

KLUCZE DO OZNACZANIA OWADÓW POLSKI

Opracowanie zbiorowe

Kolegium Redakcyjne: doc. dr Wł. Bazyluk, dr B. Burakowski,
mag. A. Goljan, prof. dr T. Jaczewski (przewodniczący), doc. dr M.
Mroczkowski (sekretarz), prof. dr J. Nast, prof. dr M. Nunberg,
dr W. Puławski, prof. dr St. Smreczyński, prof. dr J. Stach,
prof. dr W. Szymczakowski, prof. dr Prz. Trojan, prof. dr J.
Urbański, prof. dr A. Wróblewski

Część XV

Wszóły — *Mallophaga*

Zeszyt 1

Część ogólna oraz

nadrodziny *Gyropoidea* i *Laemobothrioidea*

(ze 102 rysunkami)

Opracowała

dr hab. JADWIGA ZŁOTORZYCKA

Wydano z zasiłku Polskiej Akademii Nauk

WARSZAWA 1972

PAŃSTWOWE WYDAWNICTWO NAUKOWE

WSZOŁY — MALLOPHAGA

Część ogólna oraz nadrodziny *GYROPOIDEA* i *LAEMOBOTHRIOIDEA*

Opracowała

dr hab. JADWIGA ZŁOTORZYCKA

SPIS TREŚCI¹

I. Część ogólna	3
1. Wstęp	3
2. Morfologia owadów dojrzałych	4
3. Morfologia larw	14
4. Jaja	15
5. Biologia i ekologia	16
6. Sztuczne hodowle	20
7. Zwalczanie	21
8. Zbieranie i konserwowanie	22
9. Wskazówki dla posługujących się kluczami do oznaczania	30
II. Przegląd systematyczny podrzędów i nadrodzin	31
III. Klucze do oznaczania podrzędów i nadrodzin	31
IV. Przegląd systematyczny nadrodzin <i>Gyropoidea</i> i <i>Laemobothrioidea</i>	33
V. Klucze do oznaczania	36
VI. Piśmiennictwo	51
VII. Skorowidz nazw systematycznych łacińskich	54

I. CZĘŚĆ OGÓLNA

1. Wstęp

Mallophaga (w dosłownym tłumaczeniu «pożeracze runa») już w wieku XVII znane były w Polsce pod nazwą wszoły. W rolniczo-encyklopedycznym dziele naszego rodaka J. K. HAURA z r. 1693², wspominane są «wszoły» pasożytujące na bydłe (str. 59). Nazwa

¹ Zestawienie żywicieli i pasożytujących na nich gatunków wszołów będzie podane w zeszycie 6 części XV niniejszych «Kluczy».

² J. K. HAUR. Skład albo Skarbiec Známomych Sekretow Oekonomicy Ziemianskiéy. Kraków, 1693, 32+523+16 str., liczne rysunki nienumerowane. Dzieło to było dedykowane panującemu wówczas Janowi III SOBIESKIEMU.

wszóło bardzo trafnie wskazuje, że chodzi tu o pasożyty zbliżone do wszy, aczkolwiek nie identyczne z nimi.

Wszóło jako pasożyty zewnętrzne są przez całe swoje życie trwale związane z żywicielami, a więc należą do grupy pasożytów stałych (*parasiti permanentes*). Występują powszechnie na ptakach, z tym że na większości gatunków żywicielskich pasożytuje po kilka gatunków wszółów. Obecność wszółów na ssakach jest bardziej ograniczona. Żywicielami mogą być tylko zwierzęta drapieżne, kopytne, niektóre gryzonie, jak świnki morskie, szynszyle i nutrie, oraz małpy Nowego Świata i torbacze. U większości ssaków każdy gatunek żywicielski charakteryzuje się tylko jednym specyficznym gatunkiem wszółów. Wyjątkowo na gryzoniach mogą występować równolegle po trzy znacznie różniące się od siebie gatunki wszółów.

Rząd wszółów (*Mallophaga*) dzieli się na dwa podrzędy: wszóło głąszczkowe (*Amblycera*) i wszóło bezgłąszczkowe (*Ischnocera*). Obie te jednostki obejmują zarówno pasożyty ptaków jak i ssaków. Ze względów praktycznych stosuje się czasem podział wszółów według ich żywicieli na żyjące w upierzeniu ptasim (pierzela) i żyjące w sierści ssaków (sierścienie). Jest to podział przeprowadzony na zasadzie różnic w ekologii tych pasożytów i nie należy go mylić z podziałem systematycznym, wskazującym na pokrewieństwo oraz rangę podobieństw i różnic między poszczególnymi taksonami.

Wszóło głąszczkowe (*Amblycera*), charakteryzujące się dobrze wykształconymi głąszczkami szczękowymi, dzieli się na 16 rodzin, z których w Polsce występuje 12. Są to: *Gyropidae*, *Gliricolidae*, *Trimenoponidae*, *Laemobothriidae*, *Ricinidae*, *Somaphantidae*, *Mecoponidae*, *Ancistronidae*, *Pseudomenoponidae*, *Trinotonidae*, *Colpocephalidae* i *Piagetiellidae*. Natomiast wszóło bezgłąszczkowe (*Ischnocera*), nie mające głąszczków szczękowych, obejmują 21 rodzin, z których w Polsce występuje też 12. Są to: *Goniodidae*, *Bovicolidae*, *Trichodectidae*, *Philopteridae*, *Rallicolidae*, *Meinertzhageniellidae*, *Lipeuridae*, *Degeeriellidae*, *Pseudonirmidae*, *Giebeliidae*, *Esthiopteridae* i *Acidoproctidae*.

Wszóło stanowią stosunkowo liczną grupę owadów, wielokrotnie przewyższającą zróżnicowaniem systematycznym i liczebnością gatunków spokrewnione z nimi wszy (*Anoplura*). Liczba znanych na świecie gatunków dochodzi do 5000, z czego w Polsce należy się spodziewać około 700 gatunków łącznie z podgatunkami. Wszóło zawdzięcza swoje bogactwo gatunkowe wąskiej specyficzności względem żywicieli. Z reguły każdy gatunek lub podgatunek tych owadów pasożytuje na jednym określonym gatunku żywicielskim i zasadniczo nie przystosowuje się do życia na niewłaściwym sobie żywicielu.

