma względami i *L. lucens*, najmniejsze u *L. similis* (Tab. 9, 10).





**Ryc. 57.** Zróźnicowanie siedliskowe długości źdźbeł [cm] z galasami poszczególnych gatunków *Lipara* (tylko dane istotne statystycznie). Małymi literami zaznaczono grupy jednorodne.

Żaden z rozkładów wartości średnich (Tab. 9, 10, Ryc. 57, 58) dla badanych gatunków *Lipara* nie pokrywa się z rozkładem danych kontrolnych. W przypadku długości źdźbeł, najbardziej zbliżony jest u *L. similis* i *L. pullitarsis*, najmniej u *L. lucens*. Dla średnicy źdźbeł zbliżony jest tylko u *L. pullitarsis*, dla innych jest mocno odmienny.



**Ryc. 58.** Zróżnicowanie siedliskowe średnicy źdźbeł trzciny [cm] z galasami poszczególnych gatunków *Lipara*. Małymi literami zaznaczono grupy jednorodne.

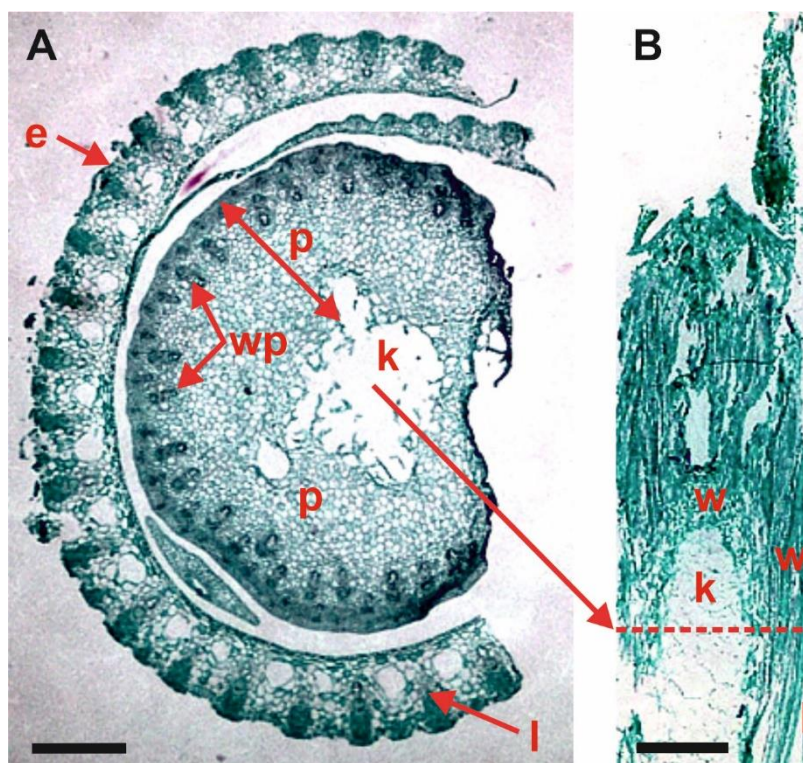
Przedstawiona powyżej zmienność nie koreluje też z omówionymi w rozdziale 8.2. zagęszczeniami galasów *Lipara* spp. w poszczególnych siedliskach.

Brak zgodności omawianego zróżnicowania z danymi kontrolnymi (nt. źdźbeł trzciny bez *Lipara*) wskazuje, że nie jest ono odbiciem warunków rozwoju panujących w danym siedlisku dla rośliny żywicielskiej *Lipara* spp. A przynajmniej te warunki są jednymi z wielu czynników wpływających na funkcjonowanie larw *Lipara* w galasach i na ich interakcje z zasiedlonym źdźbłem.

## 8.6. Budowa wewnętrzna galasów *Lipara* spp.

### Zdrowe źdźbła *Phragmites australis*

Analizę budowy anatomicznej galasów należy rozpocząć od opisu anatomii źdźbła niezasiedlonego przez muchówki z rodzaju *Lipara*, jako tła do porównań.



**Ryc. 59.** Budowa histologiczna części szczytowej zdrowego źdźbła *Phragmites australis*: przekrój poprzeczny (A) i podłużny (B); e – epiderma, p – parenchyma, wp – wiązki przewodzące, l – liść, w – węzeł (przegroda), k – kanał. Skala: 2 mm.

W przekroju poprzecznym zdrowego, młodego źdźbła o długości części nadwodnej pędu wynoszącej 30 cm, od zewnątrz wyróżnia się: epidermę, grubą warstwę parenchymy (komórki mięksiszowe) z wiązkami kolateralnymi zamkniętymi oraz kanał powietrzny (Ryc. 59A).

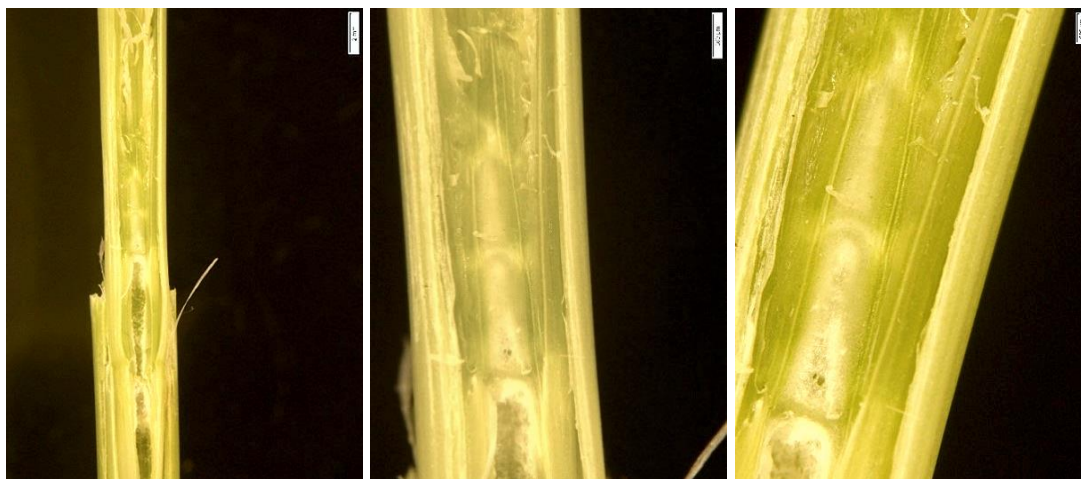
Epiderma zbudowana jest z niewielkich komórek ściśle przylegających do siebie. Pod nią znajdują się komórki parenchymy tworzące szeroką warstwę, która stanowi zasadniczą część łodygi. Komórki budujące parenchymę mają podobny, zaokrąglony kształt, a ich wielkość jest w niewielkim stopniu zróżnicowana.

W warstwie subepidermalnej (tuż pod skórka) znajdują się komórki mniejsze (niewielkie, drobne), a w miarę zbliżania się do środka źdźbła ich rozmiary zwiększają się. W najbardziej zewnętrznej części tej warstwy znajdują się wiązki przewodzące tworzące 2 pierścienie. Pierścień zewnętrzny (pod skórka) tworzą wiązki o małych przekrojach, a wewnętrzny składa się z wiązek przewodzących, które ułożone są naprzemiennie w bliższej i dalszej odległości od powierzchni źdźbła. Takie ułożenie decyduje o tym, że pierścień wiązek przewodzących jest stosunkowo szeroki i mniej regularny niż w źdźbłach innych gatunków roślin.

W centralnej części młodej łodygi znajduje się stosunkowo niewielki kanał. W pokazanym przekroju poprzecznym jest on pusty, jedynie na jego brzegach znajdują się resztki zdegenerowanych komórek parenchymatycznych. Niewielki rozmiar kanału świadczy o tym, że znajduje się on w początkowej fazie formowania.

W przekroju podłużnym źdźbła (Ryc. 59B) zaznacza się wyraźnie węzeł (przegroda) zbudowany z drobnych, ściśle ułożonych komórek parenchymatycznych. Wewnątrz międzywęzła znajduje się owalny w przekroju kanał wypełniony niewielką ilością pozostałości po zdegenerowanych komórkach parenchymatycznych.

Obraz makroskopowy wnętrza zdrowego źdźbła w przekroju podłużnym, w różnych przybliżeniach, przedstawia Ryc. 60.

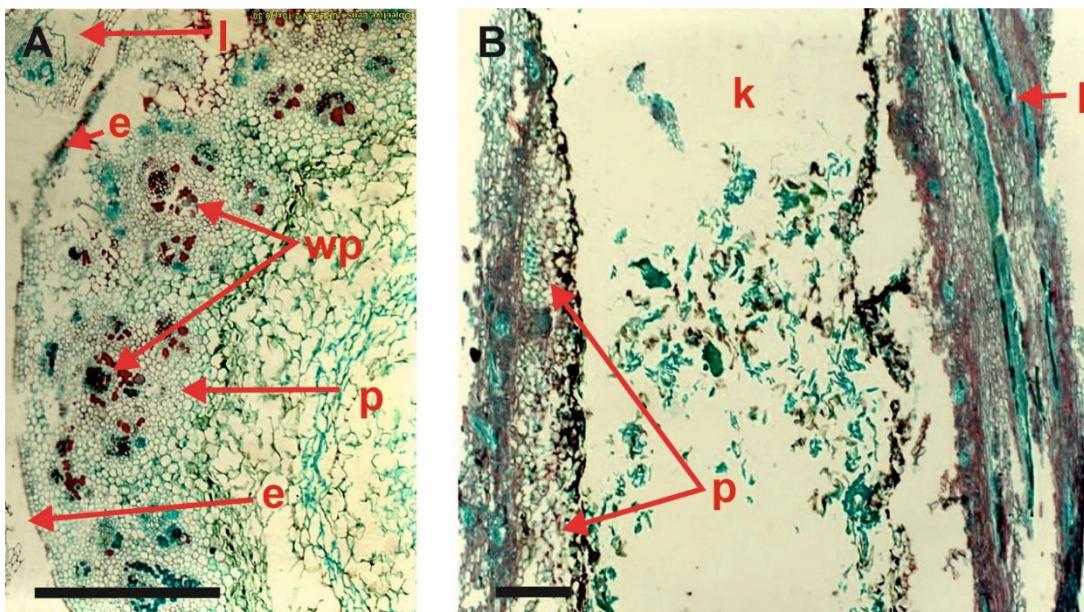


**Ryc. 60.** Wygląd wnętrza zdrowego źdźbła *Phragmites australis* pod mikroskopem stereoskopowym; skala: rycina lewa – 2 mm, środkowa – 0,5 mm, prawa – 0,2 mm.

### Żdźbło *Phragmites australis* zaatakowane przez *Lipara lucens*

W przekroju poprzecznym dojrzałego galasa, w którym znajdowała się larwa III-ego stadium *L. lucens*, widoczna jest zmieniona budowa anatomiczna żdźbła, w porównaniu do łodygi kontrolnej (Ryc. 61A).

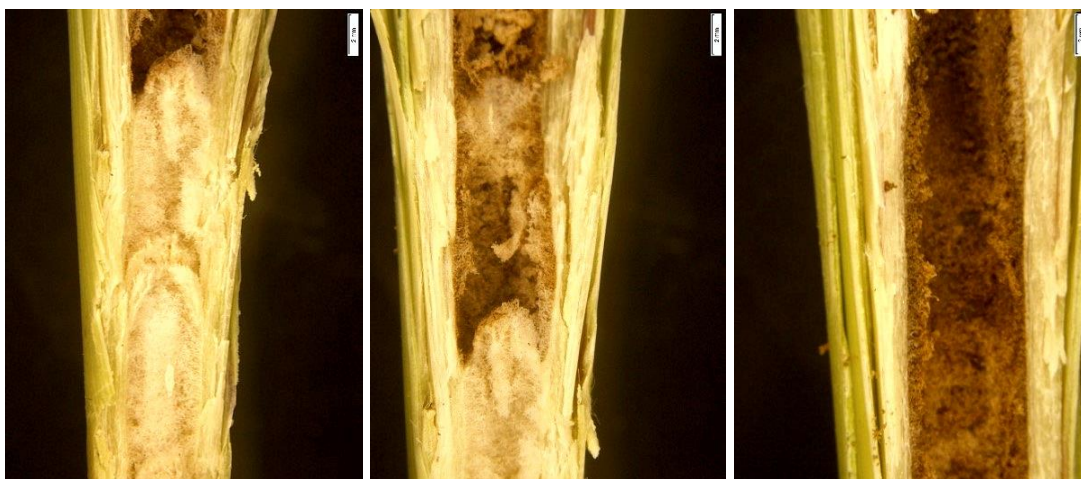
Począwszy od zewnątrz leży pojedyncza warstwa komórek tworząca epidermę, następnie szeroka warstwa parenchymy złożonej z dwóch zróżnicowanych warstw komórek. Środek galasu zajmuje powiększony przez żerującą larwę kanał. W parenchymie znajdują się wiązki kolateralne zamknięte zbudowane z ksylemu (drewno) i floemu (łyko). Ksylem znajduje się bliżej środka łodygi, natomiast floem znajduje się od strony zewnętrznej łodygi (od strony skórki). Wiązki przewodzące są zróżnicowane pod względem wielkości i tworzą nieregularny pierścień. Poszczególne wiązki przewodzące są oddzielone tkanką parenchymatyczną. Komórki tworzące tkankę mięksiszową bliżej osi żdźbła są znacznie większe i mają bardziej nieregularne kształty niż te, które znajdują się bliżej jego powierzchni. Ponadto, uwagę zwracają ściany komórkowe, które są wybarwione na znacznie ciemniejszy kolor, oraz ich znaczne zniszczenie. Część komórek parenchymy ma rozerwane ściany komórkowe.



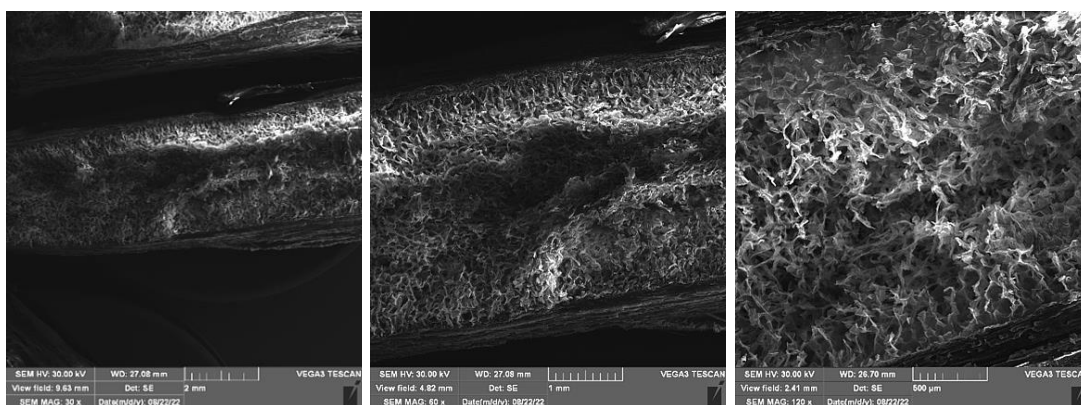
**Ryc. 61.** Budowa histologiczna części szczytowej żdźbła *Phragmites australis* zaatakowanego przez *Lipara lucens*: przekrój poprzeczny (A) i podłużny (B); e – epiderma, p – parenchyma, wp – wiązki przewodzące, l – liść, k – kanał. Skala: 0,5 mm.

Na przekroju podłużnym, komórki graniczące z kanałem powietrznym międzywęzła są wyraźnie zniszczone w wyniku działalności larwy. Są pozbawione zawartości, a część z materiału w ich pobliżu jest zabarwiona na kolor brunatny. Z jednej strony (lewej) warstwa komórek ściśle przylega do pozostałej, niezniszczonej tkanki miękiszowej, natomiast po stronie przeciwnej (prawej) jest od niej oderwana. W centralnej części kanału wydrążonego przez larwę znajdują się pozostałości tkanki zniszczonej przez larwę (Ryc. 61B).

Obrazy makroskopowe wnętrza galasów *L. lucens* przedstawiono na Ryc. 62, natomiast obrazy w SEM – na Ryc. 63.



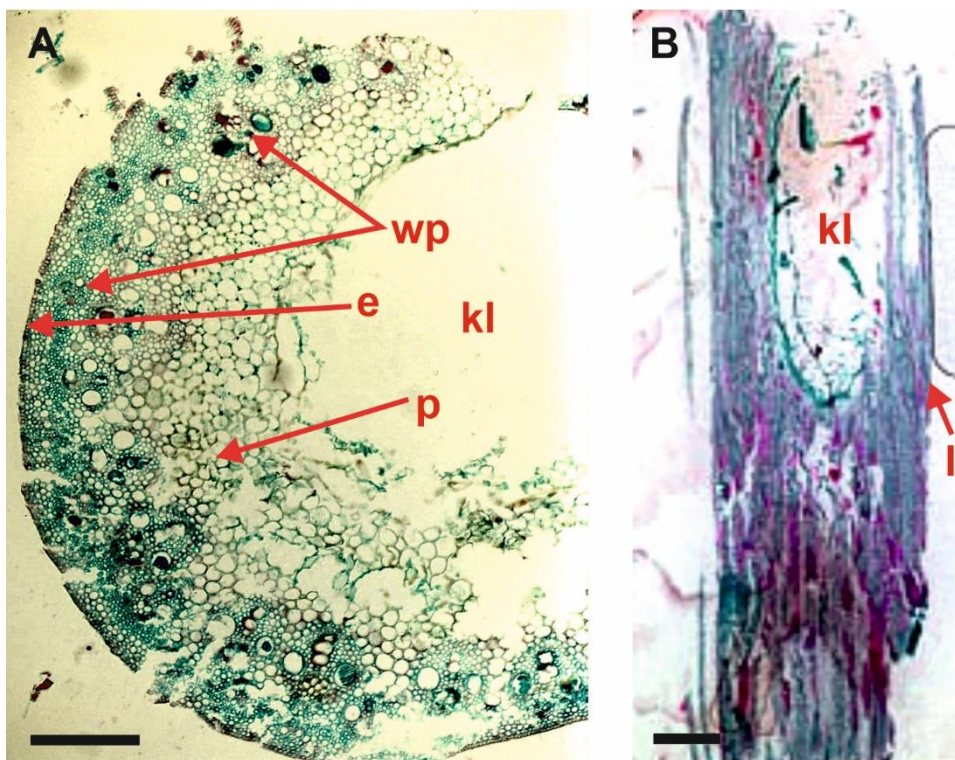
**Ryc. 62.** Wygląd wnętrza galasu *Lipara lucens* pod mikroskopem stereoskopowym; skala: 2 mm.



**Ryc. 63.** Zdjęcia SEM wnętrza galasu *Lipara lucens*.

### Żdźbło *Phragmites australis* zaatakowane przez *Lipara similis*

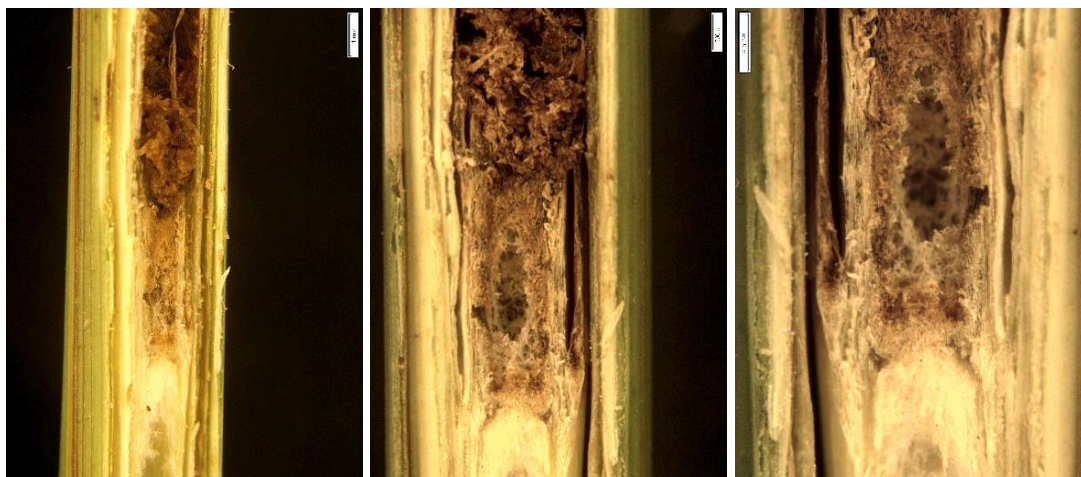
Zasadniczy plan budowy anatomicznej łodygi zaatakowanej przez *L. similis* jest taki, jak łodyg zaatakowanych przez inne gatunki z tego rodzaju – wyróżnia się: epidermę, warstwę komórek parenchymatycznych i kanał larwalny. Różnice dotyczą ułożenia wiązek przewodzących, a najwyraźniejsze zmiany są widoczne wokół kanału powiększonego przez larwę: komórki parenchymatyczne wokół niego są powiększone w stosunku do komórek występujących bliżej epidermy. Ich warstwa na preparatach jest szeroka. W przekroju podłużnym widać komórki zabarwione na kolor zielony (Ryc. 64).