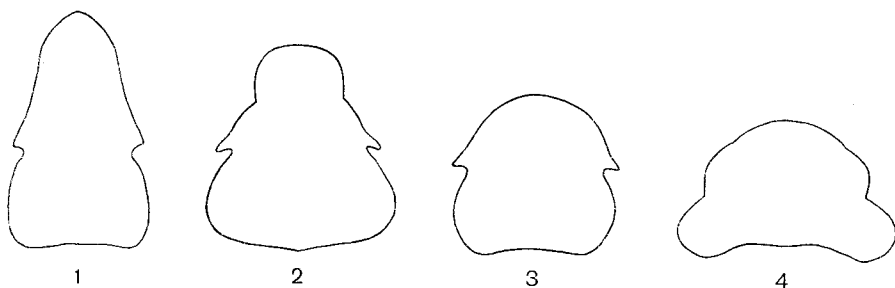
2. Morfologia owadów dojrzałych

Wszóło są nieuskrzydłonymi owadami o ciele grzbietowo-brzusznie spłaszczonym. Długość całkowita waha się od 1 do 15 mm. Kształt ciała bywa dość rozmaity. Aparat gębowy zawsze typu gryzącego, służy do nadgryzania keratynowych produktów naskórka, a czasem i skóry żywiciela. Głowa nigdy nie jest węższa od przedtułowia, a tułów jest trójpierścieniowy, przy czym czasem drugi i trzeci pierścień mogą być ze sobą zrosnięte. Odnóża typu kroczonego, czasem przystosowane do biegania. Odwłok mniej lub więcej wydłużony, składający się z 9—10 widocznych segmentów. Całe ciało okryte pancerzem, złożonym ze sztywnych płytek, połączonych elastycznymi błonkami. Brunatne lub żółte

ubarwienie ciała związane jest z wykształceniem pancerza. Gdzie pancerz jest najgrubszy, powstaje pewien — charakterystyczny dla danego gatunku — układ plam (ornament). Najcieńsze partie pancerza są bladożółte lub bezbarwne. Na powierzchni ciała znajdują się zawsze włoski. Niektóre z nich bywają przekształcone w grube kolce lub cieńsze szczeciny. Twory te na ogół występują w charakterystycznych ugrupowaniach, rzędami, pękami, wieńcami itp. Liczba ich i rozmiary bywają różne.

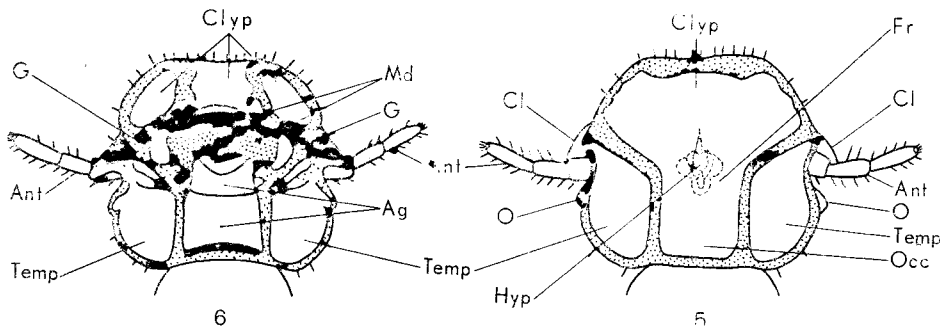
Głowa (caput) stosunkowo duża, rozmaicie ukształtowana (rys. 1, 2, 3, 4). Zasadniczy plan budowy głowy taki sam jak u innych owadów. Niemniej jej grzbietowo-brzuszne spłaszczenie, redukcja niektórych elementów aparatu gębowego oraz swoiste wykształcenie wzmocnień pancerza wymagają szczegółowego omówienia.

Wybitne spłaszczenie głowy dzieli ją na część brzuszną i grzbietową, z tym że obie strony przedniej części głowy zajmuje nadustek (clypeus, rys. 5, 6), czasem pokaźnie rozrośnięty. Za nadustkiem, po stronie grzbietowej znajduje się czoło (frons), od którego nie wyróżnia się ciemię (vertex), a za nim potylicca (occiput). Natomiast po



Rys. 1—4. Zarys głowy u różnych wszołw. (Oryg.).

1 — *Fulicoffula lurida* (NITZSCH). 2 — *Anatoecus (Anatoecus) icterodes* (NITZSCH). 3 — *Degeeriella discocephala* (BURM.). 4 — *Austromenopon icterum* (BURM.).



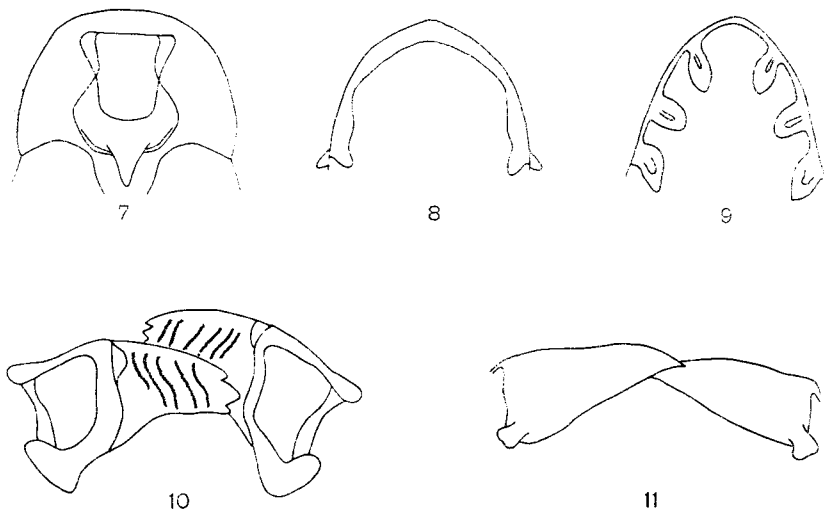
Rys. 5—6. Głowa *Bovicola caprae* (GURLT). (Według RISLERA, nieco zmienione).

5 — strona grzbietowa. 6 — strona brzuszna. *Clyp* — nadustek, *Fr* — czoło, *Occ* — potylicca, *Md* — żuwaczki, *Ag* — pole gularne, *Hyp* — podgębie, *G* — policzki, *Temp* — skronie, *O* — oczy, *Cl* — klawusy, *Ant* — czułki. Zakropkowano wzmocnienia pancerza oraz żuwaczki.

stronie brzusznej, w miejscu wypadającym pod czołem leży aparat gębowy, a za nim pole gularne (area gularis). Po bokach aparatu gębowego leżą policzki (genae), a po bokach pola gularnego — skronie (tempora). Taka budowa głowy, gdzie narządy gębowe znajdują się po brzusznej stronie, nosi nazwę hipognatycznej. Na brzusznej stronie głowy znajdują się członowane przydatki. Są to u wszołów głaszczkowych głaszczki szczękowe (palpi maxillares) i czułki (antennae). U wszołów bezgłaszczkowych czułki wyrastają z wgłębień na bocznych krawędziach głowy. Przednia część głowy, granicząca z nasadą czulków nosi nazwę przedczułkowej (pars praeantennalis), a tylna — zaczułkowej (pars postantennalis). Po bokach głowy znajdują się także oczy oraz, u wszołów z podrzędu *Ischnocera*, wyrostki nadczułkowe.

Włoski głowowe (chaetotaxis capitis) bywają różnej wielkości i odznaczają się charakterystycznym ułożeniem u poszczególnych gatunków bądź rodzajów wszołów. Zasadniczo najdłuższe włoski występują na bocznych i tylnych krawędziach głowy. Najkrótsze włoski są na czulkach, a u wszołów głaszczkowych na krawędziach bruzd zwanych zatokami czułkowymi (fossae antennarum). Na polu gularnym włoski bywają rozmieszczone po bokach mocniej zesklekotyzowanej płytki gularnej.

Nadustek może być błoniasty i przezroczysty lub mniej czy więcej zesklekotyzowany. Wyraża się to intensywnością ubarwienia i ciemnymi strukturami, jak płytki (rys. 7), ciemne obrzeżenia (rys. 8), zgrubienia pancerza (rys. 9) itp. Kształt i wielkość nadustka bywają różne. U wszołów głaszczkowych jest on mniej lub więcej zredukowany, a więc



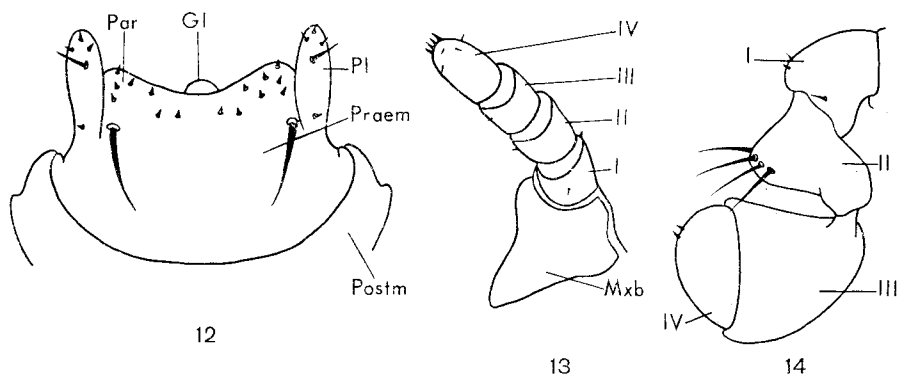
Rys. 7—11. (7—9 oryg.; 10 według RISLERA, nieco zmieniony; według STÖWEGO, nieco zmieniony). 7—9 — różne typy nadustków wszołów. 7 — *Anatoecus (Benatoecus) dentatus dentatus* (SCOP.) — nadustek błoniasty z płytką wzmacniającą pośrodku. 8 — *Rhynonirmus helvolus* (NITZSCH) — z prosto ukształtowanym ciemnym obrzeżeniem. 9 — *Falcolipeurus sulcifrons* (DENNY) — z obrzeżeniem typu pętlowatego. 10—11 — żuwaczki. 10 — *Bovicola caprae* (GURLT) — masywne i tępo zakończone, przystosowane do rozgryzania twardych wytworów skórnych. 11 — *Trimenopon hispidum* (NITZSCH in BURM.) — smukłe i ostro zakończone, przystosowane do rozcinania skóry.

czasem nawet bardzo krótki, a u wszołów bezgłaszczkowych jest tak dobrze rozwinięty, że osiąga czasem taką samą długość co reszta głowy.

Czoło oddzielone bywa od nadustka poprzecznym szwem, a z tyłu nieznacznie przechodzi w ciemię i potylicę, lub ma przed potylicą zgrubiały szew ciemienny.

Potylica jest mocno zbudowana i zakończona z tyłu dwoma wcięciami dopasowanymi do odpowiednich wypukłości na przedniej krawędzi tułowia. W tylnej części potylicy znajdują się czasem intensywne skupienia brunatnego barwnika.

Narządy gębowe wszołów składają się przede wszystkim z żuwaczek (mandibulae) typu gryzącego. Są one masywne i tępe u wszołów bezgłaszczkowych (rys. 10), a cieńsze oraz bardziej ostre u wszołów głaszczkowych (rys. 11). Inne części składowe normalnego aparatu gryzącego owadów są mniej lub więcej uwstecznione, swoiście zmodyfikowane lub brak ich całkowicie. Najwięcej części można wyróżnić w narządach gębowych u wszołów głaszczkowych, gdzie przed żuwaczkami znajduje się wargę górną (labrum), a za żuwaczkami wargę dolną (labium). Składa się ona z bródki (mentum, rys. 12), z wydzielonym z przodu nadbródkiem (praementum), a z tyłu zabródkiem (postmentum). Nadbródek ma z przodu słabo wykształcony pojedynczy języczek (glossa), z którym sąsiaduje z każdej strony wzgórek odpowiadający przyjęzyczkowi (paraglossa). Wargę dolną miewa palcowate wyrostki — głaszczki wargowe (palpi labiales). Głaszczki szczękowe (palpi maxillares, rys. 13) składają się zwykle z czterech członów, z których pierwszy osadzony jest na płytce podstawowej. Od wewnątrz przylega do wargi dolnej podgębie (hypopharynx). Czasem widoczne jest górne sklepienie jamy gębowej — nadgębie (epipharynx). Od strony grzbietowej podstawy podgębia znajduje się skleryt zwany krtanią (larynx). Części te bywają rozmaicie rozróżnione i są zwykle ciemno ubarwione. Gardziel (pharynx) jest silnie umięśniona i zdolna do takiego rozszerzania i kurczenia się, że może służyć jako pompa wysysająca krew z ranek lub inne płyny znajdujące się na skórze żywiciela. Między żuwaczkami a gardzielią znajduje się ryńienka, która ułatwia żuwaczkom



Rys. 12—14. Przydatki głowowe *Trimenopon hispidum* (NITZSCH in BURM.). (Według STÖWEGO, nieco zmienione).

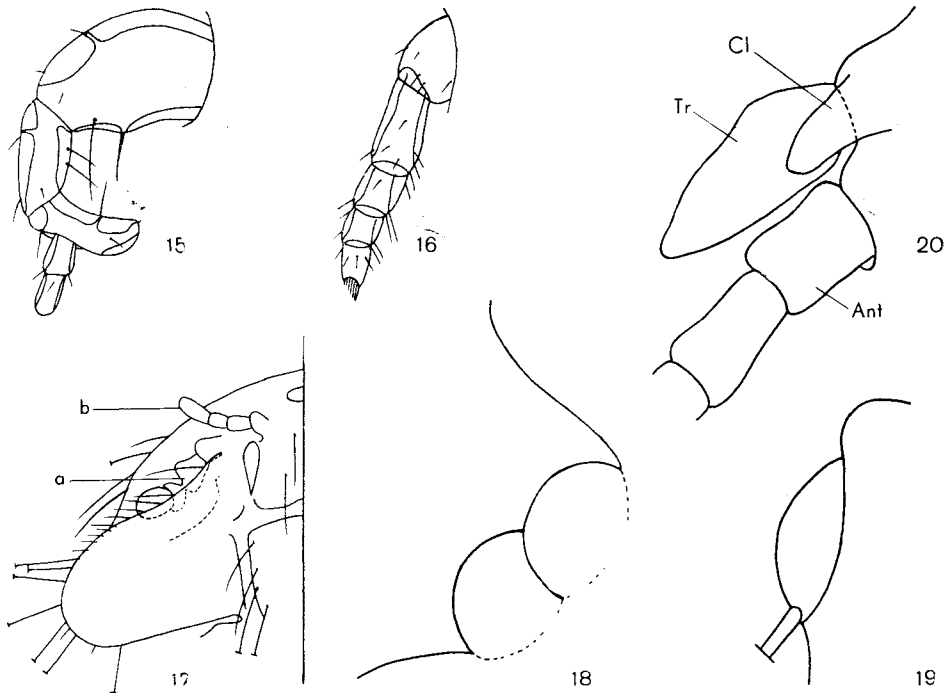
12 — bródka. 13 — głaszczek szczękowy. 14 — żułek. Praem — nadbródek, Gl — języczek, Par — przyjęzyczki, Pl — głaszczki wargowe, Postm — zabródek, Mxb — płytka wspierająca głaszczek szczękowy, I—IV — kolejne człony głaszczka i żułka.