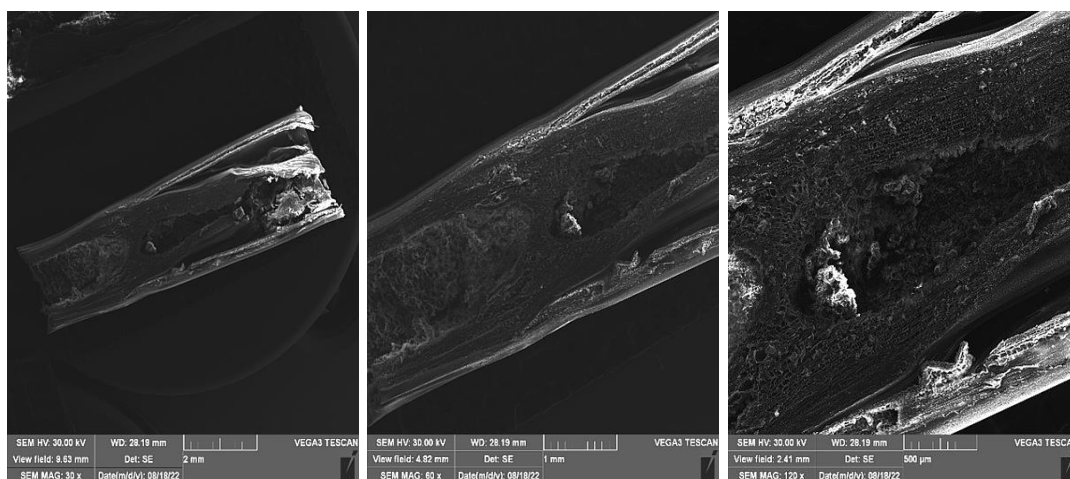
**Ryc. 64.** Budowa histologiczna części szczytowej źdźbła *Phragmites australis* zaatakowanego przez *Lipara similis*: przekrój poprzeczny (A) i podłużny (B); e – epiderma, p – parenchyma, wp – wiązki przewodzące, l – liść, kl – kanał larwalny. Skala: A – 0,2 mm, B – 2 mm.

Obrazy makroskopowe wnętrza galasów *L. lucens* przedstawiono na Ryc. 65, natomiast obrazy w SEM – na Ryc. 66.





**Ryc. 65.** Wygląd wnętrza galasu *Lipara similis* pod mikroskopem stereoskopowym; skala: obraz lewy – 1 mm, środkowy – 0,5 mm, prawy – 0,2 mm.

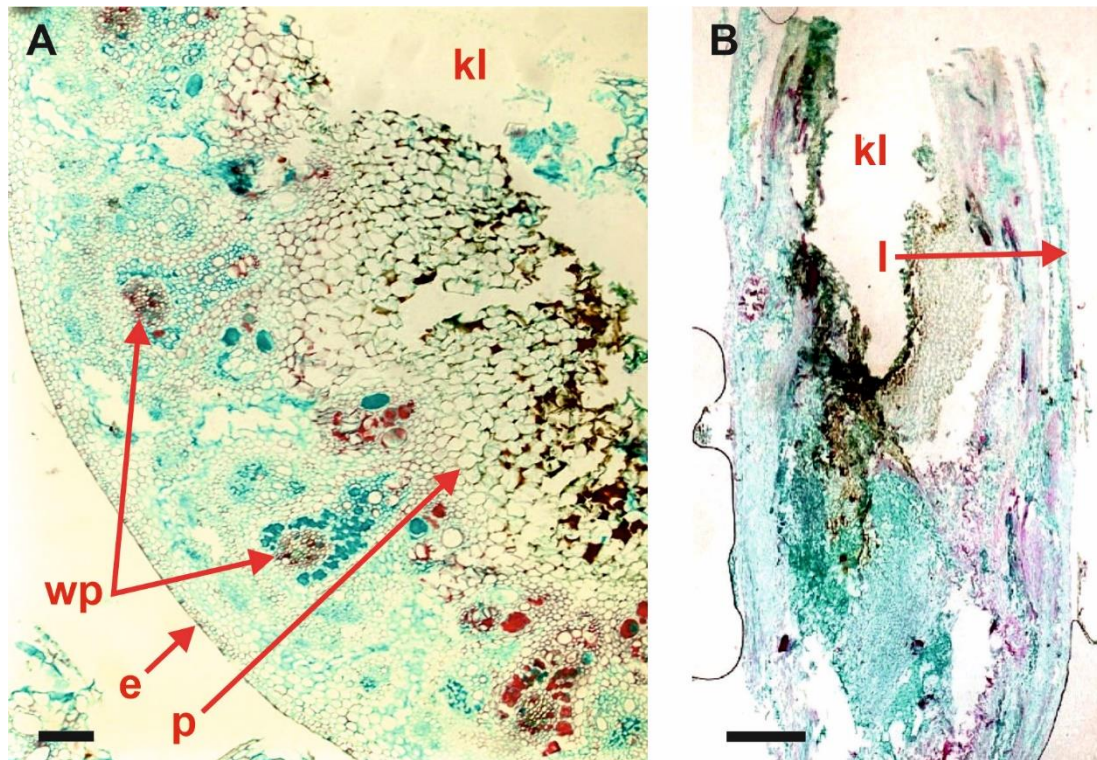


**Ryc. 66.** Zdjęcia SEM wnętrza galasu *Lipara similis*.

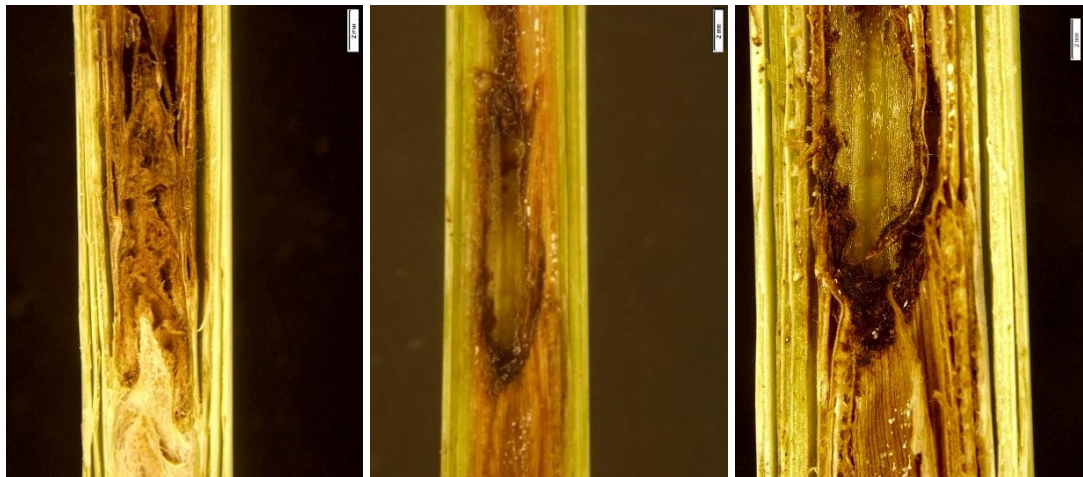
### ***Żdźbło Phragmites australis zaatakowane przez Lipara pullitarsis***

W przekroju poprzecznym źdźbła zaatakowanego przez *Lipara pullitarsis* wyróżnia się te same elementy, które występują w budowie zdrowej łodygi, czyli epidermę i warstwę parenchymy z wiązkami przewodzącymi (Ryc. 67A).

Wiązki tworzące pierścień zewnętrzny są w przekroju poprzecznym bardzo małe, w porównaniu z tymi w łodygach roślin zaatakowanych przez inne gatunki rodzaju *Lipara*. Natomiast wiązki przewodzące pierścienia wewnętrznego są znacznie większe, a ich ułożenie jest bardziej nierównomierne niż wiązek, które tworzą pierścień zewnętrzny.



**Ryc. 67.** Budowa histologiczna części szczytowej źdźbła *Phragmites australis* zaatakowanego przez *Lipara pullitarsis*: przekrój poprzeczny (A) i podłużny (B); e – epiderma, p – parenchyma, wp – wiązki przewodzące, l – liść, kl – kanał larwalny. Skala: A – 0,1 mm, B – 2 mm.

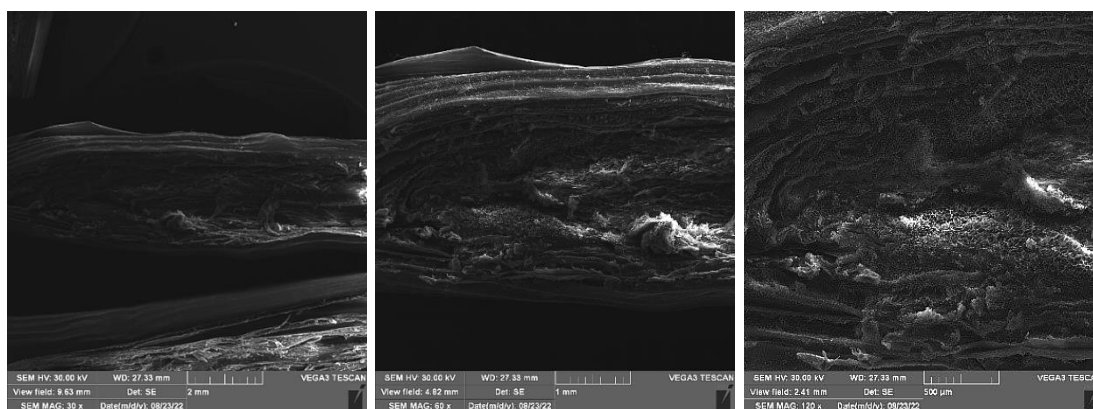


**Ryc. 68.** Wygląd wnętrza galasu *Lipara pullitarsis* pod mikroskopem stereoskopowym; skala: obraz lewy i środkowy – 2 mm, prawy – 1 mm.

Zasadnicza warstwa łądygi zbudowana z komórek parenchymatycznych jest zróżnicowana się pod względem ich wielkości. Największe komórki miękkiszowe znajdują się bliżej kanału powiększonego przez larwę.

Zarówno na przekroju poprzecznym, jak i podłużnym (Ryc. 67B) dojrzałego galasu widać wyraźnie miejsce żerowania larwy. Komórki miękkiszu zostały zjedzone przez larwę, natomiast komórki sąsiadujące z larwą obumarły. Wokół kanału, komórki tkanki miękkiszowej zostały zabarwione na kolor brunatny.

Obrazy makroskopowe wnętrza galasów *L. pullitarsis* przedstawiono na Ryc. 68, natomiast obrazy w SEM – na Ryc. 69.

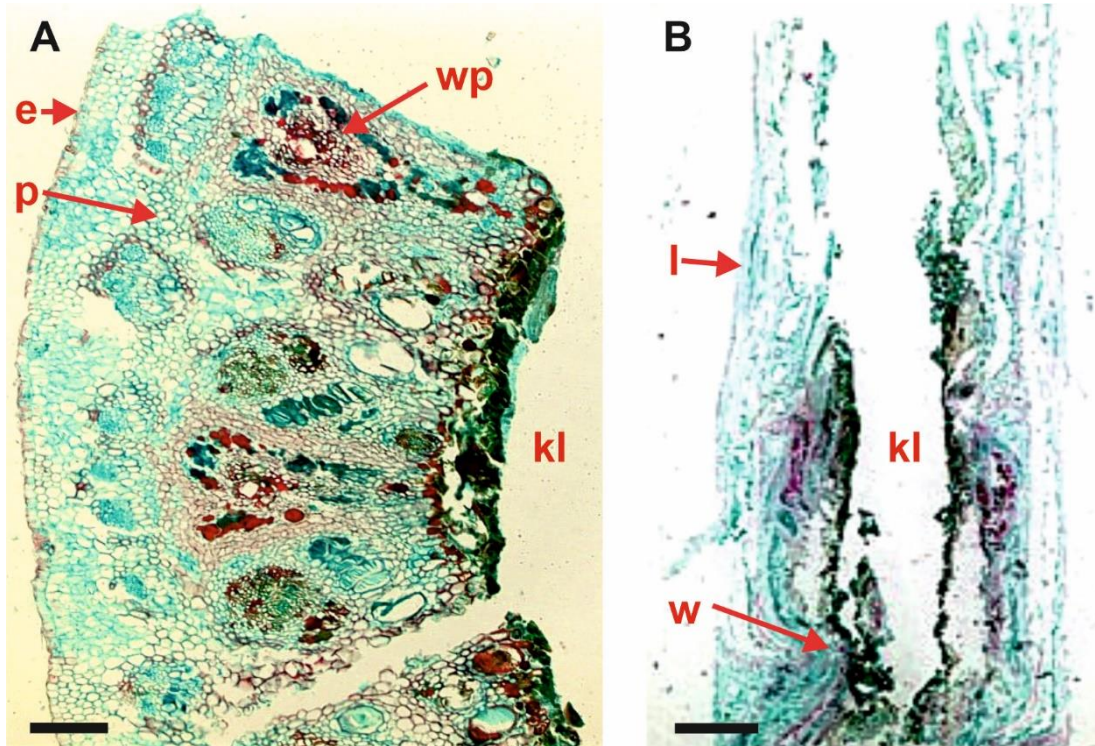


Ryc. 69. Zdjęcia SEM wnętrza galasu *Lipara pullitarsis*.

### **Żdźbło *Phragmites australis* zaatakowane przez *Lipara rufitarsis***

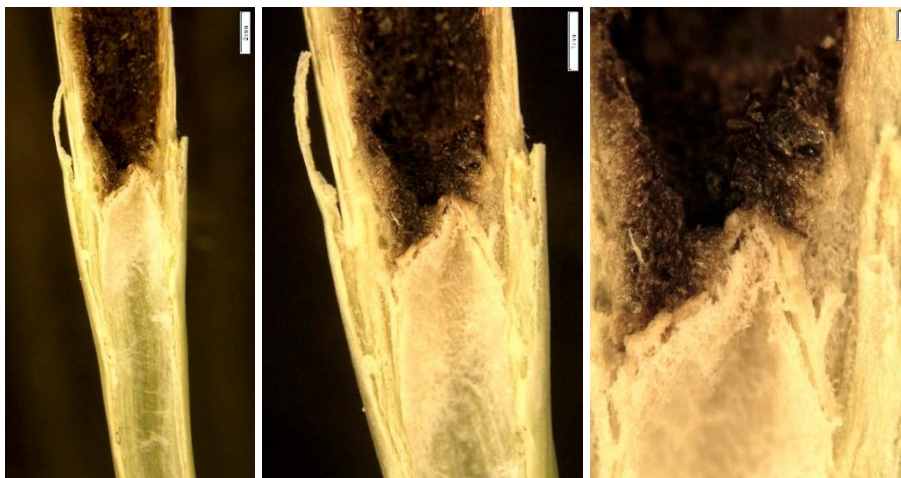
W przekroju poprzecznym żdźbła zaatakowanego przez *L. rufitarsis* można wyróżnić (jak w przypadku pozostałych gatunków) epidermę i warstwę parenchymy z wiązkami przewodzącymi. Wiązki przewodzące są ułożone w dwóch pierścieniach. Pierścień zewnętrzny tworzą wiązki przewodzące o mniejszych rozmiarach, a bardziej nieregularny pierścień wewnętrzny tworzą wiązki o większych rozmiarach. W obu pierścieniach wiązki różnią się nie tylko wielkością, ale również kształtem. Komórki parenchymatyczne budujące zasadniczą część łądygi mają zróżnicowaną wielkość i kształt. Im dalej od skórki w kierunku kanału larwalnego, tym są większe (Ryc. 70A).

W przekroju podłużnym dojrzałego galasu widać wyraźną komorę larwalną. Obejmuje ona nie tylko centralny obszar międzywęzła ale również węzeł. Materiał tworzący nierównomierną warstwę od strony kanału larwalnego jest zabarwiony na kolor zielony po wybarwieniu preparatu zielenią jasną (Ryc. 70B).

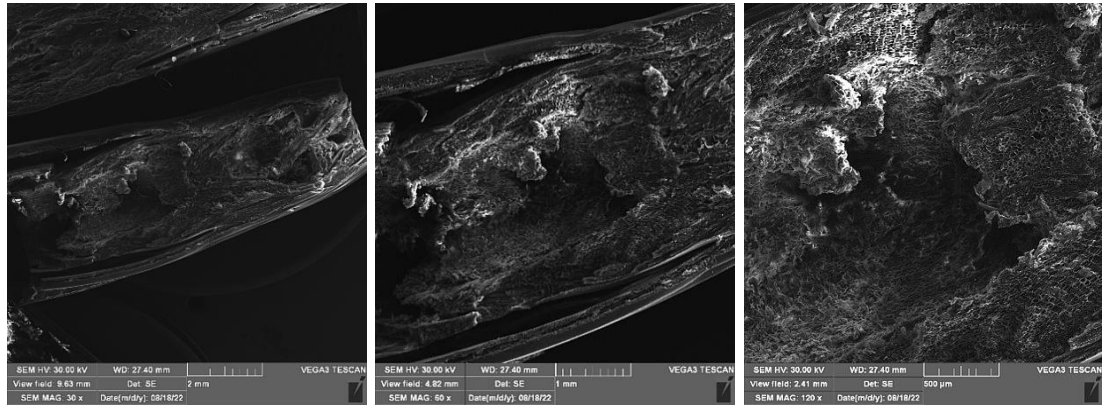


**Ryc. 70.** Budowa histologiczna części szczytowej źdźbła *Phragmites australis* zaatakowanego przez *Lipara rufitarsis*: przekrój poprzeczny (A) i podłużny (B); e – epiderma, p – parenchyma, wp – wiązki przewodzące, w – węzeł (przegroda), l – liść, kl – kanał larwalny. Skala: A – 0,1 mm, B – 2 mm.

Obrazy makroskopowe wnętrza galasów *L. pullitarsis* przedstawiono na Ryc. 71, natomiast obrazy w SEM – na Ryc. 72.



**Ryc. 71.** Wygląd wnętrza galasu *Lipara rufitarsis* pod mikroskopem stereoskopowym; skala: obraz lewy – 2 mm, środkowy – 1 mm, prawy – 0,2 mm.

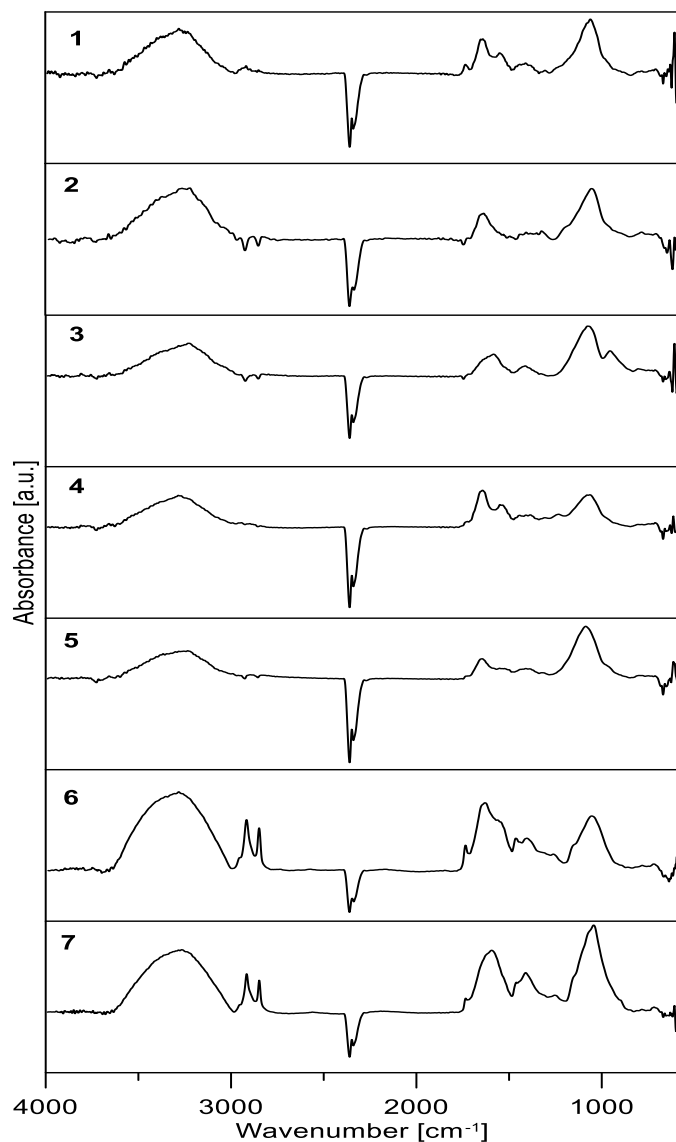


**Ryc. 72.** Zdjęcia SEM wnętrza galasu *Lipara rufitarsis*.

## 8.7. Wstępne badania składu chemicznego galasów *Lipara* spp.

### Analiza zawartości galasów za pomocą spektroskopii fourierowskiej w podczerwieni (FTIR)

Wyniki pomiarów wskazują na duże podobieństwa próbek z galasów różnych gatunków *Lipara* i też duże, różnice między nimi a materiałem kontrolnym (Ryc. 73).



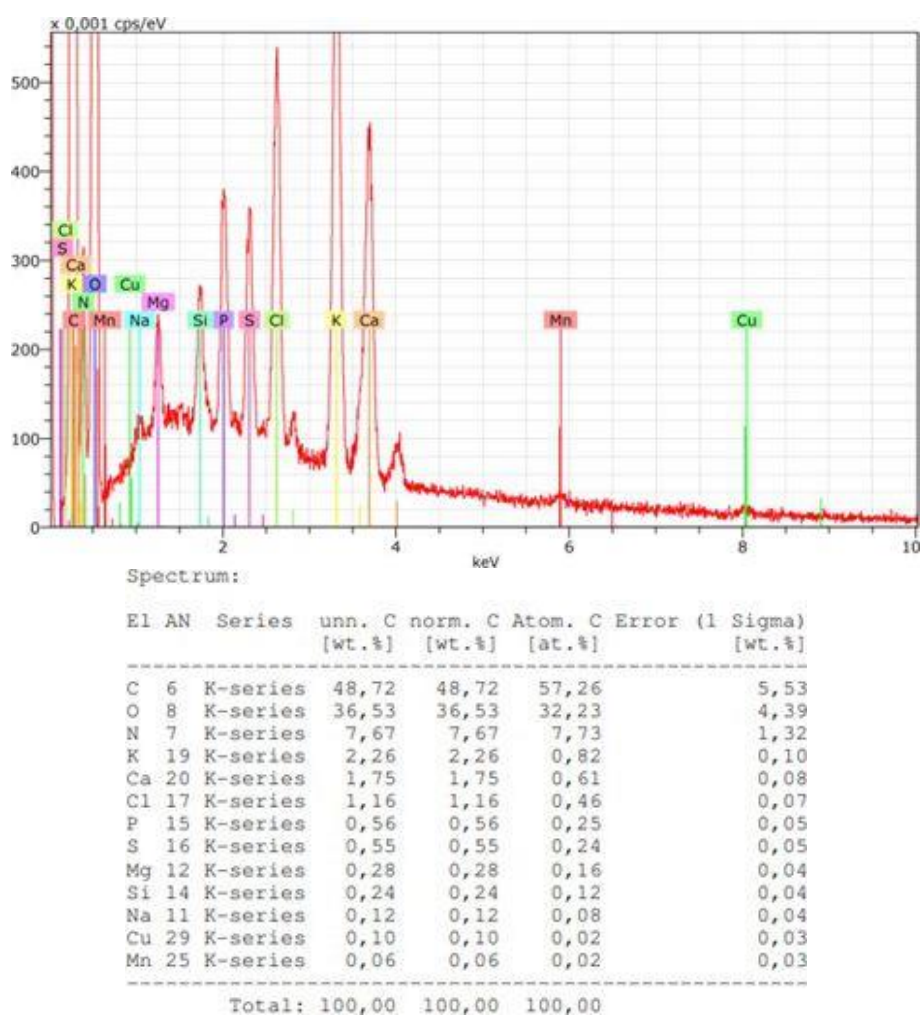
**Ryc. 73.** Widmo absorpcji badanych próbek: 1 – galas *Lipara similis*, 2 – galas *L. rufitarsis*, 3 – galas *L. lucens*, 4 – galas *L. pullitarsis*, 5 – *L. pullitarsis* w galasie *L. similis*, 6 – młode źdźbło bez galasa, 7 – stare źdźbło bez galasa.

W porównaniu do materiału kontrolnego, w próbkach nr 1-5 brak pasma drgań w zakresie  $3000-2800\text{ cm}^{-1}$ , które odpowiada drganiom grup  $\text{CH}_2$  i  $\text{CH}_3$ ; jest ono utożsamiane z lipidami. Wyraźne różnice widać też w zakresie  $1250-1700\text{ cm}^{-1}$ , gdzie występują pasma Amide I oraz Amide II odpowiadające białkom i ich strukturze drugorzędowej. Dlatego można stwierdzić z dużym prawdopodobieństwem, że larwy

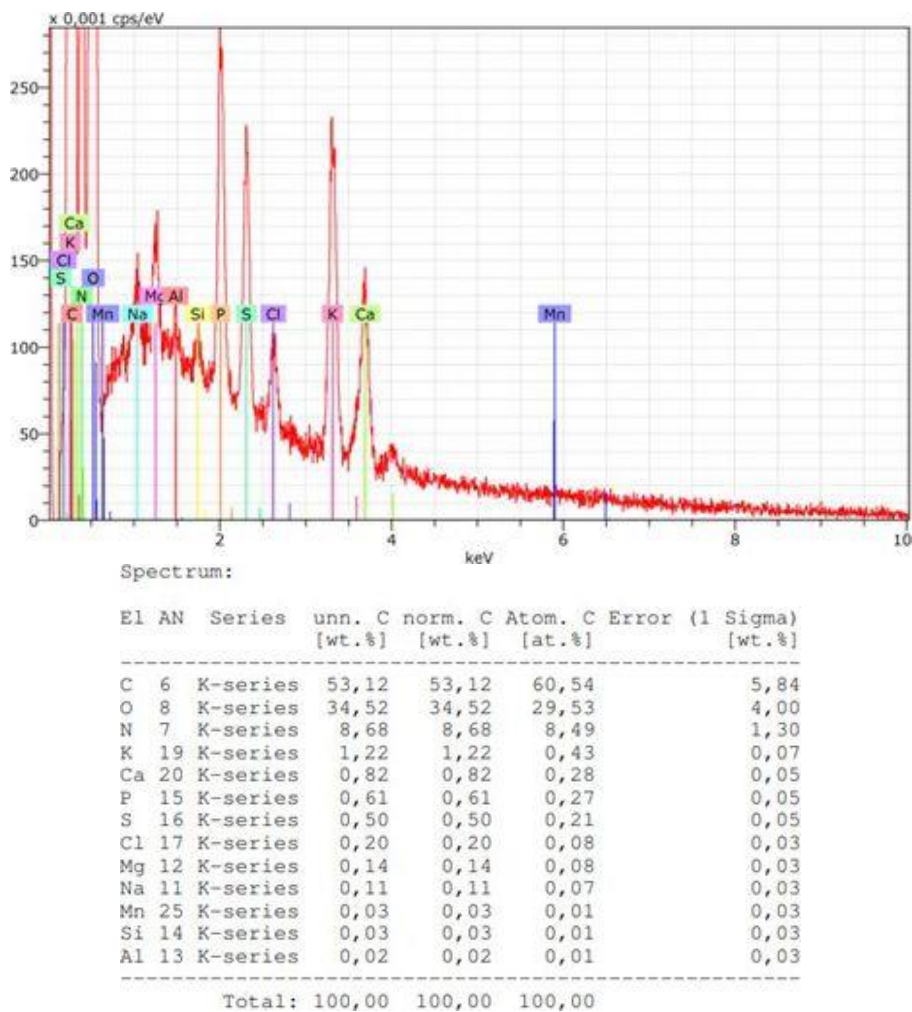
*Lipara* spp.: (1) skutecznie usuwają z wnętrza galasów lipidy (tłuszcze), (2) znacząco zmniejszają ilość białek w galasach.

### Analiza składu pierwiastkowego galasów za pomocą rentgenowskiej spektroskopii energodispersyjnej (EDS)

Testowo wykonano analizy składu żdźbeł trzciny z różnych stref trzciniowiska łąkowego w Chorupniku (Ryc. 74-76).



**Ryc. 74.** Widmo EDS wycinka galasu z *Lipara* sp. na stanowisku w Chorupniku – strefa zewnętrzna. EL – pierwiastek; AN – liczba atomowa; Seria – charakterystyczne linie rentgenowskie; unn. C [% wt.] – nieznormalizowane stężenie w procentach wagowych pierwiastka; norma. C [% wt.] – znormalizowane stężenie w procentach wagowych pierwiastka; atom C. [at.%] procent masy atomowej; C Error (1 sigma) [wt.%) = błąd w stężeniu w procentach wagowych na poziomie 1 sigma.



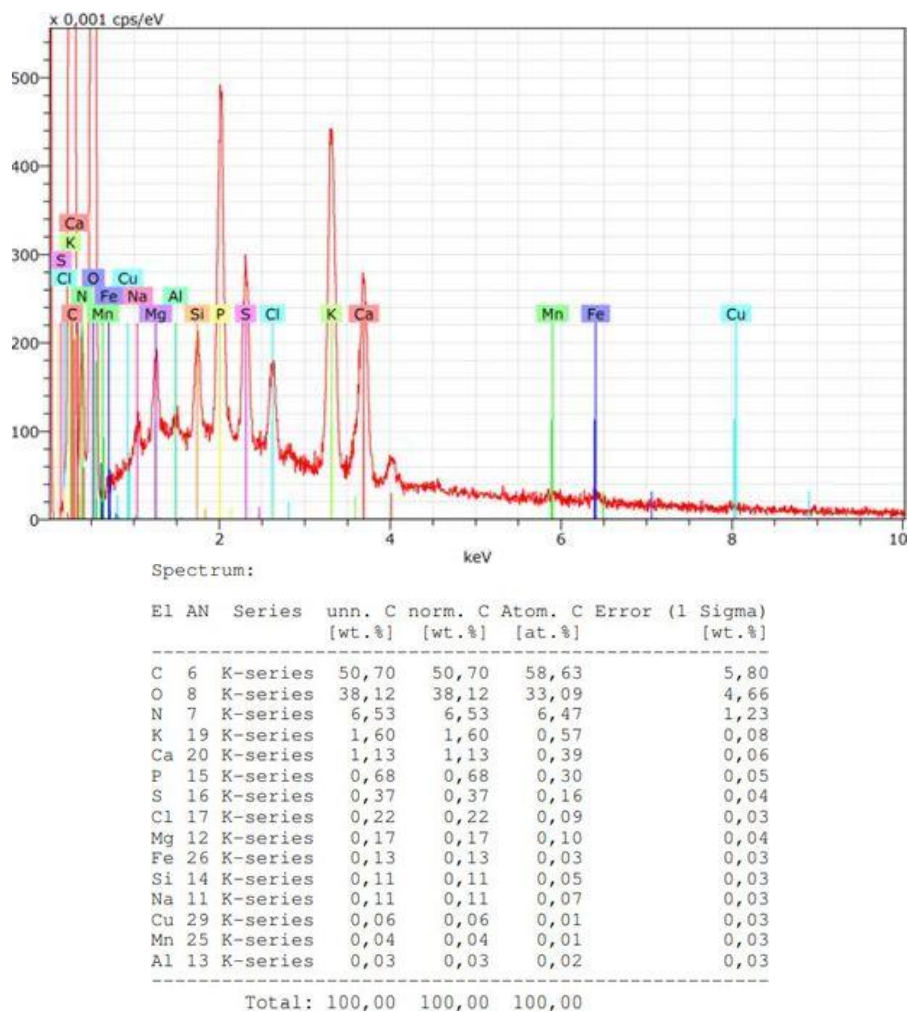
**Ryc. 75.** Widmo spektroskopii dyspersji energii (EDS) Widmo EDS wycinka galasu z *Lipara* sp. na stanowisku w Chorupniku – strefa środkowa. Skróty i wyjaśnienia na Ryc. 74.

Wyniki analiz tych trzech galasów zebranych w tym samym siedlisku i na tym samym stanowisku, ukazują różnice w udziale poszczególnych pierwiastków w ich składzie chemicznym (Ryc. 74-76).

W układzie od wartości najmniejszych do największych, różnice między najwyższym a najniższym udziałem danego pierwiastka wynosiły: węgiel (C) – 9,0%; sód (Na) – 9,1 %; tlen (O) – 10,4%; fosfor (P) – 21,4%; azot (N) – 32,9%; siarka (S) – 48,6%; potas (K) – 85,2%; magnez (Mg) – 100,0%; mangan (Mn) – 100,0%; wapń (Ca) – 113,4%; chlor (Cl) – 480,0%; krzem (Si) – 700,0%; miedź (Cu) – 9900,0%.

Przedstawione wyniki wskazują wstępnie, że z wyjątkiem podstawowych makroelementów, skład pierwiastkowy zasiedlanych źdźbeł jest bardzo zróżnicowany.





**Ryc. 76.** Widmo spektroskopii dyspersji energii (EDS) Widmo EDS wycinka galasu z *Lipara* sp. na stanowisku w Chorupniku – strefa wewnętrzna. Skróty i wyjaśnienia na Ryc. 74.

## 9. Dyskusja

Biologiczna koncepcja gatunku zakłada, że biologia jest jedną z jego cech charakterystycznych (Mayr, 1970). Badania cykli życiowych, zachowań oraz relacji owadów ze środowiskiem są obok opisów morfologicznych, podstawowym źródłem wiedzy o ich gatunkach. Literatura entomologiczna nie poświęca takim badaniom wystarczająco dużo miejsca, a ustalenia dotyczące życia owadów w środowisku ich występowania są często prezentowane zbyt skrótowo i okazjonalnie. Tak wygląda też wiedza o stanowiących temat niniejszej rozprawy, muchówkach z rodzaju *Lipara*.

Pierwsze informacje o owadach zasiedlających trzcinę pospolitą pojawiły się w drugiej połowie XIX w (Giraud, 1863). Od początku XX w. ukazał się szereg kolejnych prac, których tematem były galasy powstałe w wyniku kolonizacji przez muchówki z rodzaju *Lipara* (np. Reijnvaan, Docters van Leeuwen 1906; Ruppolt, 1957; Mook, 1967; Chvála i in., 1974; Nartshuk, 1983; Ferrar, 1987; De Bruyn, 1995; De Bruyn i in., 1998; De Bruyn, 2005, Grochowska, 2011). Najprawdopodobniej ze względu na najbardziej rzucający się w oczy kształt galasu (jak cygaro), najczęściej opisywanym gatunkiem stała się *L. lucens*. Pozostałe gatunki *Lipara* były obiektem zainteresowań entomologów w stopniu znacznie mniejszym.

Do początku lat 70-tych XX w., dane na temat *Lipara* były mało precyzyjne. Najwięcej miejsca na temat występowania larw w III stadium rozwojowym poświęcono w pracy Chvála i in. (1974). Jednak nie zwrócono tam uwagi na okresy składania jaj i pojawiania się młodych stadiów larwalnych. Braki w tym zakresie były stopniowo uzupełniała Grochowska w kolejnych artykułach dotyczących morfologii wszystkich czterech gatunków z rodzaju *Lipara* występujących w Polsce (Grochowska, 2006a, 2006b, 2007a, 2013). Jako pierwsza podała ona dokładne daty pojawienie się wszystkich stadiów rozwojowych tych gatunków. Podała również jako pierwsza, dane dotyczące długości trwania I oraz II stadium larwalnego. Niewątpliwie rozpoznanie morfologii stadiów przedimaginalnych było elementem niezbędnym do poznania cyklu życiowego i etologii tych muchówek (Grochowska, 2011). Jak wiadomo, monowalente muchówki z rodzaju *Lipara* można spotkać w terenie w określonych okresach charakterystycznych dla gatunku (Chvála i in., 1974). Wyjątkiem jest czerwiec, kiedy można znaleźć wszystkie stadia.

Grochowska (2011) pierwsza opisała migrację larw I stadium do osi łądygi. W zależności od miejsca składania jaj, pokonują one różne dystanse. Wszystkie muszą

przenieść się pod blaszką liściową jednego z trzech najwyższych liści. Również jako pierwsza wspomniała, że na wczesnym etapie rozwoju rośliny pochwy liściowe są dość miękkie i nie stanowią bariery dla larwy. Wcześniej wiedziano jedynie ogólnie, że larwa wnika do wnętrza łądy (Reijnvaan, Docters van Leeuwen, 1906). Ruppolt (1957) twierdził, że wszystkie larwy I stadium dochodzą do centralnej osi łądy i przemieszczają się w dół, aż do wierzchołka wzrostu. Grochowska (2011) całkowicie temu zaprzeczyła: jej obserwacje dowiodły, że tylko niektóre gatunki skupiają się nad merystemem wierzchołkowym, o czym świadczy obecność ich wylinek.

Przez długi czas najmniej poznane były larwy II stadium. Niestety Waitzbauer (1969) błędnie opisał larwy *L. lucens* twierząc, że I stadium, było w rzeczywistości stadium II. Przez ten błąd, przez długi czas błędnie opisywano zachowania larw III stadium. Obserwacje Grochowskiej (2011) wprowadziły nowe dane na temat zachowania się larw II stadium. Jako pierwsza wspomniała ona o sporadycznych zachowaniach larw II stadium *L. lucens*, które delikatnie wgryzały się w wierzchołek wzrostu. Z reguły merystem wierzchołkowy był zjadany przez larwy III stadium. Wiadomo, że larwy III stadium *L. lucens* i *L. rufitarsis* przemieszczają się poniżej merystemu wierzchołkowego i tak tworzą komorę larwalną, podczas gdy larwy *L. similis* i *L. pullitarsis* pozostają nad nim przez cały czas (Mook, 1967; Chvála i in., 1974; Vandevyvere, De Bruyn, 1998; De Bruyn i in., 1998; Grochowska, 2011). Poniżej merystemu wierzchołkowego tworzy się wspomniana już komora larwalna, która jest szczególnym rodzajem tkanki o gąbczastej konsystencji i śnieżnobiałej barwie (Reijnvaan, Docters van Leeuwen, 1906; Ruppolt, 1957; Mook, 1967; De Bruyn, 1995; De Bruyn i in., 1998).

Wbrew wcześniej panującej opinii Grochowska (2011) dowiodła też, że każdy gatunek z rodzaju *Lipara* inaczej zachowuje się wewnątrz łądy, co potwierdzają miejsca żerowania ich larw. Jest to wiedza o tyle istotna i przydatna, że pozwala na określenie gatunku już po przekrojeniu łądy wzdłuż pędu. W niniejszej pracy, podczas prac laboratoryjnych potwierdzono trafność tego stwierdzenia. Pomimo podobieństwa zniekształceń w przekroju podłużnym *L. lucens* i *L. rufitarsis*, istnieją znaczne różnice w rodzaju spożywanego pokarmu. *L. rufitarsis* konsumuje więcej substratów przed osiągnięciem wierzchołka wzrostu, niż *L. lucens*. Głównie zjada liście, ale też często na swojej drodze napotyka na kwiatostan. W związku z tym jej larwy, gdy osiągną wierzchołek wzrostu, zjadają mniej parenchymy od larw *L. lucens*. Konsekwencją tego działania jest powstanie bardziej rozwiniętego kanału larwalnego w galasach *L. rufitarsis*

niż w galasach *L. lucens*. Warunkiem powstania komory larwalnej jest zjedanie przez larwy merystemu wierzchołkowego. W przypadku tych dwóch gatunków przegryzają go larwy III stadium. Sporadycznie w przypadku powstania galasów *L. lucens* biorą udział również larwy II-ego stadium, niemniej jednak odgrywają one marginalną rolę w powstawaniu zniekształceń. Grochowska (2011) potwierdziła poglądy autorów wcześniejszych prac (Chvála i in, 1974; Pokorný, 1981), że komory larwalne są budowane głównie przez larwy III stadium.

Larwy drugiej grupy gatunków, *L. pullitarsis* i *L. similis*, nie przegryzają wierzchołka wzrostu, a tym samym nie tworzą komory larwalnej. Mimo wszystko występują również różnice między tymi gatunkami. *L. similis* zjada liście i kwiatostan, natomiast *L. pullitarsis* żywi się głównie liśćmi i tylko bardzo rzadko – rozwijającym się kwiatostanem. Kanał larwalny u *L. similis* kształtem przypomina prostą rurkę otoczoną stwardniałymi pochwami liściowymi. Kanał larwalny *L. pullitarsis* znajduje się wśród uszkodzonych blaszek liściowych, które otoczone są luźno pochwami skórnymi zwróconymi na zewnątrz (Grochowska, 2011).

Pokarm dla larw wszystkich gatunków z rodzaju *Lipara* to: liście, kwiatostan i parenchyma skolonizowanego źdźbła trzciny. Już na początku XX w, ustalono wysoką zawartość składników odżywczych w tkance mięksiszowej w galasach *L. lucens* (Reijnvaan, Docters van Leeuwen, 1906). Jednak dopiero de Bruyn (1992) wykazał, że nad merystemem wierzchołkowym wartość odżywcza parenchymy jest wyższa niż zwiniętych liści. Kolejną próbę identyfikacji składników organicznych podjęto w tym samym okresie i ustalono, że parenchyma zawiera lipidy i glukozę (Vandevyvere, De Bruyn, 1998). Grochowska (2011) podkreśliła, że znaczną częścią pokarmu dla larw są nie tylko liście i parenchyma, ale także kwiatostan. Jako pierwsza określiła, że larwy III stadium zjadają rozkładającą się tkankę roślinną w sposób zbliżony do fitosaprofaga. Jak wiadomo, ostatnie stadium larwalne pochłania ponad 60% pokarmu niezbędnego do rozwoju (Hodkinson, Hughes, 1982). Miejsce żerowania dwóch młodszych stadiów rozwojowych jest zdecydowanie mniejsze od żerowania larw III stadium. Larwy I stadium tworzą bardzo delikatne, ledwo widoczne obszary żerowania. Oczywiście największe straty obserwuje się podczas żerowania larw ostatniego stadium. Ten element jest charakterystyczny dla wszystkich gatunków z rodzaju *Lipara* występujących na terenie Polski. Larwy *L. lucens* i *L. rufitarsis* najczęściej żerują u podstawy galasów, wśród skupionych międzywęźli. Ich głównym pokarmem jest bogata w składniki odżywcze tkanka roślinna (parenchyma),

dlatego po dokonaniu obrotu już nic innego nie jedzą. Zupełnie inaczej zachowują się larwy *L. pullitarsis* i *L. similis*, które żywią się wyłącznie wierzchołkową częścią galasów, robiąc to zarówno przed jak i po obrocie – co jako pierwsza opisała Grochowska (2011). W efekcie końcowym konsekwencją żerowania larw III stadium *L. lucens* jest zahamowanie wydłużania międzywęźli poniżej wierzchołka wzrostu (Ruppolt (1957)). To informacja istotna, niemniej jednak mało precyzyjna. Jednak Mook (1967) dodatkowo zauważył, że międzywęźla w zaatakowanej łądzy się skracają i zwiększają swoją średnicę. To dało podstawę do dalszych spekulacji, i tak De Bruyn (1994) wyciągnął wnioski, że muchówki z rodzaju *Lipara* zachowują się nietypowo dla owadów tworzących galasy: zamiast indukować galasy wokół larw, indukują ich rozwój w miejscu od larw odległym. Nawet Vandevyvere i De Bruyn (1998) stwierdzili, że jest to jedyny taki przypadek wśród galasotwórców. Dopiero obszerna praca Grochowskiej (2011) umożliwiła uzyskanie pełniejszego obrazu tego zjawiska. Niewątpliwie zagęszczenie międzywęźli występuje u podstawy galasów w momencie, kiedy larwa znajduje się z dala od tego obszaru. Trudno jednak stwierdzić, że galasy są indukowane z dala od punktu przebywania larwy. Badania Grochowskiej (2011) ukazały bowiem, że zdeformowana, wierzchołkowa część łądy obejmuje nie tylko zagęszczone międzywęźla, ale także liście wyrastające z węzłów. Larwy *Lipara* występują tylko i wyłącznie wewnątrz galasów. Otoczone są tkankami zdeformowanej rośliny. Czynnika, który prowadzi do wykształcenia galasów, jeszcze nie poznano. Można przypuszczać, że ma to podłoże chemiczne. Jest to prawdopodobne o tyle, że liczna międzywęźli jest specyficzna dla gatunku. Możliwe, że larwy wytwarzają określony typ substancji, która wpływa destrukcyjnie na roślinę. Tę zagadkę należy rozwiązać na drodze badań biochemicznych.