objęcie i przytrzymanie pojedynczych włosów lub części piór. Rynienka ta jest szczególnie dobrze rozwinięta u wszołów powoli poruszających się i często nieruchomo przyczepionych do podłoża. Najprościej zbudowane narządy gębowe spotykamy u wszołów bezgłaszczkowych. Są tam wykształcone tylko żuwaczki, podgębnie z nadgębniem i gardziel.

Policzki zajmują niewielką część głowy i nie są wyraźnie wyodrębnione. W związku z tym całą okolicę głowy, gdzie się one znajdują przyjęto nazywać twarzą (facies).

Skronie są z reguły rozrośnięte, tak że na ich wysokości szerokość głowy jest największa. Skronie mogą być zaokrąglone lub rzadziej kanciaste.

Czułki są zwykle 5-członowe. Zdarzają się jednak 4-członowe i 3-członowe. U obu płci tego samego gatunku jest równa liczba członów, chociaż mogą być one rozmaicie wykształcone (dymorfizm płciowy). Jeśli czułki są jednakowe u obu płci, to mają wygląd nitkowaty lub bardziej skomplikowany, z buławkowatym zakończeniem (rys. 14). W przypadku wykształconego dymorfizmu płciowego tylko samice mają zwykle, nitkowate i proste czułki, natomiast samce mają czułki silniej rozrośnięte, z bardzo różnie wykształconymi członami i powyginane (rys. 15 i 16). U wszołów głaszczkowych czułki



Rys. 15—20. (15, 16 według KÉLERA, nieco zmienione; 17, 20 według BŁAGOWIESZCZENSKIEGO, nieco zmienione; pozostałe oryg.).

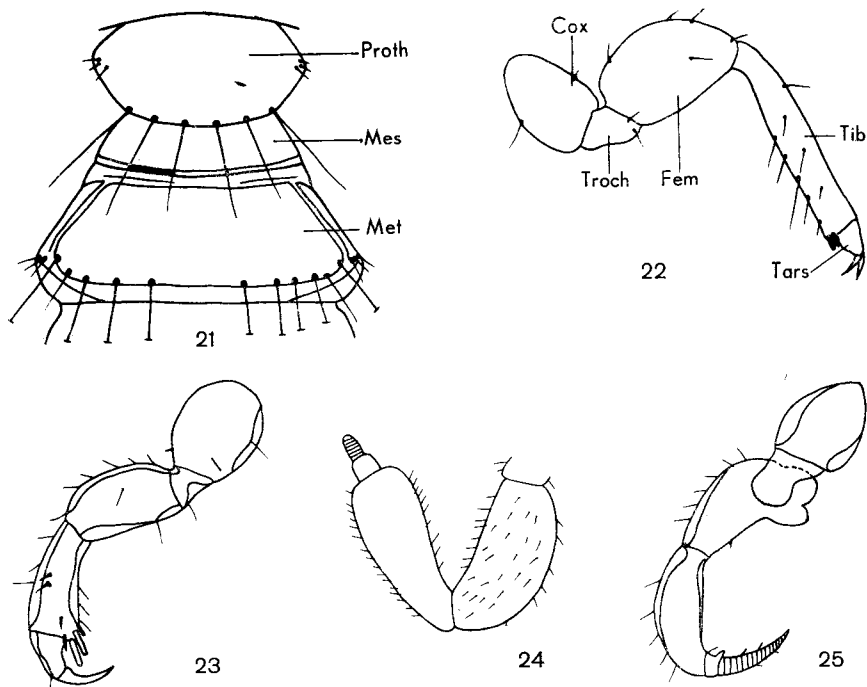
15—16 — dymorfizm płciowy w budowie czułek *Gonocephalus bituberculatus* (RUD.). 15 — czulek samca. 16 — czulek samicy. 17 — lewa strona głowy *Menacanthus monedulae* BLAG.: a — czulek ukryty częściowo w zatoce czułkowej, b — głaszczek szczękowy wystający poza krawędź głowy. 18—19 — oczy. 18 — złożone z dwóch fasetek, wystające z bocznego wcięcia głowy u *Actornithophilus grandiceps* (PIAG.). 19 — jednofasetkowe z włoskiem, ułożone na bocznym uwypukleniu głowy u *Coloceras damicornis* (NITZSCH). 20 — przydatki nadczułkowe *Philopterus ocellatus* (SCOP.): Tr — trabekula, Cl — klawus, Ant — czulek.

są zwykle całkowicie lub częściowo ukryte w zatokach czułkowych (rys. 17), których brak u wszołów bezgłazczkowych.

Oczy (oculi) pod względem anatomicznym są typu złożonego, czyli fasetkowego. Są jednak zredukowane do dwóch — u wszołów głazczkowych — lub jednej — u wszołów bezgłazczkowych — fasetki (ommatidium) po każdej stronie głowy. Oczy są mniej lub więcej wypukłe (rys. 18 i 19), bezbarwne lub bladeżółte. Przycoczek u wszołów brak.

Boczne nadczułkowe wyrostki mogą być dwojakiego typu: nieruchome, trójkątne uwypuklenia głowy zwane klawusami (clavi) i ruchome przydatki występujące zawsze w towarzystwie klawusów, zwane trabekulami (trabeculae, rys. 20).

Tułów (thorax) składa się zasadniczo z trzech segmentów (rys. 21). Są to przedtułów (prothorax), śródtułów (mesothorax) i zatułów (metathorax). Wszystkie te części oddzielone są wyraźnymi szwami u większości wszołów głazczkowych, natomiast u wszołów bezgłazczkowych brak wyraźnej granicy między śródtułowiem i zatułowiem i oba te segmenty tworzą zwarty kompleks zwany pterotoraksem (pterothorax). Każdy segment jest spłaszczonym pierścieniem składającym się z płytki grzbie-



Rys. 21—25. (21 według CLAY, 22, 23 według KÉLERA, 24 według MJÖBERGA, 25 według BŁAGOWIESZCZENSKIEGO — wszystkie nieco zmienione).