Za moment zakończenia powstawania galasów uznaje się sytuację, kiedy komórki merystemu wierzchołkowego przestają się dzielić (Grochowska, 2011). W przypadku *L. lucens* i *L. rufitarsis* jest to łatwe do zaobserwowania, bo przegryzają one wierzchołek wzrostu (widoczny na przekroju podłużnym). U *L. pullitarsis* i *L. similis*, które nie zjadają wierzchołka wzrostu, jest to trudne do zaobserwowania. Można jednak stwierdzić, że w tym przypadku funkcje merystemu są stopniowo ograniczane. W zasadzie za koniec procesu powstawania galasów można uznać moment zatrzymania podziałów mitotycznych merystemu wierzchołkowego (niezależnie od mechanizmu i czynnika). Autorka niniejszej rozprawy potwierdza wyniki badań Grochowskiej (2011). Długo uważano, że w procesie powstawania galasów biorą udział wyłącznie larwy III stadium

(Pokorný, 1981). Ten aspekt został zakwestionowany przez Grochowską (2011), która zaobserwowała, że w procesie powstawania galasów udział biorą już larwy II stadium. Jednak w przypadku *L. similis*, który tworzy galas w postaci prostej pałeczki, jest to dość trudne do oceny. Aktywność larwy nie ustaje po zakończeniu formowania galasa. Larwy stopniowo przygotowują odpowiednie miejsce do prezimowania, a niektóre z nich zaczynają tworzyć komory larwalne. Takie zachowanie larw jest niezbędne do ich dalszego, normalnego rozwoju. Niemniej nie ma to wpływu na zewnętrzny wygląd galasów.

Zmiany wewnętrzne w budowie łądygi zachodzą, dopóki larwy nie przestaną żerować. Jak już wcześniej wspomniano, najwięcej opisów dotyczy galasów *L. lucens* (Giraud, 1863; Reijnvaan, Docters van Leeuwen, 1906; Kramer, 1917; Blair, 1932; Ruppolt, 1957; Vandevyvere, De Bruyn, 1998). Natomiast prac i informacji o innych gatunkach *Lipara* było znacznie mniej. Giraud (1863) opisał galasy *L. similis* i *L. rufitarsis*. Kramer (1917) opisał *L. tomentosa* jako synonim *L. rufitarsis*. Jednak dalsze badania wykazały, że błędnie opisał galasy, ponieważ ten typ zniekształceń charakteryzuje duża ilość międzywęźli, co nadaje im odpowiednią sztywność. Zatem najprawdopodobniej opisał on galasy *L. pullitarsis*. Jednak na początku XX wieku *L. pullitarsis* i *L. rufitarsis* nie były rozróżniane i wszystkie określano jako *L. rufitarsis*, ponieważ *L. pullitarsis* został opisany dopiero Doskočil i Chvála (1971). Opisy galasów innych, niż u *L. lucens*, były mniej szczegółowe (Ruppolt 1957; Chvála i in 1974). Ruppolt (1957) uważał, że galasy *L. lucens* i *L. rufitarsis* wyglądają tak samo, co podważyła Grochowska (2011), która stwierdziła, że typowy galas *L. lucens* ma kształt cygara, a *L. rufitarsis* kształt litery V z wierzchołkowym pęknięciem. Giraud (1863) opisując galasy *L. similis* porównał je jedynie do galasów *L. lucens* i do zdrowego źdźbła. Jednak najwięcej uwagi poświęcili wyglądowi galasów Chvála i in. (1974). To fundamentalna praca, w której stwierdzono, że w większości przypadków osobniki poszczególnych gatunków zasiedlają galasy o charakterystycznym kształcie. Grochowska (2011) określiła je jako „typowe zgrubienia”, które powstają w części wierzchołkowej łądygi zasiedlonej przez jednego osobnika. Zaobserwowano również pewną prawidłowość u gatunków, które przegryzają wierzchołek wzrostu. Ich działalność prowadzi do skracania większej liczby międzywęźli, a co za czym idzie, do powstania bardziej okazałych galasów. Natomiast gatunki, które nie przegryzają wierzchołka wzrostu, skracają mniej międzywęźli, a tym samym ich galasy są mniej pokaźne i bardziej miękkie.

Z analizy powstałych dotychczas publikacji (lit. cyt.) wynika, że analizowane w niniejszej rozprawie cztery gatunki z rodzaju *Lipara* w taki sam sposób atakują roślinę żywicielską, jednak efekt końcowy w postaci deformacji wierzchołkowej części źdźbła jest dla każdego gatunku inny. Podejście to budzi dużo zastrzeżeń. Mało prawdopodobne jest, aby w taki sam sposób powstawały różne zniekształcenia w szczytowej części źdźbła, tym bardziej, że każdy z czterech gatunków tworzy galas o specyficznym wyglądzie zewnętrznym. W związku z tym autorka niniejszej pracy postawiła hipotezę, że skoro kolonizacja źdźbeł trzciny różne gatunki prowadzi do powstania galasów o różnym kształcie, to ich budowa wewnętrzna musi być różna. Powstawanie deformacji jest związane z zachowaniem larwy wewnątrz źdźbła (Ruppolt, 1957; Chvála i in., 1974). Tymczasem już dotychczasowe dane wskazują na specyfikę gatunkową kilku czynników: migracji larwy w obrębie pędu, podłoża odżywczego (młode liście, przegrody między międzywęźłami), sposobu pozyskiwania pokarmu, skutków tej aktywności objawiających się deformacjami – galasami.

O ile na temat wyglądu zewnętrznego galasów wiadomo całkiem dużo, o tyle wiedza o ich budowie wewnętrznej jest znacznie mniejsza. Brak bądź nieprecyzyjne definiowanie niektórych terminów utrudniały też poprawną interpretację wyników badań różnych autorów. Przykładem może być chociażby termin „komora larwalna”, który Chvála i in. (1974) oraz Pokorný (1981) definiują jako miejsce wewnątrz łodygi znajdujące się pod merystemem wierzchołkowym. Dodatkowo Pokorný (1981) używa tego samego terminu w odniesieniu do przestrzeni powstałej w wyniku żerowania larw powyżej merystemu. Ujednoczenie poprawnej terminologii było istotne, ponieważ galasy muchówek z rodzaju *Lipara* różnią się od siebie. Dlatego Grochowska (2011) zaproponowała rozwiązanie, które zostało uwzględnione również w niniejszej pracy. Obszar poniżej merystemu wierzchołkowego nazwała „komorą larwalną”, a miejsce powyżej – „kanałem larwalnym”. Uwagę jednak zwraca analogiczność nie tylko formy, ale także funkcji między komorą larwalną *L. lucens*, a kanałem larwalnym *L. similis*. Pod wieloma względami kanał otoczony pochwami liściowymi w galasach *L. similis*, przypomina komorę larwalną *L. lucens*. Tak kanał, jak i komora są dość obszerne i puste w środku. Mają gładkie, brązowe ściany, które stanowią pewnego rodzaju izolację przed zimnem. Odmienności dotyczą dwóch spraw: ulokowania larwy (nad lub pod merystemem wierzchołkowym) i grubości ściany. W galasach *L. lucens* ściana jest gruba, natomiast w galasach *L. similis* – cienka.

W jedynej publikacji zawierającej dane na temat budowy wewnętrznej galasów *L. lucens* (Vandevyvere, De Bruyn, 1998) nie pojawiły się nawet fragmentaryczne informacje, czy porównania budowy anatomicznej galasów tego gatunku z galasami pozostałych gatunków z rodzaju *Lipara*. W niniejszej pracy po raz pierwszy przedstawiono budowę anatomiczną galasów *L. pullitarsis*, *L. similis* i *L. rufitarsis*. Potwierdzone zostały również informacje dotyczące budowy anatomicznej galasów *L. lucens* (Vandevyvere, De Bruyn, 1998).

Vandevyvere i De Bruyn (1998) opisali, że w galasach *L. lucens* tworzą się komórki sklerenchymatyczne, dzięki którym są one odpowiednio sztywne i trwałe. Fourcroy i Braun (1967) oraz Lalonde i Shorthouse (1984) stwierdzili, że komórki sklerenchymatyczne nie tylko chronią galasotwórców przed niskimi temperaturami, ale także przed pasożytami czy drapieżnikami. Jednak w przypadku galasów *Lipara* spp. jest to konkluzja dyskusyjna, ponieważ nie wszystkie gatunki zimują w komorze larwalnej, a jednak są w stanie przetrwać zimę. Ponadto Vandevyvere i De Bruyn (1998) wykazali, że *L. pullitarsis* jest atakowana przez drapieżniki mniej niż *L. lucens*. Dodatkowo okazuje się, że grube ściany komory larwalnej nie tylko nie stanowią odpowiedniej ochrony, ale też są bardziej zauważalne przez ptaki.

Galasy oprócz galasotwórców zawierają także gatunki, które im towarzyszą, zwane inkwilinami (Sanver, Hawkins, 2000). Tak samo jest i w przypadku galasów *Lipara* spp. Mogą to być: drapieżniki, pasożyty, saprofagi, etc. Żyją one między więdnącymi liśćmi uszkodzonych pędów (Tscharrntke, 1999). Ich zróżnicowanie jest ściśle skorelowane ze składem chemicznym rośliny żywicielskiej, a także z szerokością geograficzną. Sanver i Hawkins (2000) uznali, że te owady są kluczowym składnikiem społeczności galasów. Już Kramer (1917), a następnie Blair (1932), Hennig (1935, 1943) oraz Beschovski (1984) zwrócili uwagę na obecność w galasach *Lipara*, gatunków z rodzaju *Cryptonevra* (*C. flavitarsis*, *C. diadema*, *C. nigritarsis*) (Diptera: Chloropidae). Wspomniała o tym również Grochowska (2007b, 2007c, 2008a, 2008b) w opisach morfologicznych stadiów przedimaginalnych *Lipara* spp. Do gatunków towarzyszących *Lipara* należą też owady z rodzaju *Incertella* Sabrosky, 1980 (również z rodziny Chloropidae), znajduwane w zwiniętych liściach galasów (Grochowska, 2008c). Jak się okazuje, również liczne błonkoskrzydłe gnieźdzą się w komorach palearktycznych gatunków *Lipara*, wykorzystując stare galasy trzcinowe utworzone przez *Lipara* (Tscharrntke, 1999; Bogusch i in., 2015; Heneberg i in., 2017). Prawdopodobnie ze względu na znikomy wpływ na



roślinę, inkwiliny zwykle były pomijane w literaturze entomologicznej (Sanver, Hawkins, 2000). Dane prezentowane w niniejszej rozprawie wskazują, że inkwiliny mogą być niemal stałym elementem fauny galasów *Lipara* spp. – stwierdzono je w niemal 86% zebranych galasów. Jak się również okazało, część z nich jest związana z konkretnymi gatunkami *Lipara*: w omawianych tu materiałach, dotyczyło to należących do rodziny Chloropidae, *L. similis* i *L. pullitarsis* oraz ich inkwilinów *Cryptonevra* sp. i *Incertella* sp. Powstaje pytanie, jakie jest podłoże tych powiązań. Na pewno galasy *Lipara* spp. stanowią dla tych saprofitów i roślinożerców, środowisko bezpiecznie i bogate w pokarm. Ale może też skład chemiczny wnętrza galasów określonych gatunków *Lipara* szczególnie odpowiada niektórym inkwilinom? Rysuje się tu ciekawy kierunek przyszłych badań.

Gatunki z rodzaju *Lipara* występują w jednej przestrzeni ekologicznej, która składa się z dwóch części. Jedną to trzcinowisko Phragmition, druga – wierzchołkowa część pędu trzciny pospolitej. Można je określić odpowiednio jako mezosiedlisko i mikrosiedlisko. Trzcina to gatunek dominujący rośliny w pierwszym przypadku i jedyny w drugim, oba siedliska stanowią też wyspy siedliskowe izolowane od innych trzcinowisk czy wnętrza innych galasów. Oczywiście izolacja w przypadku mezosiedliska jest częściowa, bo owady dorosłe są zdolne do lotu. W tym kontekście interesujące są dane przedstawione w niniejszej rozprawie, które wskazują, że cechy trzcinowisk mogące wpływać na dyspersję imagines (ilość lasu w otoczeniu danego stanowiska) i wymianę osobników między populacjami (powierzchnia trzciny w otoczeniu stanowiska w tymże otoczeniu), wpływają istotnie na kształtowanie się zgrupowań tych muchówek.

Autorka niniejszej rozprawy wykazała, że siedlisko silnie determinuje różnice w zagęszczeniu łądyg trzciny porażonych przez muchówki z rodzaju *Lipara*. Ponadto, niektóre z nich cechuje szerokie spektrum siedliskowe, a inne preferują szuwary trzcinowe rosnące w określonych rodzajach siedlisk, choć oczywiście nie są dla nich wyłączne. Nowe dane nie są oczywiście pełne, przebadano tylko wybrane siedliska.

W niniejszej rozprawie po raz pierwszy na większą skalę analizuje się zróżnicowanie siedliskowe występowania galasów *Lipara* spp., wyróżniono również przynajmniej jego niektóre predykatory. Wybiórczości siedliskowej tych muchówek, szczególnie w ich larwalnej fazie życia, poświęcano dotychczas mało uwagi. Jedynie dane na ten temat przedstawili Chvála i in. (1974) oraz Nartshuk (1983). Chvála i in. (1974) uważali, że *L. lucens* atakuje trzcinę pospolitą głównie porastającą siedliska suche, a Nartshuk (1983), że preferuje ona duże, otwarte przestrzenie wśród krzewów. Obie prace

podają również preferencje siedliskowe *L. similis* („żdźbła trzciny wzdłuż małych rzek nieopodal lasu”) i *L. pullitarsis* („rzadko wybiera trcinę na podmokłych terenach”) (Chvála i in. 1974; Nartshuk, 1983). Z kolei Chvála i in. (1974) podali, że *L. rufitarsis* spotyka się w zamkniętych zaroślach i podobnie jak *L. lucens*, preferuje glebę suchą. Okazuje się, że przynajmniej na terenie Polski środkowo-wschodniej jest zupełnie inaczej – w niniejszej rozprawie wykazano, że *L. pullitarsis* preferują stanowiska z podłożem wilgotnym, a występowaniu *L. similis* sprzyja mała ilość lasu w otoczeniu trzcinowiska. Te rozbieżności można tłumaczyć na różne sposoby. Po pierwsze – wybiórczość siedliskowa gatunku może się zmieniać w różnych częściach jego zasięgu, więc próby generalizacji w oparciu o dane z różnych obszarów Europy zachodniej, do tego mało precyzyjne, czego podjęli się Chvála i in. (1974), nie muszą być udane. Natomiast Nartshuk (1983) badała tylko wschodnią część kontynentu. Ale po drugie, i przede wszystkim – pomimo możliwości stworzonych przez poznanie morfologii wszystkich stadiów rozwojowych *Lipara* (Chvála i in., 1974) i znaczącego poszerzenia tej wiedzy na początku XXI w. (Grochowska, 2006a, 2006b, 2007a, 2013), przez ponad 40 lat nie sprecyzowano ścisłych preferencji tych gatunków. Praca Nartshuk (1983), choć niedoskonała, jest tu chlubnym wyjątkiem. Starsze dane, jeśli istnieją (przeгляд u Chvála i in., 1974), mogły być oparte tylko lub w dużej części na występowaniu imagines, więc natury rzeczy są mniej dokładne niż te oparte na występowaniu galasów, albo częściowo przypadkowe. Nie stosowano też dotąd w ocenie tych preferencji metod statystycznych. Tylko Chvála i in. (1974) użyli analizy regresji, jednak nie do oceny wybiórczości siedliskowej, a po to, by dowieść powiązania wielkości galasa ze średnicą zasiedlanego żdźbła.

Powyższe rozważania mają znaczenie nie tylko poznawcze. Niewykluczone, że odpowiednio zgromadzona wiedza zyska znaczenie aplikacyjne. Z jednej strony, trzcina pospolita jest szeroko stosowana w: rolnictwie, rzemiośle, ogrodnictwie, budownictwie, energetyce, a nawet i przemyśle (włącznie z produkcją biopolimerów oraz wytwarzaniem półproduktów dla branży elektronicznej i elektrotechnicznej). Jak wykazano w niniejszej pracy, powstawanie galasów *Lipara* spp. silnie redukuje rozmiary trzciny, co musi się przekładać na spadek jej plonów. Obecnie pozyskuje się ją głównie ze stanowisk naturalnych, jednak jest też uprawiana, także jako roślina wiążąca duże ilości węgla – zatem mogąca mieć znaczenie nawet w walce ze skutkami globalnej zmiany klimatu (Köbbing, 2013; Liu i in., 2015; Wichtmann i in., 2016; Geurs, Fritz, 2018; Hlabano i in., 2018). Znajomość biologii i ekologii pasożyta w tak dużym stopniu wpływającego na tę

roślinę, może stać się ważna dla poszukiwań metod ochrony upraw. Można do tej wiedzy zaliczyć też znajomość inkwilinów *Lipara* spp., zwłaszcza pasożytniczych Hymenoptera. Z drugiej strony – trzcina jest w niektórych częściach świata zaliczana do uciążliwych chwastów (Holm i in., 1977; Knezevic i in., 2008). Np. tylko w USA wydaje się co najmniej 4,6 mln dolarów rocznie na samo zwalczanie trzciny pospolitej w ramach ochrony przyrody, przy czym są to głównie wydatki na nieobojętne dla środowiska herbicydy (Martin, Blossey, 2013). Można do tego wykorzystać metody biologiczne – namnażając te pasożyty trzciny, dla których płat trzciny rosnący w danym siedlisku będzie najbardziej korzystnym środowiskiem rozwoju. Narzucającymi się środkami ochrony biologicznej (ang. control agents) są tu muchówki z rodzaju *Lipara*. Już Tewksbury i in. (2002) wskazali na duży potencjał *L. lucens* w tym względzie. Zatem dobra znajomość ekologii muchówek z rodzaju *Lipara* zapewne już wkrótce wykroczy poza ramy nauk podstawowych i zacznie mieć konkretny wymiar użytkowy.

W rozdziale 8.5. niniejszej pracy omówiono szczegółowo, w jak dużym stopniu żerowanie larw *Lipara* spp. ogranicza wzrost źdźbeł trzciny pospolitej. Oczywiście rośliny atakowane przez owady stosują swoiste strategie obronne, dokładniej: obronę morfologiczną i chemiczną. Najpowszechniejsze są: szybkie namnażanie się komórek, tworzenie grubszych ścian komórkowych i wytwarzanie substancji odstraszających (Feeny, 1976). Jednak w odniesieniu do trzciny pospolitej, namnażanie się komórek nie jest korzystną strategią obronną. Świadczy o tym choćby brak odrostów wokół larw, które żerują na tkankach trzciny. Za formę obrony rośliny uważa się natomiast wytwarzanie pogrubionych ścian komórek miękiszu w międzywęźlach w części nasadowej galasa. Jednak autorka niniejszej pracy stwierdziła to tylko u *L. lucens* i *L. rufitarsis*, natomiast w przypadku dwóch pozostałych, badanych gatunków *Lipara*, roślina rezygnuje z tej strategii.

Ostatnią możliwą formą obrony jest wytwarzanie silnie skoncentrowanych substancji przeciwko pasożytom. Tak reaguje np. *Baccharis dracunculifolia* DC. (Asteraceae) na tworzenie przez *Baccharopelma dracunculifoliae* (Burckhardt, 1987) (Hemiptera: Psyllidae) (Arduin i in., 2005). Jest więc bardzo prawdopodobne, że w przypadku *Lipara* spp. na skracanie międzywęźli trzciny mogą mieć wpływ czynniki biotyczne. Ten aspekt wymaga jednak szczegółowych badań.