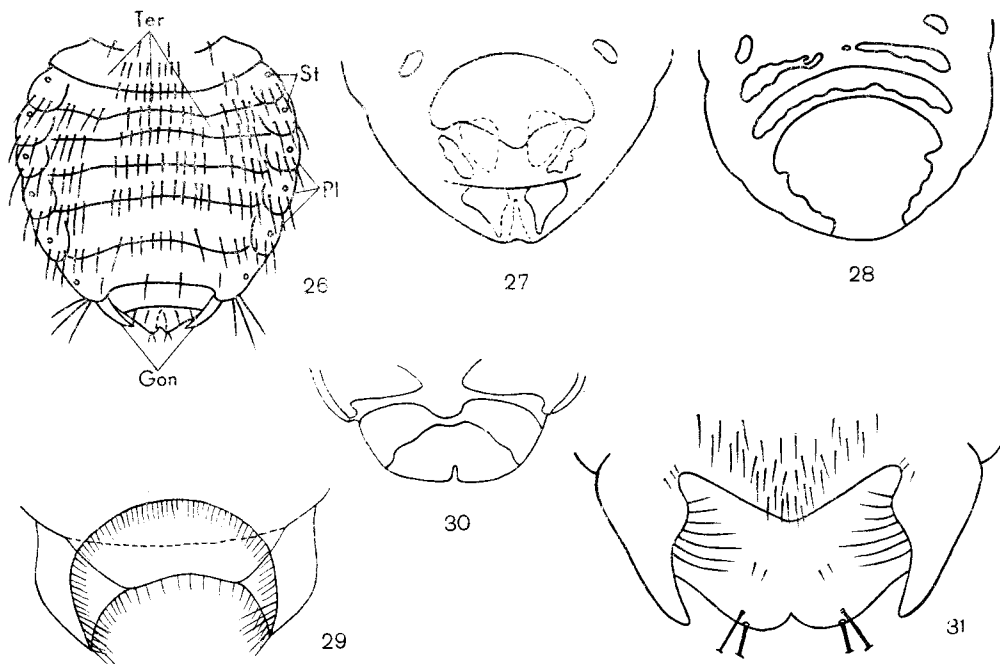
21 — tułów *Liquidea thoracica* (GIEB.): Proth — przedtułów, Mes — śródtułów, Met — zatułów. 22 — odnóże III pary *Stenocrotaphus gigas* (TASCH.): Cox — biodro, Troch — krętarz, Fem — udo, Tib — goleń, Tars — stopa. 23—25 — odnóże ze zredukowaną liczbą pazurków. 23 — *Trichodectes canis* (DEG.) — z jednym pazurkiem. 24 — *Gliricola porcelli* (SCHRANK) — bez pazurka, z bulawkowatym wyrostkiem stopy. 25 — *Gyropus ovalis* NITZSCH in BURM. — również bez pazurka właściwego, tylko z wyrostkiem stopy wtórnie przejmującym jego funkcję.

towej czyli tergitu (tergum), płytki brzusznej czyli sternitu (sternum) i płytek bocznych zwanych pleurami (pleurae). Wszystkie te płytki mogą mieć rozmaitą ornamentację utworzoną ze zgrubień pancerza.

Odnóża (pedes) w liczbie trzech par wyrastają z kolejnych sternitów tułowiowych. W praktyce numeruje się je dużymi rzymskimi liczbami (I, II, III) począwszy od przednich, a skończywszy na tylnych odnóżach. Każda noga (pes, rys. 22) składa się z biodra (coxa), krętarza (trochanter), uda (femur), goleni (tibia) i stopy (tarsus). Najbardziej rozrośnięte są uda i golenie. Stopy są najczęściej zakończone dwoma pazurkami, rzadziej jednym pazurkiem (rys. 23), bez pazurków (rys. 24) lub z pazurkokształnym tworem skórnym (rys. 25).

Odwłok (abdomen) jest tak jak tułów zbudowany z segmentów, składających się z tergitów, sternitów i pleur (rys. 26). Dzieli się on pod względem anatomicznym na 12 segmentów. Jednak pierwsze i ostatnie są mniej lub więcej zredukowane, tak że w rzeczywistości można wyróżnić najwyżej 9—10 oddzielnych pierścieni.

Po bokach odwłoka znajdują się okrągłe przetchlinki, zwane także stygmami lub spirakulami (stigmata, spiracula). Leżą one na środkowych 6 segmentach. Czasem liczba ich jest zredukowana tylko do trzech par.



Rys. 26—31. Budowa odwłoka wszolów. (30 oryg., pozostałe nieco zmienione: 26, 31 według KÉLERA, 27, 28 według CLAY i HOPKINSA, 29 według ZŁOTORZYCKIEJ).

26 — odwłok samicy *Trichodectes melis* (J. C. FABR.), od strony grzbietowej: *Ter* — tergity, *Pl* — pleury, *St* — przetchlinki, *Gon* — zakończenia gonapofiz. 27—28 — zakończenia odwłoków wraz z zespołami płytek genitalnych u *Cypseloecus excisus* (NITZSCH). 27 — u samicy. 28 — u samca. 29—31 — różne typy zakończeń odwłoków samic, widziane od brzusznej strony. 29 — z urzęsieniem tworzącym tzw. wieniec analny u *Austromenopon alpinum* TIMM. 30 — z wcięciem genitalnym pośrodku u *Neophlopterus tricolor* (BURM.). 31 — z gonapofizami u *Rhabdopelidon longicornis* (NITZSCH).

Odwłok, tak jak pozostałe części ciała jest zawsze pokryty włoskami. Mogą być one rozmaitej gęstości, grubości i długości. Najdłuższe włoski wyrastają zwykle w okolicach międzysegmentalnych i przy bocznych krawędziach odwłoka. Szczególnie charakterystyczne owłosienie, wykazujące często dymorfizm płciowy, znajduje się przy końcu ciała.

Ubarwienie odwłoka i jego ornamentacja barwna jest tego samego typu, co na innych częściach ciała. Wzmocnienia pancerza stanowią plamy i płytki o dużym znaczeniu przy oznaczaniu wszołów.

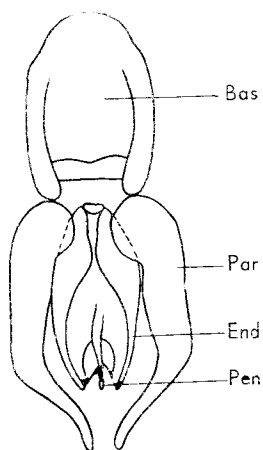
Poprzez półprzezroczyste okrywy skórne odwłoka prześwituje ciemne jelito. Jest ono klinowate, najszersze w przedniej części i nitkowato zwężające się ku tyłowi. W jego czarniawej zawartości można dostrzec postizęzione resztki keratynowe. Poza tym u niektórych wszołów głaszczkowych, a szczególnie u ich larw, jelito bywa czerwone, na skutek zawartej w nim spożytej krwi.

Narządy rozrodcze są mniej lub więcej zesklerotyzowane i także prześwitują przez powłoki ciała. Najlepiej widoczny jest aparat genitalny samca. Natomiast wysłane oskórkami końcowe drogi aparatu rozrodczego samicy są na normalnych preparatach zwykle niedostrzegalne. Trudno jest też zauważyć u samców jądra, a u samic jajniki. Na sternicie VIII i IX występują często charakterystyczne dla danego gatunku, ale odmienne u poszczególnych pici, płytki lub plamy zwane genitalnymi (rys. 27 i 28). Odwłok jest najczęściej zaokrąglony na końcu. U samic wszołów głaszczkowych zwykle występuje pierścień drobniotkich włosków zwany wieńcem análním (rys. 29). U wszołów bezgłaszczkowych spotyka się na końcu żeńskiego odwłoka wcięcie (rys. 30). Samice nigdy nie mają pokładelka. Mogą tylko występować sierpowate przydatki o nieustalonych funkcjach, wyrastające z boków segmentu VIII. Są to tak zwane gonapofizy (gonapophyses, rys. 31).

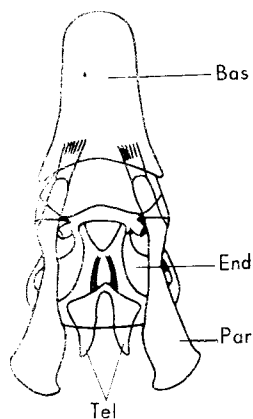
Męski aparat kopulacyjny (rys. 32) dzieli się na część przednią i tylną. Przednia zwana częścią podstawową jest prosto zbudowana, mniej lub więcej wydłużona, kształtu owalnego lub nitkowato zwężająca się ku przodowi. Dosięga ona segmentu VII odwłoka lub bywa tak długa, że kończy się na wysokości pierwszych segmentów odwłokowych. Tylna część aparatu genitalnego samca, zwana paramerową, jest połączona stawowo lub zrosnięta z częścią podstawową. Połączenie stawowe umożliwiła rozchylenie się paramerów, a czasem i endomerów. Paramery są zewnętrznymi przydatkami aparatu genitalnego samca. Wielkość ich i kształt stanowią ważną cechę taksonomiczną. Między paramerami znajduje się druga para przydatków zwanych endomerami, które mogą być oddzielone od siebie lub zrosnięte. U niektórych wszołów endomery są znacznie uwstecznione albo ich całkowicie brak. Środkową część przestrzeni międzyparamerowej obejmuje worek prepucjalny, który jest szczególnie dobrze rozwinięty u wszołów głaszczkowych. Między paramerami może się znajdować płytka mezosomalna usztywniająca tylną część aparatu genitalnego samca. Właściwe prącie (penis) jest cienką rurką, z reguły słabo widoczną lub zredukowaną. W tym przypadku funkcje właściwego prącia przejmują rurkowato zrosnięte endomery, tworząc tzw. pseudopenis. Różne typy aparatu genitalnego samca przedstawiają rys. 33, 34, 35 i 36.

U wszołów zewnętrzne powłoki są stosunkowo mocno zesklerotyzowane, a więc twarde. W związku z tym kształt ich ciała jest raczej stały. Jedynie u najprymitywniejszych wszołów z rodziny *Somaphantidae* sklerotyzacja pancerza oskórkowego jest na

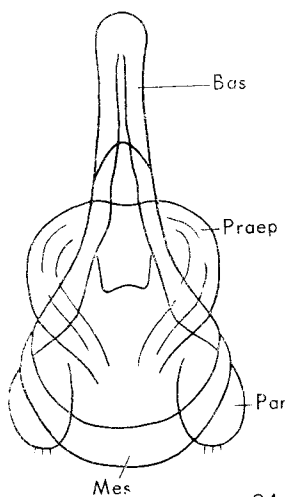
tyle słaba, że wszoły te mogą w czasie ruchów ciała kurczyć i rozszerzać odwłok, co utrudnia określenie ich właściwych wymiarów. Normalnie jednak wielkość wszołów poszczególnych gatunków jest dosyć stała, a różnice między najmniejszymi i największymi osobnikami zawarte są w wąskich granicach (w setnych albo dziesiątych częściach milimetra). Na ogół większe różnice zaznaczają się w wymiarach samic niż samców tego samego gatunku. Najbardziej stałe rozmiary mają głowa i tułów z odnóżami. Natomiast odwłok



32



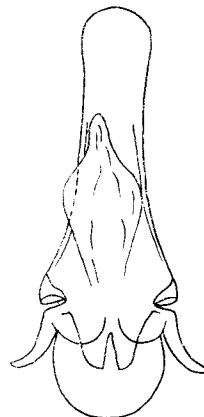
33



34



35



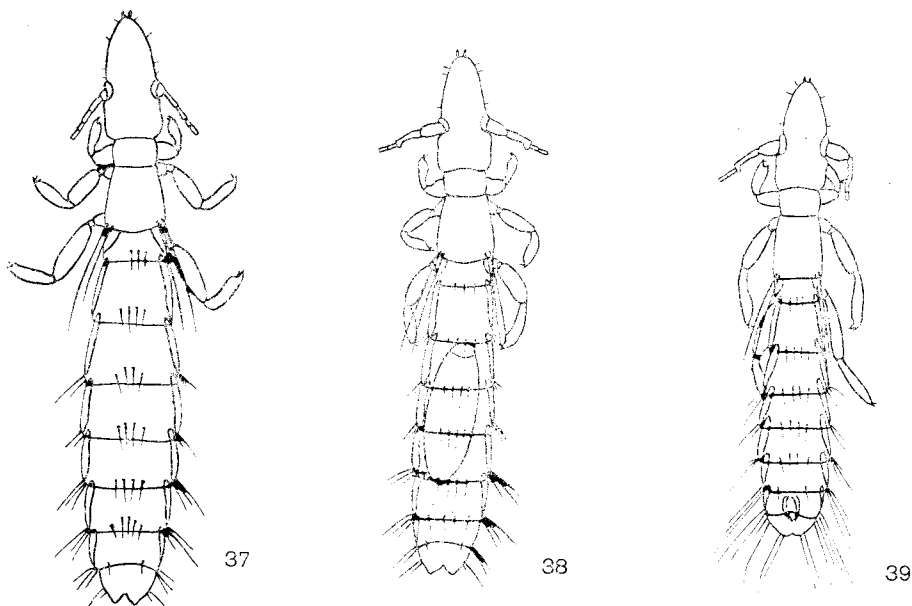
36

Rys. 32—36. Różne typy aparatów genitalnych samców. (32 według TIMMERMANN, 33 według KÉLERA, 34 według RHEINWALDA, 35 według EMERSONA, 36 według CLAY i HOPKINSA — wszystkie nieco zmienione).