Znane są pewne strategie obronne trzciny pospolitej przed atakiem muchówek z rodzaju *Lipara*. Należy do nich produkcja łądyg o różnej średnicy, zawierających

właściwe ilości pierwiastków chemicznych (Tscharntke, 1999). Większość źdźbeł w szuwarze trzcinowym ma średnicę ponad 8 mm, cechuje je też podwyższony poziom krzemionki. Takie źdźbła zdaniem Tscharntke (1999) nie mają galasów: roślinożercy najczęściej atakują łodygi cieńsze i krótsze, rzadziej mające kwiatostany i zawierające mniej krzemionki. Jednak dane przedstawione w niniejszej rozprawie (rozdz. 8.7.) nie potwierdzają tego: badane źdźbła z galasami zawierały zarówno bardzo małe, jak i bardzo dużej stężenia związków krzemu. Są to oczywiście badania wstępne, które wymagają potwierdzenia w dłuższej serii analiz.

Zauważono, że ilościowy przyrost tkanki odżywczej w reakcji na atak owadów jest znacznie wyraźniejszy w łodygach o mniejszej średnicy, niż w tych o większej średnicy (Feeny, 1976; Tscharntke, 1988, 1994; Reader, 2003). Zwiększona liczba i zagęszczenie międzywęźli jest w pewnym sensie odpowiedzią trzciny na atak przez najbardziej powszechny gatunku *Lipara* – *L. lucens*. Dla innych gatunków ten związek nie jest równoznaczny, a ich inwazja wiąże się z różną liczbą międzywęźli (Tscharntke, 1994). Niemniej przyczyny takiej reakcji rośliny na pasożyty nie zostały ustalone. Bez wątpienia najprostszym rozwiązaniem w sytuacji zasiedlenia łodygi przez owady jest przemiana elementów na potrzeby własnego organizmu, czyli asymilacja. Według Tscharntke (1999) atak roślinożerców na rośliny ma zazwyczaj negatywne skutki, w wynikach badań omawianych w niniejszej pracy wskazuje na to nie tylko ograniczenie wzrostu trzciny, ale też pozbawianie jej tkanek substancji odżywczych (*vide* rozdział 8.7.). Jednak dalszy wzrost roślin może te skutki odwrócić. Mimo wymienionych wyżej mechanizmów obronnych, muchówki z rodzaju *Lipara* w sporym stopniu ograniczają ekspansję *Phragmites australis* hamując wzrost rośliny i ograniczając wytwarzanie nasion.

## 10. Podsumowanie i wnioski

- Celem badań było uzupełnienie fragmentarycznej dotąd wiedzy o: (1) wybiórczości siedliskowej i rozmieszczeniu przestrzennym w środowisku rozwoju, tworzących galasy na trzinie pospolitej *Phragmites australis*, larw muchówek z rodzaju *Lipara*; (2) wpływie tworzenia się galasów na rozmiary źdźbeł; (3) budowie wewnętrznej tych galasów i ich związku z wyglądem zewnętrznym.
- Badania prowadzono na 20 stanowiskach leżących na Polesiu Zachodnim (9 stan.) i Wyżynie Lubelskiej (11 stan.). Główne prace terenowe wykonano w latach 2012-2016, w okresie od października do marca, kiedy wewnątrz źdźbła znajdowały się larwy III stadium bądź poczwarki *Lipara* spp. Materiał uzupełniający do części analiz zebrano w roku 2022.
- Na każdym stanowisku pobrano po 15 prób, tylko na dwóch pobrano ich po 30. W obrębie każdego stanowiska pobierano je z trzech stref: zewnętrznej, środkowej i wewnętrznej. Próba były wszystkie źdźbła trzciny wycięte z powierzchni 0,36 m<sup>2</sup>. Zebrano 330 prób. Pozyskano i przeanalizowano 13 377 źdźbeł trzciny pospolitej.
- Każde źdźbło fotografowano, mierzono i analizowano pod kątem występowania larw *Lipara* spp. i inkwilin (owady stwierdzono w 1 654 osobnikach trzciny). Część materiału mogącą być oznaczoną, konserwowano od razu. Osobniki wymagające hodowli do postaci dorosłej (wobec braku kluczy do oznaczano larw), hodowano.
- Z części zebranych źdźbeł zdrowych i galasów wykonano preparaty mikroskopowe z przekrojami podłużnymi i poprzecznymi, w celu analizy budowy wewnętrznej. Wykonano też zdjęcia pod mikroskopem skaningowym (SEM) jaj i larw III stadium wszystkich stwierdzonych gatunków z rodzaju *Lipara*.
- Wykonano także wstępne analizy zmian składu chemicznego źdźbeł trzciny pod wpływem żerowania tworzenia się galasów *Lipara* spp. (metodą FTIR) oraz składu pierwiastkowego zasiedlanych źdźbeł (metodą EDS).
- Dane nt. występowania galasów *Lipara* spp. w poszczególnych trzcinowiskach i rodzajach siedlisk oraz takie same informacje o inkwilinach, poddano analizie biocenotycznej i statystycznej.

- Owady kolonizowały źdźbła trzciny pospolitej na wszystkich stanowiskach. Zasiedlone źdźbła stanowiły średnio 16,1% występujących na nich osobników trzciny (średnie dla stanowisk: 7,3-27,6%). W wartościach bezwzględnych, było to od 6,7 do 28,4 źdźbła na 1 m<sup>2</sup>.
- Źdźbła z galasami *Lipara* spp. stanowił średnio 63,1% źdźbeł zasiedlonych przez owady (średnie dla stanowisk: 28,3 do 85,4%). Stwierdzano średnio 11,4 galasów na 1 m<sup>2</sup> (2,8-17,8).
- Zgrupowania *Lipara* spp. były niemal zawsze wielogatunkowe: na 13 stanowiskach (65%) stwierdzono po cztery gatunki, na 6 – po trzy, na jednym – tylko jeden. Na największej licznie stanowisk występowała *L. pullitarsis* (19), na 18 stanowisk odnotowano *L. similis*, na 17 – *L. lucens* i *L. rufitarsis*.
- Największe zagęszczenia stwierdzono dla źdźbeł trzciny skolonizowanych przez *L. pullitarsis*: średnio 6,0 ind.·1 m<sup>-2</sup> (średnie z poszczególnych stanowisk: 0,0-13,1). Mniejsze wartości zagęszczeń stwierdzono dla: *L. similis* – 3,2 ind.·1 m<sup>-2</sup> (0,0-10,9); *L. lucens* – 1,4 ind.·1 m<sup>-2</sup> (0,0-8,3); *L. rufitarsis* – 0,8 ind.·1 m<sup>-2</sup> (0,0-2,8). Najliczniejsza w całym materiale *L. pullitarsis*, dominowała w zgrupowaniach *Lipara* spp. na 15 stanowiskach, *L. similis* na trzech, *L. lucens* na dwóch.
- Stwierdzono, że czynnikiem kluczowym dla całkowitej liczebności *Lipara* spp. jest zagęszczenie trzciny – czyli pojemność środowiska. Natomiast poszczególne gatunki były od niej zależne słabo lub niezależne, co wskazuje na indywidualne wymagania siedliskowe.
- Wstępna analiza predyktorów występowania gatunków *Lipara* (metodą CCA) wykazała ich 6 istotnych czynników: wilgotność podłoża w danym trzcinowisku, jego powierzchnię i wysokość n.p.m., powierzchnię innych trzcinowisk i udział lasu w otoczeniu stanowiska, zagęszczenie trzciny na stanowisku. *Lipara pullitarsis* okazała się silniej związana ze stanowiskami o podłożu wilgotnym, zaś *L. rufitarsis* – z suchym, *L. similis* unikała stanowisk z dużą ilością lasu w ich otoczeniu. Natomiast bogactwo gatunkowe zgrupowań *Lipara* było związane pozytywnie z ilością lasu w otoczeniu trzcinowiska, zaś wartości wskaźników różnorodności gatunkowej – z zagęszczeniem trzciny na stanowisku.

- Owady kolonizowały źdźbła trzciny pospolitej we wszystkich czterech badanych siedliskach. Zasiedlone źdźbła stanowiły średnio 16,3% wszystkich roślin trzciny (średnie dla poszczególnych siedlisk: 13,6-18,2%). Największa ekstensywność porażenia źdźbeł cechowała stanowiska leśne.
- Wśród trzciny zasiedlonych dominowały źdźbła z galasami *Lipara* spp.: średnio 57,7% (średnie dla poszczególnych siedlisk: 59,4-86,1%). Największy udział *Lipara* spp. cechował łąki, niższy – lasy, najniższy – torfowiska i zbiorniki wodne.
- W każdym siedlisku odnotowano wszystkie cztery krajowe gatunki *Lipara*, jednak struktura ilościowa zebranego materiału była zróżnicowana. Jednak we wszystkich siedliskach dominowała *L. pullitarsis*, druga pod względem udziału w zgrupowaniu cechowała się *L. similis*.
- Fauna poszczególnych siedlisk rozdzieliła się w analizie NMDS tylko częściowo, ale wyróżniono dwie pary siedlisk o częściowo odmiennym składzie zgrupowań *Lipara* spp.: trzcinywiska na torfowiskach i w zbiornikach wodnych oraz trzcinywiska leśne i łąkowe. Z pierwszą parą w największym stopniu związana była *L. pullitarsis*, z drugą – pozostałe gatunki, szczególnie *L. similis* i *L. lucens*. Dla wielu parametrów zgrupowań *Lipara* spp. (ekstensywności zasiedlenia źdźbeł, liczebności większości gatunków, zróżnicowania gatunkowego), wykazano też istotne statycznie zróżnicowanie międzysiedliskowe.
- Okazało się, że zróżnicowanie przestrzenne występowania galasów *Lipara* spp. w trzcinywiskach nie jest w żadnym aspekcie istotne statystycznie – analizowane tak na poziomie całego materiału, jak poszczególnych siedlisk.
- Inkwiliny stwierdzono w 283 próbach (85,8%), ich zagęszczenia wynosiły od 0,0 do 244,0 ind·m<sup>-2</sup> (śr. 26,3). Były to: Orthoptera (jaja); Hymenoptera – Chalcididae, Braconidae (larwy); Lepidoptera (larwy); Diptera – Cecidomyiidae, Anthomyzidae, Chloropidae: *Cryptonevra* sp. i *Intercella* sp. (larwy).
- Najliczniej i najczęściej wykazywano *Cryptonevra* sp. i *Intercella* sp., inne inkwiliny notowano rzadko i w małych liczbach osobników. Inkwiliny były obecne na wszystkich stanowiskach (2-8 taksonów inkwilinów, śr. 4,3), w zagęszczeniach 3,4-66,3 ind·m<sup>-2</sup> (śr. 23,9) i przy frekwencji w próbach 40-100% (śr. 83,3).

- Wykazano mało silnych i istotnych statystycznie powiązań (analiza korelacji rang Spearmana) między występowaniem inkwilinów i *Lipara* spp. Były one zależne głównie od ogólnej liczebności *Lipara* (liczebność wszystkich inkwilinów i *Cryptonevra* sp.) oraz w mniejszym stopniu, od zagęszczenia trzciny. Natomiast analiza NMDS wykazała powiązanie występowania *Intercella* sp. i *Cryptonevra* sp. z *Lipara pullitarsis* i *L. similis*.
- Inkwiliny stwierdzono we wszystkich siedliskach. Najliczniejsze i najbardziej zróżnicowane były w trzcinowiskach łąkowych i torfowiskowych. Liczebności wszystkich stwierdzonych taksonów były w sposób istotny statystycznie, zróżnicowane między siedliskami. Niektóre z nich wykazywał też określone preferencje siedliskowe. U większości taksonów dotyczyło to też zasiedlenia stref trzcinowisk.
- Długość źdźbeł trzciny skolonizowanych była, zależnie od gatunku, krótsza od źdźbeł nieskolonizowanych średnio o 15,5-33,0%. W stopniu największym wzrost trzciny hamowało wytwarzanie się galasów *L. lucens*, w najmniejszym – galasów *L. similis* i *L. pullitarsis*. Podobnie rozkładały się wartości średnicy źdźbeł. Różnice między gatunkami i próbami kontrolnymi były istotne statystycznie.
- Stwierdzono też istotne statystycznie zróżnicowanie wielkości źdźbeł zasiedlonych przez dany gatunek w różnych siedliskach, który nie jest zgodny z rozkładem prób kontrolnych. Wskazuje to, że owe zróżnicowanie nie jest wyłącznie odbiciem warunków rozwoju dla rośliny żywicielskiej *Lipara* spp.
- W przekrojach galasów *Lipara* spp. stwierdzono wyraźne zniszczenia powstałe wskutek działalności larw. Źdźbła zaatakowane zawierają prawie te same elementy, co źdźbła niezasiedlone. W przekroju poprzecznym różnice dotyczą przede wszystkim ułożenia wiązek przewodzących oraz zróżnicowania wielkości komórek parenchymy. To zróżnicowanie ostatecznie kształtuje wygląd zewnętrzny galasa.
- Za pomocą metody FTIR wykazano, że żerująca larwa *Lipara* pozbawia tkanki wokół siebie tłuszczu i znacząco obniża zawartość białek. Natomiast za pomocą metody EDS stwierdzono wstępnie, że skład pierwiastkowy źdźbeł trzciny atakowanych przez *Lipara* spp. jest bardzo zróżnicowany, nawet w obrębie jednego siedliska i stanowiska.



- W odniesieniu do hipotez badawczych:
  - ad H1 – hipotezę potwierdzono częściowo. Zgrupowania larw *Lipara* spp. w galasach, okazały się w sposób istotny zróżnicowane między stanowiskami, wskazano też wstępnie czynniki na to wpływające. Jednak nie wykazano istotnego statystycznie zróżnicowania przestrzennego w obrębie poszczególnych stanowisk;
  - ad H2 – hipotezę potwierdzono. Stwierdzono duże i istotne statystycznie zróżnicowanie fauny między siedliskami;
  - ad H3 – hipotezę potwierdzono w większości. Wykazano, że inkwiliny występują w zdecydowanej większości galasów, jednak tylko niektóre (inne Chloropidae) są powiązane z konkretnymi gatunkami *Lipara* lub siedliskami;
  - ad H4 – hipotezę potwierdzono. Tworzenie się galasów *Lipara* spp. w bardzo dużym stopniu wpływa na wzrost trzciny. Interesujące okazało się stwierdzenie dużej zmienności międzysiedliskowej wpływu poszczególnych gatunków *Lipara*;
  - ad H5 – hipotezę potwierdzono. Budowa wewnętrzna galasów jest zróżnicowana gatunkowo i to zróżnicowanie jest skorelowane z wyglądem zewnętrznym galasa.
- Omówione powyżej dane potwierdzają ustalony w I dekadzie XXI w. stan wiedzy o biologii rozwoju *Lipara* spp. i ich powiązaniach z *Phragmites australis* – ale też w bardzo dużym stopniu go uzupełniają i częściowo też korygują. Dotyczy to przede wszystkim trzech elementów: wybiórczości siedliskowej *Lipara* spp. i jej uwarunkowań, zgrupowań inkwilinów w galasach oraz anatomii galasów. Wyniki wstępnych badań analitycznych wskazują też ciekawe, możliwe kierunki badań.
- Szerokie wykorzystanie gospodarcze trzciny oraz jej rola negatywna jako chwastu sprawiają, że dane zgromadzone w niniejszej mają znaczenie aplikacyjne. Mogą one pozwolić na opracowanie metod biologicznej ochrony upraw trzciny. Mogą też być wykorzystane w zwalczaniu trzciny z użyciem muchówek z rodzaju *Lipara* jako tzw. środków ochrony biologicznej (ang. control agents).

## 11. Piśmiennictwo

1. Arduin, M., Kraus, J.E., Fernandes, G.W., Kraus, J.E. (2005). Morphogenesis of galls induced by *Baccharopelma dracunculifoliae* (Hemiptera: Psyllidae) on *Baccharis dracunculifolia* (Asteraceae) leaves. *Brazilian Journal of Biology*, 65, 4, 559-571.
2. Baturo, W. (2002). *Biologia. Encyklopedia szkolna*. Warszawa: Wydawnictwo Naukowe PWN.
3. Beschovski, V.L. (1984). A zoogeographic review of endemic palearctic genera of Chloropidae (Diptera) in view of their origin and formation. *Acta Zoologica Bulgarica*, 21, 3-26.
4. Blair, K.G. (1932). Some notes on the galls of *Lipara lucens* Mg. (Dipt.). *Entomologist's Monthly Magazine*, 68, 10-13.
5. Bloch, R. (1965). *Abnormal Development in Plants: A survey*. W: A. Lang (red.), *Differentiation and Development. Handbuch der Pflanzenphysiologie Bd. XV/2* (s. 156-183). Berlin – Heidelberg: Springer.
6. Bogusch, P., Astapenková, A., Heneberg, P. (2015). Larvae and Nests of Six Aculeate Hymenoptera (Hymenoptera: Aculeata) Nesting in Reed Galls Induced by *Lipara* spp. (Diptera: Chloropidae) with a Review of Species Recorded. *PLoS ONE*, 10, 6, e0130802.
7. Bogusch, P., Macek, J., Jansta, P., Kubík, S., Rezac, M., Holy, K., Malenovský, I., Banar, P., Mikat, M., Astapenkova, A., Heneberg, P. (2016). Industrial and post-industrial habitats serve as critical refugia for pioneer species of newly identified arthropod assemblages associated with reed galls. *Biodiversity and Conservation*, 25, 827-863.
8. Bray, J.R., Curtis, J.T. (1957). An Ordination of the Upland Forest Communities of Southern Wisconsin. *Ecological Monographs*, 27, 4, 325-349.
9. Chambers, R., Meyerson, L., Saltonstall, K. (1999). Expansion of *Phragmites australis* into tidal wetlands of North America. *Aquatic Botany* 64, 3-4, 261-273.
10. Chvála, M., Doskočil, J., Mook, J.H., Pokorný, V. (1974). The genus *Lipara* Meigen (Diptera, Chloropidae), systematics, morphology, behaviour, and ecology. *Tijdschrift voor Entomologie*, 117, 1, 1-25.
11. Clayton, W.D. (1967). Studies in the Graminae. XIV. *Kew Bulletin*, 21, 1, 111-117.

12. Clevering, O.A., Lissner, J. (1999). Taxonomy, chromosome number, clonal diversity and population dynamics of *Phragmites australis*. *Aquatic Botany*, 64, 3-4, 185-208.
13. Cwelew, N.N. (1976). *Zlaki USSR*. Leningrad: Nauka.
14. De Bruyn, L. (1992). Plant resistance versus parasitoid attack in the evolution of the gall-forming fly *Lipara lucens*. W: S.B.J. Menken, J.H. Visser, P. Harrewijn (red.), *Proceedings of the 8<sup>th</sup> International Symposium of Insect – Plant Relationships* (s. 339-340). Dordrecht, The Netherlands: Kluwer Academic.
15. De Bruyn, L. (1995). Plant stress and larval performance of a dipterous gall former. *Oecologia* 101, 4, 461-466.
16. De Bruyn, L. (2005). The biology, ecology, and evolution of shoot flies (Diptera: Chloropidae). W: A. Raman, C.W. Schaefer, T.M. Withers (red.), *Biology, ecology, and evolution of gall-inducing arthropods* (s. 373-405). Enfield, NH: Science Publishers.
17. De Bruyn, L., Vandevyvere, I., Jamine, D., Prinsen, E. (1998). The effects of gall formation by *Lipara lucens* (Diptera, Chloropidae) on its host *Phragmites australis* (Poaceae). W: G. Csóka, W.J. Mattson, G.N. Stone, P.W. Price (red.), *The biology of gall-inducing arthropods*. General technical report NC-199 (s. 173–187). St. Paul, MN, USA: USDA Forest Service.
18. Dely-Draskovits, Á., Papp, J., Thuróczy, C., Vásárhelyi, T. (1994). Hymenoptera species in *Lipara* galls (Diptera, Chloropidae) in Hungary. *Folia Entomologica Hungarica* (S.N.), 55, 65-91.
19. Doskočil, J., Chvála, M. (1971). A revision of *Lipara* Meigen (Diptera: Chloropidae) including the description of a new species from Europe. *Acta Entomologica Bohemoslovaca*, 68, 2, 100-107.
20. Dreger-Jauffret, F., Shorthouse, J.D. (1992). Diversity of gall-inducing insects and their galls. W: J.D. Shorthouse, O. Rohfritsch (red.). *Biology of Insect-Induced Galls* (s. 8-33). Oxford: Oxford University Press.
21. Falkowski, M. (red.) (1982). *Trawy polskie*. Warszawa: Państwowe Wydawnictwo Rolnicze i Leśne.
22. Feeny, P. (1976). *Plant Appearance and Chemical Defense*. W: I. Wallace, R.L. Mansell (red.), *Biochemical Interaction between Plants and Insects*; (s. 1-40). New York, NY, USA: Plenum Press.

23. Ferrar, P. (1987). A Guide to the Breeding Habits and Immature Stages of Diptera Cyclorrhapha (Part 1: text). Entomonograph, 8. Copenhagen: E.J. Brill.
24. Fourcroy, M., Braun, C. (1967). Observations sur la galle *del'Aulax Glechomae* L. sur *Glechoma hederacea* L. II. Histologieet rôle physiologique de la coque sclérifiée. Marcellia, 34, 3-30.
25. Gerlach, D. (1972). Zarys mikrotechniki botanicznej. Warszawa: Państwowe Wydawnictwo Rolnicze i Leśne.
26. Geurts, J., Fritz, C. (2018). Paludiculture pilots and experiments with focus on cattail and reed in the Netherlands. Technical report, CINDERELLA project, FACCE-JPI ERA-NET Plus on Climate Smart Agriculture. Nijmegen: Radboud University Nijmegen.
27. Giraud, J., (1863). Memoire sur les insectes qui vivent sur le roseau commun, *Phragmitis communis* Trin. (*Arundo phragmites* L.) et plus specialement sur ceux de l'orde des Hymenopteres. Verhandlungen der Kaiserlich-Königlichen Zoologisch-Botanischen Gesellschaft in Wien, 13, 1251-1288.
28. Gliński, J., Dębicki, R. (2002). Użytkowanie ziemi oraz jakość gleb Polesia Lubelskiego. Acta Agrophysica, 66, 77-87.
29. Grochowska, M. (2006a). Morphology of preimaginal stages of *Lipara pullitarsis* Doskočil & Chvála, 1971 (Diptera: Chloropidae) – a gall-forming fly in the common reed (*Phragmites australis*). Entomologica Fennica, 17, 4, 387-393.
30. Grochowska, M. (2006b). Morphology of preimaginal stages of *Lipara similis* Schiner 1854 (Diptera, Chloropidae) – A parasite of the common reed (*Phragmites australis* (Cav.) Trin.). Deutsche Entomologische Zeitschrift, 53, 2, 256-263.
31. Grochowska, M. (2007a). Morphology of preimaginal stages of *Lipara rufitarsis* Loew 1858 (Diptera: Chloropidae), a parasite of the common reed (*Phragmites australis* (Cav.) Trin.). Annales de la Société entomologique de France (N S.), 43, 1, 57-62.
32. Grochowska, M. (2007b). Morphology of preimaginal stages of *Cryptonevra nigratars* (Duda, 1933) (Diptera, Chloropidae) – an inquiline in galls formed by *Lipara* flies on common reed (*Phragmites australis*). Deutsche Entomologische Zeitschrift, 54, 1, 143-149.
33. Grochowska, M. (2007c). The morphology of adults of *Cryptonevra* Lioy, 1864 species (Diptera, Chloropidae) occurring on the common reed (*Phragmites australis*). Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae, 53, 2, 97-106.

34. Grochowska, M. (2008a). Morphology of preimaginal stages of *Cryptonevra diadema* (Meigen, 1830) (Diptera, Chloropidae) – an inquiline in galls formed by *Lipara* flies on common reed (*Phragmites australis* (Cav.) Trin.). *Deutsche Entomologische Zeitschrift*, 55, 1, 129-135.
35. Grochowska, M. (2008b) Morphology of preimaginal stages of *Cryptonevra flavitarsis* (Diptera: Chloropidae) – an inquiline in galls formed by *Lipara* flies on common reed. *Entomologica Fennica*, 19, 1, 18-24.
36. Grochowska, M. (2008c). Morphology of preimaginal stages of *Incertella zuercheri* Duda 1933 (Diptera: Chloropidae) – an inquiline in galls formed by *Lipara* flies on common reed (*Phragmites australis* (Cav.) Trin.). *Annales de la Société entomologique de France* (N S.), 19, 2, 18-24.
37. Grochowska, M. (2011). A study of the biology of *Lipara* Meigen, 1830 (Diptera, Chloropidae) flies inhabiting the apical part of stems of *Phragmites australis* (Cavanilles) Trinius ex Steudel, 1841. Lublin: Wydawnictwo Uniwersytetu Marii Curie-Skłodowskiej.
38. Grochowska, M. (2013). Morphology of preimaginal stages of *Lipara lucens* (Diptera, Chloropidae) – a gall-forming fly in the common reed (*Phragmites australis*). *Acta Zoologica*, 94, 1, 94-100.
39. Hammer, Ř., Harper, D.A.T., Ryan, P.D. (2001). PAST: paleontological statistics software package for education and data analysis. *Palaeontologia Electronica*, 4, 1-9.
40. Harasimiuk, M., Nowak, J., Superson, J. (2008). Budowa geologiczna i rzeźba terenu. W: S. Uziak, R. Turski (red.), *Środowisko przyrodnicze Lubelszczyzny* (s. 13-72). Lublin: Lubelskie Towarzystwo Naukowe.
41. Haslam, S.M. (1972). Biological flora of the British Isles. No. 128. *Phragmites communis* Trin. (*Arundo phragmites* L.,? *Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steudel). *Journal of Ecology*, 60, 2, 585-610.
42. Heneberg, P., Bogusch, P., Tauchmanová, P., Řezáč, M., Astapenková, A. (2017). Common reed (*Phragmites australis*) gall as the limiting nesting resource of rare wetland bees and wasps (Hymenoptera: aculeata & Evanioidea) in Central Europe. *Ecological Engineering*, 108, part A, 100-113.
43. Hennig, W. (1935). Der Filterapparat im Pharynx der Cyclorrhaphenlarven und die biologische Deutung der Madenform. *Zoologischer Anzeiger*, 111, 131-135.

44. Hennig, W. (1943). Die Larve von *Haplegis nigratarsis* Duda (Diptera: Chloropidae). *Arbeiten über physiologische und angewandte Entomologie*, 10, 2/3, 117-123.
45. Hlabano, N., Ndlovu, L.N., Sibanda, N.R., Ncube, L.K. (2018). Production and Characterization of Reed and Wood Particles/Phenol Formaldehyde Resin Composite Board. *International Journal of Composite Materials*, 8, 2, 25-31.
46. Hodkinson, I.D., Hughes, M.K. (1982). *Insect herbivory*. London: Chapman & Hall.
47. Holm, L.D., Plucknett, D.L., Pancho, J.V., Herberger, J.P. (1977). *The world's worst weeds. Distribution and biology*. Honolulu, Hawaii, United States: University Press of Hawaii.
48. Kajak, Z. (2001). *Hydrobiologia-limnologia: ekosystemy wód śródlądowych*. Warszawa: Wydawnictwo Naukowe PWN.
49. Karps, A.E. (1978). Nowy wid zlakowych much roda *Lipara* Mg. (Diptera, Chloropidae) iz Latvii. *Entomologičeskoe obozrenie*, 57, 4, 915-917.
50. Knezevic, S.Z., Datta, A., Rapp, R.E., (2008). EC08-166 Noxious Weeds of Nebraska: Common Reed. *Historical Materials from University of Nebraska-Lincoln Extension*. 4803.
51. Köbbing, J., Thevs, N., Zerbe, S. (2013). The utilisation of reed (*Phragmites australis*): a review. *Mires and Peats*, 13, 1, 1-14.
52. Kondracki, J. (2002). *Geografia regionalna Polski*. Warszawa: Wydawnictwo Naukowe PWN.
53. Kozłowski, S. (2012). *Trawy. Właściwości, występowanie i wykorzystanie*. Warszawa: Państwowe Wydawnictwo Rolnicze i Leśne.
54. Kramer, H. (1917). Die Musciden der Oberlausitz. *Abhandlungen der Naturforschenden Gesellschaft zu Görlitz*, 28, 257-352.
55. Lalonde, R.G., Shorthouse, J.D. (1984). Developmental morphology of the gall of *Urophora cardui* (Diptera: Tephritidae) instems of Canada thistle (*Cirsium arvense*). *Canadian Journal of Botany*, 62, 1372–1384.
56. Lele, L., Cuiping, L., Shuna, L. (2018). Genetic and epigenetic changes during the invasion of a cosmopolitan species (*Phragmites australis*). *Ecology and Evolution*, 8, 13, 6615-6624.
57. Litwin, J.A., Gajda, M. (2011). *Podstawy technik mikroskopowych*. Kraków: Wydawnictwo Uniwersytetu Jagiellońskiego.

58. Liu, J., Kopold, P., van Aken, A., Maier, J., Yu, Y. (2015). Energy Storage Materials from Nature through Nanotechnology: A Sustainable Route from Reed Plants to a Silicon Anode for Li- Ion Batteries. *Angewandte Chemie International Edition*, 54, 23, 9632-9636.
59. Loew, H. (1858). Zwanzig neue Diptern. *Wiener Entomologische Monatschrift*, 2, 57-62, 65-79.
60. Łabno, G. (2006). *Ekologia. Słownik encyklopedyczny*. Warszawa: Wydawnictwo Europa.
61. Martin, L.J., Blossey, B. (2013). The Runaway Weed: Costs and Failures of *Phragmites australis* Management in the USA. *Estuaries and Coasts*, 36, 626-632.
62. Matuszkiewicz, W. (2007). *Przewodnik do oznaczania zbiorowisk roślinnych Polski*. Warszawa: Wydawnictwo Naukowe PWN.
63. Mayr, E. (1970). *Populations, species, and evolution*. Cambridge, MA: Belknap Press of Harvard University Press.
64. Meigen, J.W. (1830). *Systematische Beschreibung der bekannten europäischen Zweiflügeligen Insekten*. Sechster Teil. Hamm: Schulzische Buchhandlung.
65. Meyer, J., Maresquelle, H.J. (1986). *Anatomie des Galles*. Handbuch der Pflanzenanatomie. Vol. XIII. Stuttgart: Gebrueder Borntraeger.
66. Meyerson, L.A., Cronin, J.T., Pyšek, P. (2016). *Phragmites australis* as a model organism for studying plant invasions. *Biological Invasions*, 18, 2421-3431.
67. Michalczyk, Z., Wilgat, T. (1998). *Stosunki wodne Lubelszczyzny*. Lublin: Wydawnictwo UMCS.
68. Mikkola, K., Lafontaine, J.D. (1994). Recent introductions of riparian noctuid moths from the Palaearctic region to North America, with the first report of *Apamea unanimitis* (Huebner) (Noctuidae: Amphipyridae). *Journal of the Lepidopterists Society*, 48, 2, 121-127.
69. Mook, J.H. (1967). Habitat selection by *Lipara lucens* Mg. (Diptera, Chloropidae) and its survival value. *Archives Néerlandaises de Zoologie*, 17, 4, 469-549.
70. Narčuk, E.P. (1977). Znakowye muchi roda *Lipara* (Diptera: Chloropidae), ich biologija i parazity w Mongolii. *Nasekomye Mongolii*, 5, 711-715.
71. Narčuk, E.P. (1993). Swjazi palearktičeskoï naerktičeskoï fauny zlakowych much (Diptera, Chloropidae). *Zoologičeskii žurnal*, 72, 12, 77-91.

72. Narčuk, E.P., Kanmiia, K. (1996). Nowyï wid galloobrazujuščich much iz roda *Lipara* Meigen (Diptera, Chloropidae), otlíčajuščijja po akustičeskom signalam. Entomogičeskoe obozrenie, 75, 3, 706-713.
73. Nartshuk, E.P. (1983). System of the superfamily Chloropoidea (Diptera, Cyclorrhapha). Entomological Review, 62, 3, 180-193.
74. Nartshuk, E.P. (1996). Distribution pattern of phytophagous insects and their host-plants: widespread grasses and Chloropid flies (Diptera, Cyclorrhapha: Chloropidae). An International Journal of Dipterological Research, 7, 4, 251-259.
75. Packer, J., Meyerson, L., Skalov, H., Pyšek, P., Kueffer, C. (2017). Biological Flora of the British Isles: *Phragmites australis*. Journal of Ecology, 105, 4, 1123-1162.
76. Pokorný, V. (1981). Flies of the genus *Lipara*. W: V. Skuhřavý (red), Invertebrates and vertebrates attacking common reed stands (*Phragmites communis*) in Czechoslovakia (s. 25-42). Akademie: Praha.
77. Rabiej, M., (2012). Statystyka z programem Statistica. Gliwice: Helion.
78. Reader, T., (2003). Strong interactions between species of phytophagous fly: a case of intraguild kleptoparasitism. Oikos 103, 1, 101-112.
79. Reijnvaan, J.W, Docters van Leeuwen, W. (1906). Die Entwicklung der Galle von *Lipara lucens*. Recueil des travaux botaniques néerlandais, 2, 3-4, 235-261.
80. Rodewald-Rudescu, L. (1974). Das Schilfrohr *Phragmites australis* Trinius. Die Binnengewasser Band 27. Stuttgart: Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung.
81. Ruppolt, W. (1957). Zur Biologie der cecidogenen Diptere *Lipara lucens* Meigen (Chloropidae). Wissenschaftliche Zeitschrift der Ernst Moritz Arndt-Universität Greifswald. Mathematisch-Naturwissenschaftliche Reihe, 6, 5-6: 279-292.
82. Sanver, D., Hawkins, B.A. (2000). Galls as habitats: the inquiline communities of insect galls. Basic and Applied Ecology, 1, 1, 3-11.
83. Schiner, I.R. (1854). Dipterologische Fragmente IV. Verhandlungen der Zoologisch-Botanischen Gesellschaft in Wien, 4, 169-176.
84. Shannon, C.A. (1948). A Mathematical Theory of Communication. The Bell System Technical Journal, 27, 379-423.
85. Simpson, E.H. (1949). Measurement of diversity. Nature, 163, 688.
86. Strzałko, J., Mossor-Pietraszewska, T. (2006). Kompendium wiedzy o ekologii. Warszawa: Wydawnictwo Naukowe PWN.



87. Szadziwski, R., Gilka, W. (2012). Rząd: Muchówki – Diptera. W: C. Banaszak (red.), Zoologia. Tom 2, część 2. Stawonogi, Tchawkodyszne (s. 390-418). Warszawa: Wydawnictwo Naukowe PWN.
88. ter Braak, C.J.F., Šmilauer, P. (2012). Canoco reference manual and user's guide: software for ordination (version 5.0). Ithaca: Microcomputer Power.
89. Tewksbury, L., Casagrande, R., Blossey, B., Hafliger, P., Schwarzlander, M. (2002). Potential for biological control of *Phragmites australis* in North America. *Biological Control*, 23, 2, 191-212.
90. Tomaszewicz, H. (1979). Roślinność wodna i szuwarowa Polski. Rozprawy Uniwersytetu Warszawskiego 165. Warszawa: Wydawnictwa Uniwersytetu Warszawskiego.
91. Tschamtker, T. (1988). Variability of the grass *Phragmites australis* in relation to the behavior and mortality of the gall-inducing midge *Giraudiella inclusa* (Diptera: Cecidomyiidae). *Oecologia*, 76, 504-512.
92. Tschamtker, T. (1994). Tritrophic Interactions in Gallmaker Communities on *Phragmites australis*: Testing Ecological Hypothesis. W: P.W. Price, W.J. Mattson, Y.N. Baranchikov (red.), *The Ecology and Evolution of Gall-Forming Insects* (s. 73–92). General Technical Report NC-174. St. Paul: USDA Forest Service.
93. Tschamtker, T. (1999). Insects on common reed (*Phragmites australis*): community structure and the impact of herbivory on shoot growth. *Aquatic Botany*, 64, 3-4, 399-410.
94. Tucker, G.C. (1990). The genera of Arundinoideae (Poaceae) in southeastern United States. *Journal of the Arnold Arboretum*, 71, 2, 145-177.
95. Vandevyvere, I, De Bruyn, L. (1998). Morphological and histochemical analysis of galls of *Lipara lucens* (Diptera, Chloropidae) on *Phragmites australis* (Poaceae). *Canadian Journal of Botany*, 76, 8, 1374-1384.
96. Waitzbauer W. 1969. Lebensweise und Produktionsbiologie der Schilfgallenfliege, *Lipara lucens* Mg. (Diptera, Chloropidae). *Sitzungsberichte der Akademie der Wissenschaften mathematisch-naturwissenschaftliche Klasse*, 178 5-8, 175-242.
97. Wichtmann, W., Schröder, C., Joosten H. (red.) (2016). *Paludiculture – productive use of wet peatlands: Climate protection – biodiversity – regional economic benefits*. Stuttgart: Schweitzerbart.

98. Wilgat, T. (1963). Budowa geologiczna, rzeźba i wody Polesia Lubelskiego. W: T. Wilgat (red.), Polesie Lubelskie (s. 9-30). Lublin: Wydawnictwo Lubelskie.
99. Wróbel, B., Zienkiewicz, K., Smoliński, D.J., Niedojadło, J., Świdziński, M. (2005). Podstawy Mikroskopii Elektronowej. Skrypt dla studentów biologii. Toruń: Wydawnictwo Uniwersytetu Mikołaja Kopernika.

Aneks nr 1: Zebrany materiał (*Lipara* spp. i inkwiliny)

Nr próby	Stanowisko	Siedlisko	Strefa	N żuźbel w próbie	<i>Lipara lucens</i>	<i>Lipara similis</i>	<i>Lipara Rufitarsis</i>	<i>Lipara pullitarsis</i>	<i>Cryptonevra</i> sp.	<i>Intercella</i> sp.	Cecydomyidae	Anthomyzidae	Chalcididae	Braconidae	Lepidoptera	Orthoptera
1.	Prawiedniki	łąka	zw.	52	2	0	2	3	18	1	2	4	4	0	1	2
2.	Prawiedniki	łąka	zw.	76	1	0	2	3	11	0	17	0	6	0	0	0
3.	Prawiedniki	łąka	zw.	62	5	0	0	0	7	0	0	0	0	0	0	0
4.	Prawiedniki	łąka	zw.	87	4	1	2	0	20	0	0	0	0	1	0	0
5.	Prawiedniki	łąka	zw.	53	1	0	0	2	1	0	0	0	0	0	0	0
6.	Prawiedniki	łąka	zw.	21	0	0	0	0	5	0	0	0	0	2	0	0
7.	Prawiedniki	łąka	zw.	14	1	0	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0
8.	Prawiedniki	łąka	zw.	39	0	0	1	2	10	1	0	0	0	0	0	0
9.	Prawiedniki	łąka	zw.	22	6	1	0	0	10	1	0	0	0	1	0	0
10.	Prawiedniki	łąka	zw.	25	1	0	0	0	4	1	5	0	0	2	0	0
11.	Prawiedniki	łąka	śr.	27	1	0	0	1	8	3	0	0	0	0	0	0
12.	Prawiedniki	łąka	śr.	55	3	1	0	0	33	7	0	0	0	0	1	0
13.	Prawiedniki	łąka	śr.	73	4	2	0	1	13	1	0	0	0	0	1	0
14.	Prawiedniki	łąka	śr.	38	0	2	1	1	13	0	0	0	0	0	1	0
15.	Prawiedniki	łąka	śr.	49	3	0	0	2	9	1	0	0	0	1	0	0
16.	Prawiedniki	łąka	śr.	102	5	1	2	1	17	0	5	0	0	0	0	0
17.	Prawiedniki	łąka	śr.	56	3	1	4	2	17	0	0	1	0	1	0	0
18.	Prawiedniki	łąka	śr.	63	1	0	0	4	13	0	52	0	5	0	0	0
19.	Prawiedniki	łąka	śr.	127	3	2	0	3	29	0	0	0	0	0	1	0
20.	Prawiedniki	łąka	śr.	117	2	1	1	3	19	0	0	0	0	5	0	0
21.	Prawiedniki	łąka	ww.	59	2	0	2	0	10	0	0	0	11	4	0	0
22.	Prawiedniki	łąka	ww.	63	2	1	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0
23.	Prawiedniki	łąka	ww.	72	5	3	2	0	18	0	0	0	2	0	0	0
24.	Prawiedniki	łąka	ww.	56	5	1	0	0	4	0	0	0	0	2	0	0
25.	Prawiedniki	łąka	ww.	69	7	3	0	1	18	0	0	0	0	8	0	0
26.	Prawiedniki	łąka	ww.	73	2	0	1	0	3	0	0	0	0	2	0	0
27.	Prawiedniki	łąka	ww.	57	9	1	1	0	1	0	0	0	0	5	0	0
28.	Prawiedniki	łąka	ww.	63	3	0	1	0	8	1	1	0	1	0	0	0
29.	Prawiedniki	łąka	ww.	58	5	2	0	0	14	0	0	0	0	6	0	0
30.	Prawiedniki	łąka	ww.	76	4	0	0	0	1	0	0	0	2	0	0	0
31.	Zemborzyce	łąka	zw.	41	0	10	0	4	27	4	13	4	0	0	0	0
32.	Zemborzyce	łąka	zw.	32	0	6	0	3	18	0	4	2	0	0	0	0
33.	Zemborzyce	łąka	zw.	29	0	4	0	1	15	0	2	2	0	1	0	0
34.	Zemborzyce	łąka	zw.	33	0	7	0	2	6	0	1	0	0	0	0	0
35.	Zemborzyce	łąka	zw.	41	0	7	0	2	17	3	1	2	0	0	2	0
36.	Zemborzyce	łąka	zw.	46	0	8	0	4	33	0	0	0	0	1		0
37.	Zemborzyce	łąka	zw.	38	0	4	1	3	1	1	0	3	0	0	0	0
38.	Zemborzyce	łąka	zw.	29	0	1	1	2	5	0	0	4	0	0	0	0
39.	Zemborzyce	łąka	zw.	31	1	1	2	2	17	3	1	4	0	0	1	0