32 — *Quadriceps fissus* (BURM.). 33 — *Goniodes pavonis* (LINN.). 34 — *Ricinus fringillae* DEG. 35 — *Gonioctes gallinae* (DEG.). 36 — *Cuculiphilus fasciatus* (SCOP.). Bas — płytka podstawowa, End — endomery, Mes — płytka mezosomalna, Par — paramery, Pen — prącie, Praep — worek prepucjalny, Tel — telomery.

wykazuje większe różnice. Przy badaniu dużych serii okazów jednogatunkowych okazuje się, że najczęściej jest osobników o pośrednich rozmiarach, a najmniej krańcowo dużych lub małych. U wszołów bywają też zmienne kształty niektórych struktur pancerza, jak tarczki, zgrubień i plam. Zmienność ta nie jest na tyle znaczna, aby zatrzeć zasadnicze cechy danego gatunku. Zdarza się też, że niektóre osobniki z tej samej populacji mają nieco różne oszczecenie, a niektóre włoski mogą występować w rozmaitej liczbie. Dotyczy to głównie tylko niektórych drobnych włosków, o niezbyt stałym umiejscowieniu. Należy też podkreślić, że intensywność zabarwienia ciała podlega również pewnym wahaniom. Jest to w dużej mierze związane z wiekiem osobników. Młode samce i samice tuż po ostatnim linieniu, a więc wkrótce po przejściu ze stanu larwalnego w postać dojrzałą (imago) zachowują przez jakiś czas jaśniejsze zabarwienie niż osobniki starsze. Poza tym są obserwacje wskazujące, że barwa wszołów bywa zależna od koloru podłoża. Przekonano się, że na jaśniejszych ptakach występuje więcej bladożółtych wszołów niż na żywicielach o ciemnym upierzeniu, gdzie przeważają brunatne osobniki. Innym przykładem jest jaśniejsze zabarwienie wszołów żyjących na białych odmianach ptactwa domowego w porównaniu z osobnikami tych samych gatunków pasożytów poławianymi na barwnych odmianach ptaków tegoż gatunku.

Ogólnie jednak trzeba zaznaczyć, że zmienność osobnicza nie przekracza ram wąskich i nieznacznych różnic morfologicznych, jeśli nie jest powodowana chorobami, urazami lub degeneracją wszołów. Różnice tej natury lub inne daleko odstupujące od normy należą już do zagadnień z dziedziny teratologii.



Rys. 37—39. Ginandromorfizm u *Columbicola columbae columbae* (LINN.). (Według SIKORY i EICHLERA, nieco zmienione).

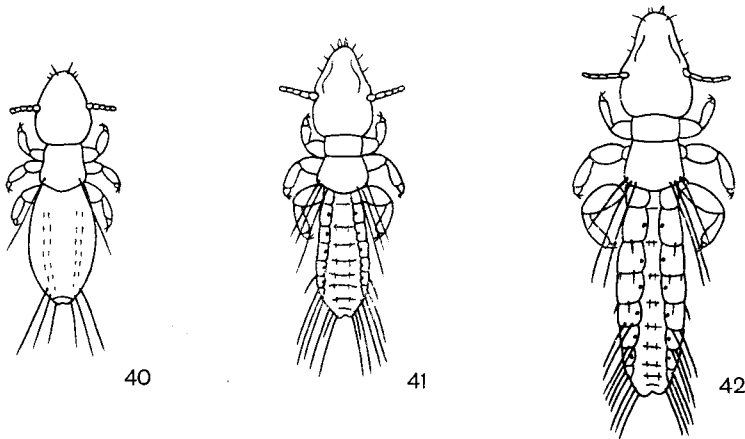
37 — normalna samica. 38 — ginandromorficzna samica z dojrzałym jajem w odwłoku. 39 — normalny samiec.

Zewnętrzne zniekształcenia i nienormalności w budowie ciała spotyka się u wszołów dość rzadko. Teratologiczne anomalie mogą dotyczyć całego ustroju lub jego części. W pierwszym przypadku wymienimy ginandromorfizm u samic, który jest rzadko spotykanym zaburzeniem w rozwoju płciowym. Polega on na tym, że samica upodabnia się nieco do samca, nie tracąc przy tym żeńskich właściwości rozrodczych (rys. 37, 38, 39). Cechy męskie osobnika ginandromorficznego są pomieszane z żeńskimi, co jest określane jako mozaikowość drugorzędnych i trzeciorzędnych cech płciowych.

Różne nienormalności i zwyrodnienia mogą obejmować poszczególne części ciała lub mniejsze fragmenty. Zdarza się przy tym, że niedorozwój, przerost, redukcja (oligomeryzacja) niektórych elementów występuje tylko po jednej stronie ciała, podczas gdy budowa drugiej połowy jest normalna. Szczególnie podatne na zniekształcenia są nadustek, czułki, odnóża i odwłok. Poza tym zdarzają się u wszołów anomalie w ubarwieniu, obejmujące zwykle niektóre części ciała. Ostro zaznaczone, niespodziewane zaciemnienia często wskazują na obecność blizn po zagojeniu się urazów. Pochodzenie jednak większości nienormalności w budowie wszołów nie jest jeszcze dostatecznie wyjaśnione.

3. Morfologia larw

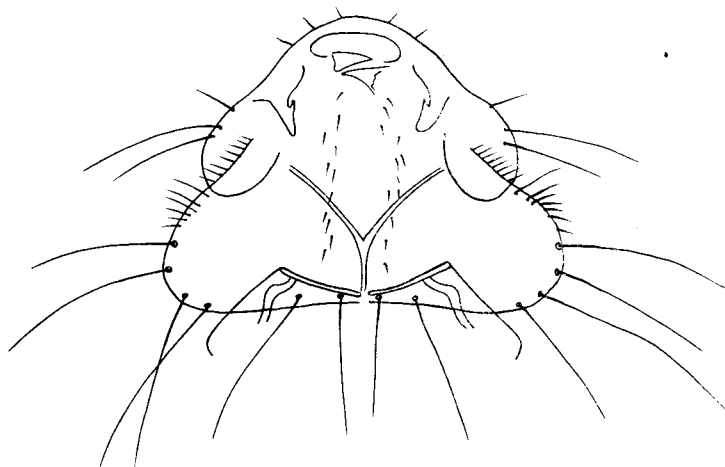
Larwy we wszystkich swoich trzech stadiach rozwojowych, które trwają od kilku do kilkunastu dni, są ukształtowane według tego samego planu, co formy dojrzałe. Różnią się od nich mniejszymi rozmiarami, słabszą pigmentacją, innymi proporcjami i niektórymi uproszczeniami budowy (rys. 40, 41, 42). Różnice te maleją w miarę rozwoju osobników młodocianych. Wymiary głowy u larw, w porównaniu z osobnikami dorosłymi, są większe w stosunku do wielkości tułowia i odwłoka, a odnóża większe w stosunku do reszty ciała. Larwy nie wykazują dymorfizmu płciowego i raczej przypominają samice. Czułki mają nitkowate, ale bardziej krępe niż u form imaginalnych. Dla larw wszołów



Rys. 40—42. Poszczególne stadia larwalne u *Columbicola columbae columbae* (LINN.). (Według MARTINA, nieco zmienione).