Nr próby	Stanowisko	Siedlisko	Strefa	N żądźbel w próbie	<i>Lipara lucens</i>	<i>Lipara similis</i>	<i>Lipara Rufitarsis</i>	<i>Lipara pullitarsis</i>	<i>Cryptonevra sp.</i>	<i>Intercella sp.</i>	Cecydomyidae	Anthomyzidae	Chalcididae	Braconidae	Lepidoptera	Orthoptera
40.	Zemborzyce	łąka	zw.	26	0	4	1	2	16	0	0	3	0	1	0	0
41.	Zemborzyce	łąka	śr.	44	0	3	0	0	7	1	0	0	0	0	0	0
42.	Zemborzyce	łąka	śr.	46	0	3	0	2	13	0	0	0	0	1	0	0
43.	Zemborzyce	łąka	śr.	50	0	4	0	4	27	1	1	1	0	0	1	0
44.	Zemborzyce	łąka	śr.	34	0	4	0	0	7	0	0	0	0	0	0	0
45.	Zemborzyce	łąka	śr.	41	0	1	0	2	3	2	4	0	0	0	0	0
46.	Zemborzyce	łąka	śr.	51	0	1	0	8	7	9	0	0	0	0	0	0
47.	Zemborzyce	łąka	śr.	45	0	1	0	4	5	4	0	0	0	0	0	0
48.	Zemborzyce	łąka	śr.	39	0	0	0	4	6	1	4	0	0	0	1	0
49.	Zemborzyce	łąka	śr.	29	1	1	0	1	3	1	0	1	0	0	0	0
50.	Zemborzyce	łąka	śr.	58	0	2	0	3	9	2	63	4	0	0	0	0
51.	Zemborzyce	łąka	ww.	38	0	1	1	1	1	0	0	0	0	0	1	0
52.	Zemborzyce	łąka	ww.	30	0	2	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0
53.	Zemborzyce	łąka	ww.	43	2	1	3	2	10	0	78	0	0	0	0	0
54.	Zemborzyce	łąka	ww.	36	0	1	1	2	2	0	0	0	0	0	0	4
55.	Zemborzyce	łąka	ww.	58	0	0	1	6	20	1	0	0	0	0	0	0
56.	Zemborzyce	łąka	ww.	45	0	0	0	5	7	0	0	0	0	0	0	0
57.	Zemborzyce	łąka	ww.	79	0	0	0	5	0	21	0	0	0	0	0	0
58.	Zemborzyce	łąka	ww.	39	0	1	0	2	0	10	0	0	0	0	0	0
59.	Zemborzyce	łąka	ww.	67	0	1	2	8	16	2	14	0	0	0	0	0
60.	Zemborzyce	łąka	ww.	51	0	1	0	10	8	2	0	1	0	0	0	0
61.	Jastków	łąka	zw.	43	0	0	0	4	9	5	0	0	0	0	0	0
62.	Jastków	łąka	zw.	29	0	0	0	2	3	5	0	1	0	0	0	0
63.	Jastków	łąka	zw.	38	0	0	0	1	3	4	75	2	0	0	0	0
64.	Jastków	łąka	zw.	41	0	0	0	5	6	1	0	2	0	0	0	0
65.	Jastków	łąka	zw.	36	0	0	0	3	5	1	0	0	0	0	0	0
66.	Jastków	łąka	śr.	55	0	0	0	4	8	2	1	1	0	0	1	0
67.	Jastków	łąka	śr.	69	0	0	1	8	15	9	0	0	0	0	0	0
68.	Jastków	łąka	śr.	53	0	0	1	3	3	0	0	0	0	0	0	0
69.	Jastków	łąka	śr.	45	0	1	0	3	7	0	0	1	0	0	0	0
70.	Jastków	łąka	śr.	50	0	0	0	6	8	1	14	2	0	0	0	0
71.	Jastków	łąka	ww.	63	0	0	0	8	9	4	0	0	0	0	0	0
72.	Jastków	łąka	ww.	58	0	1	0	6	13	2	0	2	0	0	0	0
73.	Jastków	łąka	ww.	50	0	0	1	5	8	1	0	0	0	0	0	0
74.	Jastków	łąka	ww.	29	0	0	0	8	11	3	0	0	0	0	0	0
75.	Jastków	łąka	ww.	39	0	0	0	3	4	0	0	0	0	0	0	0
76.	Garbatówka	torfowisko	zw.	19	0	0	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0
77.	Garbatówka	torfowisko	zw.	31	0	0	0	3	7	0	0	0	0	0	0	0
78.	Garbatówka	torfowisko	zw.	37	0	0	1	4	7	2	0	0	0	0	0	0
79.	Garbatówka	torfowisko	zw.	29	0	0	1	2	3	0	0	0	0	0	0	0
80.	Garbatówka	torfowisko	zw.	22	1	0	0	3	2	0	0	0	0	0	0	0
81.	Garbatówka	torfowisko	śr.	43	0	1	0	4	1	2	0	0	0	0	0	0

Nr próby	Stanowisko	Siedlisko	Strefa	N żuźbel w próbie	<i>Lipara lucens</i>	<i>Lipara similis</i>	<i>Lipara Rufitarsis</i>	<i>Lipara pullitarsis</i>	<i>Cryptonevra sp.</i>	<i>Intercella sp.</i>	Cecydomyidae	Anthomyzidae	Chalcididae	Braconidae	Lepidoptera	Orthoptera
82.	Garbatówka	torfowisko	śr.	30	0	0	1	2	6	1	0	0	0	0	0	0
83.	Garbatówka	torfowisko	śr.	43	0	1	0	3	9	3	0	0	0	0	0	0
84.	Garbatówka	torfowisko	śr.	28	1	0	1	2	6	2	0	0	0	0	0	0
85.	Garbatówka	torfowisko	śr.	21	0	0	1	2	2	0	0	0	0	0	0	0
86.	Garbatówka	torfowisko	ww.	53	0	0	0	8	13	3	0	0	0	0	0	4
87.	Garbatówka	torfowisko	ww.	58	0	1	1	5	23	8	4	0	0	0	0	0
88.	Garbatówka	torfowisko	ww.	47	1	3	3	3	9	4	0	0	0	0	0	2
89.	Garbatówka	torfowisko	ww.	45	0	1	1	7	9	14	0	0	0	0	0	0
90.	Garbatówka	torfowisko	ww.	31	0	1	1	4	6	0	0	0	0	0	0	0
91.	Chorupnik	łąka	zw.	25	0	0	0	3	9	4	0	1	0	0	0	0
92.	Chorupnik	łąka	zw.	38	0	1	0	8	3	2	0	1	0	0	0	0
93.	Chorupnik	łąka	zw.	28	0	2	0	3	3	0	0	0	0	0	0	0
94.	Chorupnik	łąka	zw.	40	0	4	0	2	11	0	0	0	0	0	0	0
95.	Chorupnik	łąka	zw.	27	0	1	2	3	0	0	0	1	0	0	0	0
96.	Chorupnik	łąka	śr.	51	1	1	0	3	17	1	1	1	0	0	0	0
97.	Chorupnik	łąka	śr.	73	0	2	0	8	10	0	0	0	0	0	0	0
98.	Chorupnik	łąka	śr.	46	0	0	0	4	0	0	0	0	0	0	0	0
99.	Chorupnik	łąka	śr.	78	0	0	0	10	8	0	0	0	0	0	0	0
100.	Chorupnik	łąka	śr.	57	0	2	1	4	10	0	0	0	0	0	0	0
101.	Chorupnik	łąka	ww.	47	0	4	0	2	11	0	0	0	0	0	0	0
102.	Chorupnik	łąka	ww.	59	0	5	2	3	3	0	0	0	0	0	0	0
103.	Chorupnik	łąka	ww.	39	0	4	0	1	4	0	0	0	0	0	0	0
104.	Chorupnik	łąka	ww.	36	0	3	0	1	15	0	0	0	0	0	0	0
105.	Chorupnik	łąka	ww.	55	1	3	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0
106.	Borek	woda	zw.	30	0	2	0	2	3	0	0	0	0	0	0	0
107.	Borek	woda	zw.	41	0	5	0	2	4	6	0	0	0	0	0	0
108.	Borek	woda	zw.	38	0	0	0	5	1	6	0	0	0	0	0	0
109.	Borek	woda	zw.	33	0	3	1	0	18	0	0	0	0	0	0	0
110.	Borek	woda	zw.	28	0	2	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0
111.	Borek	woda	ww.	57	0	5	2	1	16	1	0	1	0	0	0	0
112.	Borek	woda	ww.	72	1	4	0	6	10	1	0	0	0	0	0	0
113.	Borek	woda	ww.	63	0	0	1	8	9	0	0	0	0	0	0	0
114.	Borek	woda	ww.	78	0	3	0	6	24	2	0	0	0	0	0	0
115.	Borek	woda	ww.	61	0	3	0	2	11	4	0	0	0	0	0	0
116.	Borek	woda	śr.	39	0	0	1	3	6	1	0	0	0	0	1	0
117.	Borek	woda	śr.	50	0	0	0	4	7	0	0	0	0	0	0	0
118.	Borek	woda	śr.	54	0	3	0	6	9	2	0	0	0	0	1	0
119.	Borek	woda	śr.	43	0	1	0	6	3	3	0	0	0	0	1	0
120.	Borek	woda	śr.	51	0	4	1	1	5	0	0	0	0	0	0	1
121.	Lublin	łąka	zw.	31	0	3	0	1	13	0	0	0	0	0	0	0
122.	Lublin	łąka	zw.	48	1	2	1	0	6	2	0	1	0	0	0	0
123.	Lublin	łąka	zw.	19	0	2	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0

Nr próby	Stanowisko	Siedlisko	Strefa	N żądzel w próbie	<i>Lipara lucens</i>	<i>Lipara similis</i>	<i>Lipara Rufitarsis</i>	<i>Lipara pullitarsis</i>	<i>Cryptonevra sp.</i>	<i>Intercella sp.</i>	Cecydomyidae	Anthomyzidae	Chalcididae	Braconidae	Lepidoptera	Orthoptera
124.	Lublin	łąka	zw.	38	0	4	0	0	11	0	0	0	0	0	0	0
125.	Lublin	łąka	zw.	27	0	1	0	1	6	1	0	0	0	0	0	0
126.	Lublin	łąka	śr.	53	0	5	0	1	16	2	0	1	0	0	1	0
127.	Lublin	łąka	śr.	63	0	5	0	0	10	0	0	0	0	0	0	0
128.	Lublin	łąka	śr.	70	0	3	1	0	11	0	0	0	0	0	0	0
129.	Lublin	łąka	śr.	69	0	5	0	0	8	0	0	0	0	0	0	0
130.	Lublin	łąka	śr.	73	1	8	0	0	22	3	0	0	0	0	0	0
131.	Lublin	łąka	ww.	37	0	5	0	1	7	0	0	0	0	0	0	0
132.	Lublin	łąka	ww.	71	0	7	3	0	10	5	0	1	0	0	0	0
133.	Lublin	łąka	ww.	65	0	3	1	1	5	0	0	0	0	0	0	0
134.	Lublin	łąka	ww.	39	0	2	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0
135.	Lublin	łąka	ww.	50	0	5	3	0	7	0	0	0	0	0	0	0
136.	Mościska	torfowisko	zw.	70	0	0	0	5	5	2	0	2	0	0	0	0
137.	Mościska	torfowisko	zw.	61	0	1	0	4	11	2	0	0	0	0	0	0
138.	Mościska	torfowisko	zw.	58	0	1	0	4	7	0	0	0	0	0	1	0
139.	Mościska	torfowisko	zw.	47	0	0	0	3	0	0	0	3	0	0	0	0
140.	Mościska	torfowisko	zw.	55	1	1	0	6	4	3	76	0	0	0	0	0
141.	Mościska	torfowisko	śr.	89	0	3	0	8	11	4	3	3	0	0	1	0
142.	Mościska	torfowisko	śr.	83	0	0	1	8	4	0	0	0	0	0	0	0
143.	Mościska	torfowisko	śr.	71	1	1	0	3	9	0	0	1	0	0	0	5
144.	Mościska	torfowisko	śr.	69	0	1	0	6	13	2	0	0	0	0	0	0
145.	Mościska	torfowisko	śr.	63	0	4	0	5	8	1	21	0	0	0	0	0
146.	Mościska	torfowisko	ww.	58	0	2	0	5	10	0	0	0	0	0	0	0
147.	Mościska	torfowisko	ww.	67	0	3	0	2	8	1	54	0	0	0	0	3
148.	Mościska	torfowisko	ww.	66	0	3	0	3	7	0	0	0	0	0	0	1
149.	Mościska	torfowisko	ww.	44	0	1	0	5	3	0	64	0	0	0	0	0
150.	Mościska	torfowisko	ww.	47	0	1	0	4	3	0	0	1	0	0	0	0
151.	Zażółkiew	torfowisko	zw.	41	0	3	0	1	7	10	0	1	0	0	0	0
152.	Zażółkiew	torfowisko	zw.	35	0	2	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
153.	Zażółkiew	torfowisko	zw.	31	0	3	0	1	15	0	0	0	0	0	0	0
154.	Zażółkiew	torfowisko	zw.	18	0	1	0	0	10	0	0	0	0	0	0	0
155.	Zażółkiew	torfowisko	zw.	22	0	2	0	0	4	0	0	0	0	0	0	0
156.	Zażółkiew	torfowisko	śr.	49	0	3	0	4	19	0	36	0	0	0	0	0
157.	Zażółkiew	torfowisko	śr.	63	0	8	0	1	6	0	0	1	0	0	0	3
158.	Zażółkiew	torfowisko	śr.	51	0	5	0	2	6	0	0	0	0	0	0	0
159.	Zażółkiew	torfowisko	śr.	40	0	3	0	2	0	5	0	0	0	0	0	3
160.	Zażółkiew	torfowisko	śr.	39	0	3	0	0	8	0	0	0	0	0	0	8
161.	Zażółkiew	torfowisko	ww.	45	1	1	0	2	1	0	0	0	0	0	0	0
162.	Zażółkiew	torfowisko	ww.	37	1	1	0	1	4	0	0	0	0	0	0	0
163.	Zażółkiew	torfowisko	ww.	49	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
164.	Zażółkiew	torfowisko	ww.	31	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0
165.	Zażółkiew	torfowisko	ww.	29	0	1	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0

Nr próby	Stanowisko	Siedlisko	Strefa	N żuźbel w próbie	<i>Lipara lucens</i>	<i>Lipara similis</i>	<i>Lipara Rufitarsis</i>	<i>Lipara pullitarsis</i>	<i>Cryptonevra sp.</i>	<i>Intercella sp.</i>	Cecydomyidae	Anthomyzidae	Chalcididae	Braconidae	Lepidoptera	Orthoptera
166.	Okuninka	woda	zw.	49	0	0	0	6	5	1	0	2	0	0	0	0
167.	Okuninka	woda	zw.	32	0	0	0	7	6	0	0	0	0	0	0	0
168.	Okuninka	woda	zw.	44	0	0	0	4	3	1	0	1	0	0	0	0
169.	Okuninka	woda	zw.	51	0	0	0	8	5	0	0	0	0	0	0	0
170.	Okuninka	woda	zw.	29	0	0	0	4	2	0	0	0	0	0	0	0
171.	Okuninka	woda	śr.	33	0	0	0	3	4	0	0	1	0	0	0	0
172.	Okuninka	woda	śr.	39	0	0	0	2	1	0	0	0	0	0	0	0
173.	Okuninka	woda	śr.	59	0	0	0	4	0	0	0	0	0	0	0	0
174.	Okuninka	woda	śr.	21	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
175.	Okuninka	woda	śr.	30	0	0	0	2	2	0	0	0	0	0	0	0
176.	Okuninka	woda	ww.	47	0	0	0	7	3	1	0	0	0	0	0	0
177.	Okuninka	woda	ww.	59	0	0	0	3	1	0	0	0	0	0	0	0
178.	Okuninka	woda	ww.	35	0	0	0	2	2	0	0	0	0	0	0	0
179.	Okuninka	woda	ww.	40	0	0	0	2	3	0	0	0	0	0	0	0
180.	Okuninka	woda	ww.	53	0	0	0	2	4	3	0	0	0	0	0	0
181.	Wytyczno	woda	zw.	31	0	1	0	2	1	0	0	0	0	0	1	0
182.	Wytyczno	woda	zw.	40	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	1	0
183.	Wytyczno	woda	zw.	29	0	0	0	2	1	0	0	0	0	0	0	0
184.	Wytyczno	woda	zw.	44	0	0	0	3	6	0	0	0	0	0	0	0
185.	Wytyczno	woda	zw.	18	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
186.	Wytyczno	woda	śr.	49	0	0	0	2	2	0	0	0	0	0	0	0
187.	Wytyczno	woda	śr.	58	0	0	0	2	1	0	0	0	0	0	0	0
188.	Wytyczno	woda	śr.	40	0	0	0	2	1	0	0	0	0	0	0	0
189.	Wytyczno	woda	śr.	33	0	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0
190.	Wytyczno	woda	śr.	61	0	0	1	5	0	0	0	0	0	0	0	0
191.	Wytyczno	woda	ww.	53	0	0	0	5	0	0	20	0	0	0	2	0
192.	Wytyczno	woda	ww.	39	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
193.	Wytyczno	woda	ww.	44	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0
194.	Wytyczno	woda	ww.	55	0	1	0	3	0	0	0	0	0	0	1	0
195.	Wytyczno	woda	ww.	32	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
196.	Czarny Las	woda	zw.	30	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0
197.	Czarny Las	woda	zw.	17	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0
198.	Czarny Las	woda	zw.	38	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	1	0
199.	Czarny Las	woda	zw.	40	0	0	0	0	0	0	0	4	0	0	0	0
200.	Czarny Las	woda	zw.	20	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
201.	Czarny Las	woda	śr.	30	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
202.	Czarny Las	woda	śr.	49	0	0	0	1	0	0	0	1	0	0	0	0
203.	Czarny Las	woda	śr.	53	1	0	0	2	0	0	0	1	0	0	0	0
204.	Czarny Las	woda	śr.	44	0	0	1	1	2	0	0	0	0	0	0	0
205.	Czarny Las	woda	śr.	37	1	0	2	0	2	0	0	0	0	0	0	0
206.	Czarny Las	woda	ww.	30	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
207.	Czarny Las	woda	ww.	45	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Nr próby	Stanowisko	Siedlisko	Strefa	N żądzel w próbie	<i>Lipara lucens</i>	<i>Lipara similis</i>	<i>Lipara Rufitarsis</i>	<i>Lipara pullitarsis</i>	<i>Cryptonevra sp.</i>	<i>Intercella sp.</i>	Cecydomyidae	Anthomyzidae	Chalcididae	Braconidae	Lepidoptera	Orthoptera
208.	Czarny Las	woda	ww.	19	0	1	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0
209.	Czarny Las	woda	ww.	24	0	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0
210.	Czarny Las	woda	ww.	22	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
211.	Kołacze	torfowisko	zw.	31	0	0	0	1	5	2	0	1	0	0	0	0
212.	Kołacze	torfowisko	zw.	53	0	0	0	2	7	0	0	0	0	0	0	0
213.	Kołacze	torfowisko	zw.	44	0	1	0	1	6	0	0	0	0	0	0	0
214.	Kołacze	torfowisko	zw.	29	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0
215.	Kołacze	torfowisko	zw.	37	0	0	1	1	8	2	0	0	0	0	0	0
216.	Kołacze	torfowisko	śr.	73	1	0	1	2	6	0	0	0	0	0	0	0
217.	Kołacze	torfowisko	śr.	51	0	0	0	3	2	0	0	0	0	0	0	0
218.	Kołacze	torfowisko	śr.	80	0	0	0	3	6	0	0	2	0	0	0	0
219.	Kołacze	torfowisko	śr.	53	0	0	0	3	5	0	0	0	0	0	0	0
220.	Kołacze	torfowisko	śr.	48	0	0	0	5	4	4	0	0	0	0	0	0
221.	Kołacze	torfowisko	ww.	45	0	0	0	2	3	1	0	1	0	0	1	0
222.	Kołacze	torfowisko	ww.	59	0	0	1	3	0	2	0	1	0	0	0	0
223.	Kołacze	torfowisko	ww.	50	1	0	0	1	5	1	75	0	0	0	0	0
224.	Kołacze	torfowisko	ww.	41	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0
225.	Kołacze	torfowisko	ww.	39	0	0	0	1	4	0	0	0	0	0	0	0
226.	Sumin	las	zw.	18	1	1	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0
227.	Sumin	las	zw.	21	1	2	0	1	7	0	0	0	0	0	0	0
228.	Sumin	las	zw.	17	1	2	0	0	4	0	0	0	0	0	0	0
229.	Sumin	las	zw.	20	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
230.	Sumin	las	zw.	29	3	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
231.	Sumin	las	śr.	31	4	1	0	0	1	3	0	0	0	0	0	0
232.	Sumin	las	śr.	36	0	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
233.	Sumin	las	śr.	37	2	1	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0
234.	Sumin	las	śr.	40	6	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
235.	Sumin	las	śr.	34	2	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
236.	Sumin	las	ww.	29	1	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
237.	Sumin	las	ww.	17	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
238.	Sumin	las	ww.	32	2	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
239.	Sumin	las	ww.	41	2	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
240.	Sumin	las	ww.	39	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
241.	Podpakule	las	zw.	26	1	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
242.	Podpakule	las	zw.	37	1	0	0	2	1	0	0	0	0	0	0	0
243.	Podpakule	las	zw.	24	2	1	0	0	0	4	0	0	0	0	0	0
244.	Podpakule	las	zw.	49	2	1	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0
245.	Podpakule	las	zw.	31	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
246.	Podpakule	las	śr.	43	1	1	0	3	2	0	0	0	0	0	0	0
247.	Podpakule	las	śr.	51	1	2	1	0	1	6	0	0	0	0	0	0
248.	Podpakule	las	śr.	22	0	1	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0
249.	Podpakule	las	śr.	34	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0



Nr próby	Stanowisko	Siedlisko	Strefa	N żółbel w próbie	<i>Lipara lucens</i>	<i>Lipara similis</i>	<i>Lipara Rufitarsis</i>	<i>Lipara pullitarsis</i>	<i>Cryptonevra</i> sp.	<i>Intercella</i> sp.	Cecydomyidae	Anthomyzidae	Chalcididae	Braconidae	Lepidoptera	Orthoptera
250.	Podpakule	las	śr.	44	1	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0
251.	Podpakule	las	ww.	48	1	2	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0
252.	Podpakule	las	ww.	37	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
253.	Podpakule	las	ww.	32	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
254.	Podpakule	las	ww.	47	1	2	1	3	2	0	0	0	0	0	0	0
255.	Podpakule	las	ww.	45	1	3	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
256.	Garbów	las	zw.	17	0	1	0	1	2	0	0	0	0	0	0	0
257.	Garbów	las	zw.	33	0	2	0	0	4	1	0	0	0	0	0	0
258.	Garbów	las	zw.	27	0	0	0	2	2	0	0	0	0	0	0	0
259.	Garbów	las	zw.	19	0	2	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
260.	Garbów	las	zw.	38	0	4	0	1	8	2	0	0	0	0	0	0
261.	Garbów	las	śr.	40	0	1	0	2	1	0	0	0	0	0	0	0
262.	Garbów	las	śr.	34	0	0	0	2	5	5	0	0	0	0	0	0
263.	Garbów	las	śr.	47	0	0	0	2	11	0	0	0	0	0	0	0
264.	Garbów	las	śr.	26	0	1	1	0	2	0	0	0	0	0	0	0
265.	Garbów	las	śr.	41	0	4	0	1	3	2	0	0	0	0	0	0
266.	Garbów	las	ww.	17	0	2	1	1	3	0	0	0	0	0	1	0
267.	Garbów	las	ww.	28	0	1	0	1	5	0	0	0	0	0	0	0
268.	Garbów	las	ww.	33	0	4	0	1	2	3	0	0	0	0	0	0
269.	Garbów	las	ww.	37	1	3	0	0	5	0	0	0	0	0	0	0
270.	Garbów	las	ww.	26	0	2	0	0	6	0	0	0	0	0	0	0
271.	Łopiennik	las	zw.	11	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
272.	Łopiennik	las	zw.	14	1	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0
273.	Łopiennik	las	zw.	28	2	2	0	1	3	0	0	0	0	0	0	0
274.	Łopiennik	las	zw.	22	0	1	0	2	6	0	0	0	0	0	0	0
275.	Łopiennik	las	zw.	19	0	1	0	3	8	0	0	0	0	0	0	0
276.	Łopiennik	las	śr.	38	2	1	0	1	14	0	0	0	0	0	0	0
277.	Łopiennik	las	śr.	34	1	5	0	2	9	0	0	0	0	0	0	0
278.	Łopiennik	las	śr.	28	2	1	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0
279.	Łopiennik	las	śr.	32	2	1	0	2	8	2	0	0	0	0	0	0
280.	Łopiennik	las	śr.	23	2	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0
281.	Łopiennik	las	ww.	21	0	0	0	2	1	1	0	0	0	0	0	0
282.	Łopiennik	las	ww.	27	2	1	0	1	3	1	0	2	0	0	0	0
283.	Łopiennik	las	ww.	24	1	0	0	2	11	1	0	0	0	0	0	0
284.	Łopiennik	las	ww.	39	4	1	0	3	8	1	0	0	0	0	0	0
285.	Łopiennik	las	ww.	31	1	2	1	3	4	1	0	0	0	0	0	0
286.	Ćmiłów	las	zw.	14	0	0	0	4	7	3	0	0	0	0	0	0
287.	Ćmiłów	las	zw.	27	0	0	0	3	3	1	0	0	0	0	0	0
288.	Ćmiłów	las	zw.	33	0	0	0	2	3	2	0	2	0	0	0	0
289.	Ćmiłów	las	zw.	39	0	2	0	4	5	3	0	0	0	0	0	0
290.	Ćmiłów	las	zw.	18	0	0	0	4	3	2	0	0	0	0	0	0
291.	Ćmiłów	las	śr.	47	1	2	0	5	14	1	0	0	0	0	0	0

Nr próby	Stanowisko	Siedlisko	Strefa	N żądzel w próbie	<i>Lipara lucens</i>	<i>Lipara similis</i>	<i>Lipara Rufitarsis</i>	<i>Lipara pullitarsis</i>	<i>Cryptonevra sp.</i>	<i>Intercella sp.</i>	Cecydomyidae	Anthomyzidae	Chalcididae	Braconidae	Lepidoptera	Orthoptera
292.	Ćmiłów	las	śr.	51	1	1	0	10	5	0	0	0	0	0	0	0
293.	Ćmiłów	las	śr.	37	1	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0
294.	Ćmiłów	las	śr.	49	2	0	0	7	17	0	0	0	0	0	0	0
295.	Ćmiłów	las	śr.	41	0	1	0	7	5	0	0	0	0	0	0	0
296.	Ćmiłów	las	ww.	31	2	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	4
297.	Ćmiłów	las	ww.	16	0	1	0	3	1	0	0	0	0	0	0	0
298.	Ćmiłów	las	ww.	25	1	0	0	5	30	1	0	0	0	0	0	0
299.	Ćmiłów	las	ww.	38	0	0	0	2	11	1	0	0	0	0	0	0
300.	Ćmiłów	las	ww.	23	0	0	0	4	2	0	0	0	0	0	0	0
301.	Włodawa	woda	zw.	21	0	1	0	2	2	1	0	1	0	0	1	0
302.	Włodawa	woda	zw.	30	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
303.	Włodawa	woda	zw.	27	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
304.	Włodawa	woda	zw.	19	1	0	0	3	0	1	0	3	0	0	0	6
305.	Włodawa	woda	zw.	25	1	0	0	1	0	1	0	0	0	0	0	0
306.	Włodawa	woda	śr.	10	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
307.	Włodawa	woda	śr.	24	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
308.	Włodawa	woda	śr.	13	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
309.	Włodawa	woda	śr.	6	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
310.	Włodawa	woda	śr.	19	0	1	0	1	4	0	0	0	0	0	0	0
311.	Włodawa	woda	ww.	13	0	1	0	2	10	0	0	0	0	0	0	0
312.	Włodawa	woda	ww.	18	1	0	0	1	1	1	0	0	0	0	0	0
313.	Włodawa	woda	ww.	8	0	0	0	1	2	0	0	0	0	0	0	0
314.	Włodawa	woda	ww.	10	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
315.	Włodawa	woda	ww.	20	2	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0
316.	Sosnowica	torfowisko	zw.	27	0	0	0	2	10	0	0	0	0	0	1	0
317.	Sosnowica	torfowisko	zw.	38	2	0	0	1	3	0	0	0	0	0	0	0
318.	Sosnowica	torfowisko	zw.	18	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
319.	Sosnowica	torfowisko	zw.	10	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
320.	Sosnowica	torfowisko	zw.	21	0	0	0	2	4	0	0	0	0	0	0	0
321.	Sosnowica	torfowisko	śr.	9	0	0	0	1	1	1	0	0	0	0	0	0
322.	Sosnowica	torfowisko	śr.	13	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0
323.	Sosnowica	torfowisko	śr.	7	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
324.	Sosnowica	torfowisko	śr.	21	1	0	0	1	1	1	0	0	0	0	0	0
325.	Sosnowica	torfowisko	śr.	5	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
326.	Sosnowica	torfowisko	ww.	20	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0
327.	Sosnowica	torfowisko	ww.	25	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
328.	Sosnowica	torfowisko	ww.	9	0	0	1	0	2	0	0	0	0	0	0	0
329.	Sosnowica	torfowisko	ww.	15	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0
330.	Sosnowica	torfowisko	ww.	18	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0

## **Aneks nr 2: Naukowe *curriculum vitae***

### **Anna Maria Janicka**

Data urodzenia: 19 sierpnia 1988 r.

Miejsce urodzenia: Sztum

e- mail:anna.janicka14@gmail.com

tel. kom. 693 172 367

### Wykształcenie

- 2012-2016 – Uniwersytet Marii Curie-Skłodowskiej w Lublinie, Wydział Biologii i Biotechnologii  
studia stacjonarne III<sup>o</sup>  
kierunek: biologia
- 2010-2012 – Uniwersytet Marii Curie-Skłodowskiej w Lublinie, Wydział Biologii i Biotechnologii  
studia stacjonarne II<sup>o</sup>  
kierunek: biologia, specjalność: biologia nauczycielska  
uzyskany tytuł zawodowy: magister  
Temat pracy magisterskiej: „Analiza morfometryczna wybranych cech *Culicoides obsoletus* Meigen, 1918/*scoticus* Downes & Kettle, 1952 (Ceratopogonidae, *Avaritia* Fox, 1955)”  
promotor: dr hab. Maria Grochowska (Zakład Zoologii)
- 2007-2010 – Uniwersytet Marii Curie-Skłodowskiej w Lublinie, Wydział Biologii i Nauk o Ziemi  
studia stacjonarne I<sup>o</sup>  
kierunek: biologia, specjalność: nauczanie biologii i geografii  
uzyskany tytuł zawodowy: licencjat  
Temat pracy licencjackiej: „Gry dydaktyczne w edukacji przyrodniczej”  
promotor: dr Paweł Wojtanowicz (Zakład Dydaktyki Geografii)
- 2004-2007 – Liceum Ogólnokształcące im. Jana Kasprowicza w Sztumie  
profil: biologiczno-chemiczny

### Realizacja projektów badawczych

- 2015-2016 – Grant przyznawany przez Wydziałową Komisję ds. Badań Naukowych Młodych Pracowników Naukowych i Doktorantów Wydziału Biologii i Biotechnologii UMCS  
Projekt: „Analiza morfologiczna merystemu wierzchołkowego źdźbła trzciny pospolitej (*Phragmites australis*) (Cav. Ex Steud.) porażonej przez muchówki z rodzaju *Lipara* (Mg)”.
- 2014 -2015 – Grant przyznawany przez Wydziałową Komisję ds. Badań Naukowych Młodych Pracowników Naukowych i Doktorantów Wydziału Biologii i Biotechnologii UMCS  
Projekt: „Analiza zasiedleń wierzchołkowej części źdźbeł trzciny pospolitej przez gatunki z rodzaju *Lipara* Mg. na Polesiu Zachodnim i Wyżynie Lubelskiej”

### Publikacje naukowe

– artykuły w czasopismach recenzowanych

1. Janicka, A., Grochowska, M. (2016). Characteristics of galls formed by *Lipara pullitarsis* Doskočil & Chvála, 1971 (Diptera, Chloropidae) on common reed (*Phragmites australis* (Cav.) Trin. Ex Steud, 1841). *Annales Universitatis Mariae Curie-Skłodowska Sectio C*, 70, 2, 7-18.

– komunikaty konferencyjne

1. Janicka, A., Grochowska, M. (2013a). Entomofauna wierzchołkowej części źdźbeł trzciny pospolitej (*Phragmites australis* Cav. ex Steud.) występujących na podmokłej łące w Prawiednikach k. Lublina; W: Książka abstraktów II Ogólnopolskiej Konferencji Młodych Naukowców ARTHROPOD, Katowice, 23-25.05.2013 r., s. 44.
2. Janicka, A., Grochowska, M. (2013b). Zróżnicowanie behavioru i miejsc występowania wybranych gatunków Diptera- konsumentów trzciny pospolitej (*Phragmites australis*) (Cav.) Trin. ex Steud.). W: Książka abstraktów XXXII Zjazdu Sekcji Dipterologicznej PTE oraz VII Konferencji Dipterologicznej PTE „Biologia i Systematyka muchówek”, Zatwarnica, 23-25.05.2013 r., s. 3.
3. Janicka, A., Grochowska, M. (2014a). Muchówki (Diptera) – jedna z wielu przyczyn powstawania anomalii rozwojowych roślin. W: Książka abstraktów XXXIII Zjazdu

- Sekcji Dipterologicznej PTE oraz VII Konferencji Dipterologicznej PTE „Biologia i Systematyka muchówek”, Koniówka, 23-25.05.2014 r., s. 9.
4. Janicka, A., Grochowska, M. (2014b). Materiały do poznania składu gatunkowego entomofauny wierzchołkowej części źdźbeł trzciny pospolitej (*Phragmites australis* (Cav. ex Steud)) na wybranych stanowiskach w okolicy Lublina. W: Książka abstraktów III Ogólnopolskiej Konferencji Młodych Naukowców ARTHROPOD, Katowice, 30-01.06.2014 r., s. 52.
  5. Janicka, A., Grochowska, M. (2014c). Analiza częstotliwości występowania galasów wytworzonych przez muchówki z rodzaju *Lipara* (Diptera, Chloropidae), jako kryterium oceny charakteru powiązań tych owadów ze środowiskiem. W: Książka abstraktów Ogólnopolskiej Konferencji Studentów i Doktorantów, Kierunki Przyrodnicze i Medyczne, Lublin, 22-23.11.2014 r., s. 70.
  6. Janicka, A., Grochowska, M. (2015a). Wstęp do analizy galasów powstałych na trzcinie pospolitej (*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud w wyniku oddziaływań *Lipara pullitarsis* Doskočil & Chvála (Diptera, Chloropidae). W: Książka abstraktów VII Interdyscyplinarnej Konferencji Naukowej TYGIEL 2015 „Interdyscyplinarność kluczem do rozwoju”, Lublin, 21-22.03.2015 r., s. 164.
  7. Janicka, A., Grochowska, M. (2015b). *Lipara pullitarsis* Doskočil & Chvála (Diptera, Chloropidae), gatunek o nieustalonym modelu zachowań. W: Książka abstraktów XXXIV Zjazdu Sekcji Dipterologicznej PTE oraz VIII Konferencji Dipterologicznej PTE „Biologia i Systematyka muchówek”, Spała, 24-26.04.2015 r., s. 27.
  8. Janicka, A., Grochowska, M. (2015c). Historia badań europejskich muchówek z rodzaju *Lipara* Meigen, 1830 (Diptera, Chloropidae, Insecta) tworzących galasy na trzcinie pospolitej (*Phragmites australis* (Cav. Trin. ex Steud.)). W: Książka abstraktów Interdyscyplinarnej Konferencji Naukowej „70 lat po Wojnie – Polska i Świat 1945-2015”, Lublin, 16-17.05.2015 r., s. 21-22.
  9. Janicka, A., Grochowska, M. (2016a). Wstępna analiza stopnia porażenia źdźbeł trzciny pospolitej *Phragmites australis* (Cav. ex Steud.) przez muchówki z rodzaju *Lipara* (Diptera, Chloropidae) na Wyżynie Lubelskiej. W: Materiały konferencyjne IX Konferencji Dipterologicznej Polskiego Towarzystwa Entomologicznego „Biologia i systematyka muchówek” oraz XXXV Zjazdu Sekcji

- Dipterologicznej Polskiego Towarzystwa Entomologicznego, Sękocin Stary, 15-17 kwietnia 2016 r., s. 17.
10. Janicka, A., Grochowska, M. (2016b). Jak powstają galasy muchówek z rodzaju *Lipara* (Mg.) na trzcinie pospolitej (*Phragmites australis*) (Cav. ex Steud.)? W: Materiały konferencji „Badania i Rozwój Młodych Naukowców w Polsce 2016, wiosna – część czwarta”, Gdańsk, 18.04.2016 r., s. 49.
  11. Janicka, A., Grochowska, M. (2016c). Garnusznica bukowa (*Mikiola fagi*) i hartigiolówka bukowa (*Hartigiola annulipes*) (Diptera: Cecidomyiidae) – owady przyczyniające się do spadku odporności biologicznej buka zwyczajnego (*Fagus sylvatica*). W: Książka abstraktów Trzeciego Forum Młodych Przyrodników „Rolnictwo – Żywność – Zdrowie”, Lublin, 21.05.2016 r., s. 62.
  12. Janicka, A., Grochowska, M. (2016d). Analiza metryczna źdźbeł trzciny pospolitej (*Phragmites australis* (Cav. Ex Steud.)) porażonych przez muchówki z rodzaju *Lipara* (Diptera, Chloropidae). W: Książka abstraktów V Ogólnopolskiej Konferencji Młodych Naukowców ARTHROPOD, Katowice, 1-3.07.2016 r., s. 42.

#### Udział w konferencjach naukowych

1. Ogólnopolska Konferencja Młodych Naukowców ARTHROPOD, Katowice, 23-25.05.2013 r. – referat.
2. XXXII Zjazd Sekcji Dipterologicznej PTE oraz VII Konferencja Dipterologiczna PTE „Biologia i Systematyka muchówek”, Zatwarnica, 23-25.05.2013 r. – referat.
3. XXXIII Zjazd Sekcji Dipterologicznej PTE oraz VII Konferencja Dipterologiczna PTE „Biologia i Systematyka muchówek”, Koniówka, 23-25.05.2014 r. – referat.
4. III Ogólnopolska Konferencja Młodych Naukowców ARTHROPOD, Katowice, 30-01.06.2014 r. – referat.
5. Ogólnopolska Konferencja Studentów i Doktorantów, Kierunki Przyrodnicze i Medyczne, Lublin, 22-23.11.2014 r. – referat.
6. VII Interdyscyplinarna Konferencja Naukowa TYGIEL 2015 „Interdyscyplinarność kluczem do rozwoju”, Lublin, 21-22.03.2015 r. – referat.
7. XXXIV Zjazd Sekcji Dipterologicznej PTE oraz VIII Konferencja Dipterologiczna PTE „Biologia i Systematyka muchówek”, Spała, 24-26.04.2015 r. – referat.
8. Interdyscyplinarna Konferencja Naukowa „70 lat po Wojnie – Polska i Świat 1945-2015”, Lublin, 16-17.05.2015 r. – referat.

9. IX Konferencja Dipterologiczna Polskiego Towarzystwa Entomologicznego „Biologia i systematyka muchówek” oraz XXXV Zjazd Sekcji Dipterologicznej Polskiego Towarzystwa Entomologicznego, Sękocin Stary, 15-17 kwietnia 2016 r. – referat.
10. Konferencja „Badania i Rozwój Młodych Naukowców w Polsce 2016, wiosna – część czwarta”, Gdańsk, 18.04.2016 r. – referat.
11. Trzecie Forum Młodych Przyrodników „Rolnictwo – Żywność – Zdrowie”, Lublin, 21.05.2016 r. – referat.
12. V Ogólnopolska Konferencja Młodych Naukowców ARTHROPOD, Katowice, 1-3.07.2016 r. – referat.

#### Inne wystąpienia o charakterze naukowym

- 6.11.2012 r. – „Biologia muchówek z rodzaju *Lipara* (Mg.)” – referat na forum Lubelskiego Oddziału Polskiego Towarzystwa Parazytologicznego

#### Aktywności organizacyjne podczas studiów doktorskich

- 2014-2016 – Przedstawicielka Samorządu Doktorantów UMCS w Wydziałowej Komisji ds. Grantów dla Młodych Pracowników i Doktorantów Wydziału Biologii i Biotechnologii UMCS
- 2014-2016 – Przedstawicielka Samorządu Doktorantów UMCS w Wydziałowym Zespole Programowym ds. Studiów Doktoranckich Wydziału Biologii i Biotechnologii UMCS
- 28.10.2015 r. – Funkcja sekretarza na obronie pracy doktorskiej mgr. Łukasza Lisa pt. „Owady wodne (Insecta) zrekultywowanego terenu po kopalni siarki „Jeziórko”

#### Doświadczenie dydaktyczne zgromadzone podczas studiów doktorskich

- 2014-2015 – prowadzenie ćwiczeń laboratoryjnych z przedmiotu „Zoologia ogólna i systematyczna” dla I r. I° biologii UMCS (specjalności: biologia ogólna, biologia eksperymentalna)
- 2013-2014 – prowadzenie ćwiczeń laboratoryjnych z przedmiotu „Zoologia ogólna i systematyczna” dla I r. I° biologii UMCS (specjalności: biologia ogólna, biologia eksperymentalna)

2012-2013 – prowadzenie ćwiczeń laboratoryjnych z przedmiotu „Zoologia ogólna i systematyczna” dla I r. I° biologii UMCS (specjalności: biologia ogólna, biologia eksperymentalna)

Doświadczenie zawodowe

od 2022 – Niebieska – Szkoła Podstawowa dla Dzieci z Autyzmem, Warszawa  
nauczycielka przedmiotu „przyroda”

od 2022 – XVII Liceum Ogólnokształcące im. Andrzeja Frycza Modrzewskiego  
z oddziałami dwujęzycznymi, Warszawa  
nauczycielka przedmiotu „biologia”

od 2020 – Zespół Szkół nr 79 im. Stanisława Kostki Potockiego, Warszawa  
nauczycielka przedmiotów: „biologia”, „geografia” i „przyroda”

2018-2020 – Korczakowska Szkoła Marzeń, Warszawa  
nauczycielka przedmiotu „przyroda”