40 — larwa I stadium (L_1), 41 — larwa II stadium (L_2), 42 — larwa III stadium (L_3).

głazczkowych charakterystyczny jest jasny szew w kształcie litery Y, rozwidlający się na głowie i przepoławiający tułów (rys. 43). Charakterystyczne dla dojrzałych form plamy i barwne płytki pancerza są u larw uproszczone i słabiej widoczne. To samo dotyczy oszczecenia. Bywa też, że niektóre włoski i szczecinki są inaczej rozmieszczone niż u dorosłych. Wiek larw, czyli określone stadium międzylinkowe, można określić według ich wymiarów. W związku z tym wyróżniamy larwy pierwszego (L_1), drugiego (L_2) i trze-



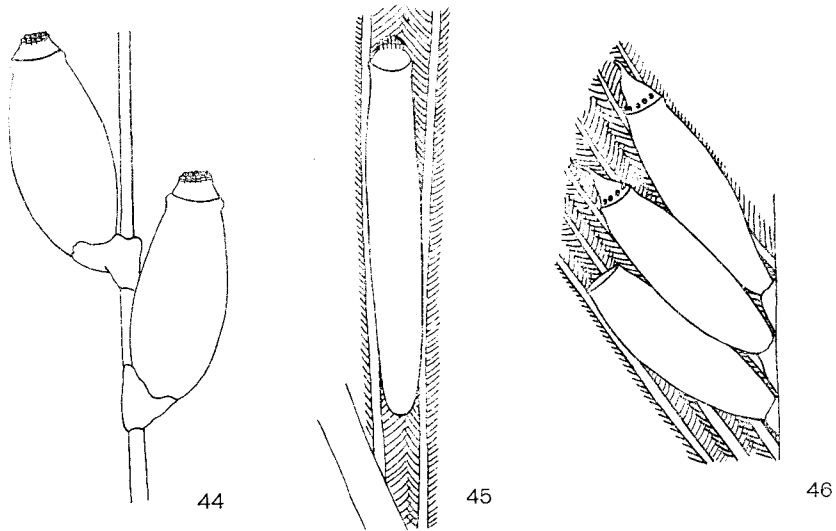
Rys. 43. Głowa larwy (L_3) *Trinoton querquedulae* (LINN.) z jasnym szwem w kształcie litery Y. (Według ZŁOTORZYCKIEJ, nieco zmieniony).

niego stadium (L_3). Oznaczanie larw do gatunku jest trudne i często problematyczne. W tym celu należałoby posługiwać się przede wszystkim materiałem pochodzącym ze sztucznej hodowli.

4. Jaja

Jaja wszołów są białe i mniej lub więcej owalne (rys. 44, 45, 46). Dojrzałe do znieśnienia jajo jest tak duże, że wypełnia większą część odwłoka samicy. W związku z tym jaja są składane pojedynczo. Powierzchnia jaja jest gładka lub urzeźbiona. Skulptura ta różnie wygląda u poszczególnych gatunków. Na przednim końcu jaja znajduje się wieczko, przeważnie bogato urzeźbione, opatrzone często rozmaitymi przydatkami, np. w postaci wgórków, frędzelków itd. Z tyłu jajo osadzone jest na grudce substancji lepowej, przyklejającej je mocno do pierza lub sierści żywicieli. Złogi jaj są rozmaicie usytuowane. Na promykach większych piór i na poszczególnych włosach sierści zwierzęcej zwykle są pojedynczo rozmieszczone, skośnie do podłoża. Mogą też tam występować skupienia jaj ułożonych obok siebie lub w pionowych rzędach. Niektóre wszoły składają jaja tuż przy powierzchni skóry żywiciela, w zwartych pęczkach.

Oznaczanie jaj jest trudne, szczególnie że brak do nich kluczy. Można jednak często wnioskować o przynależności gatunkowej jaj według spotykanych w pobliżu wszołów. Diagnozy takie mogą być niemal pewne tylko w tych przypadkach, gdy jaja pochodzą z żywiciela charakteryzującego się występowaniem tylko jednego gatunku wszołów, np. u ssaków. Przy pewnej wprawie można oznaczać gatunki jaj wszołów ptasich, chociaż na jednym gatunku żywiciela może występować po kilka gatunków tych pasożytów. Okazuje się bowiem, że duże wszoły składają znacznie większe jaja niż wszoły małych wymiarów. Poza tym mocno wydłużone jaja pochodzą od osobników smukłych, a jaja pękate od wszołów o szerokim ciele. Cechy te są jednak zbyt ogólne, aby mogły gwarantować dokładność oznaczenia. Pewność można uzyskać tylko drogą hodowli. Niemniej stwierdzenie jaj na żywicielach jest wskazówką zarażenia zwierzęcia wszołami. Trzeba jednak pamiętać, że duża ilość jaj nie zawsze idzie w parze z liczebnością wszołów. Spostrzeżone jaja mogą być pełne (z zarodkami) lub puste. Takie osłonki utrzymują się długo po wylęgnięciu się larw, a w tym czasie zagęszczenie populacji wszołów może się z różnych przyczyn zmienić.



Rys. 44—46. Różne typy budowy i rozmieszczenia jaj. (Według BŁAGOWIESZCZENSKIEGO, nieco zmienione).

44 — *Bovicola bovis* (LINN.). 45 — *Anaticola crassicornis* (SCOP.). 46 — *Lariphilus piceus* (DENNY). Bez wieczka pokazano pustą osłonkę jaja, z którego wylęgła się już larwa.

5. Biologia i ekologia

Rozwój osobniczy wszołów zaczyna się po kopulacji. Akt ten może nastąpić po pewnym czasie od ostatniego linienia, z chwilą kiedy oskórkowe części aparatu kopulacyjnego samca są już odpowiednio stwardniałe. Ułożenie kopulantów względem siebie może być różne u poszczególnych gatunków. W niektórych przypadkach samiec umieszcza się pod samicą, mając grzbiet pod jej stroną brzuszną. W tej pozycji obejmuje czułkami

jej pierwszy segment odwłokowy, a tylną część swego odwłoka przygina w kierunku żeńskiego otworu płciowego. Taką pozycję kopulacyjną spotyka się u większości wszołów. Istnieją jednak przypadki ułożenia partnerów kopulujących stronami bieżusznymi, lub zetknięcia się tylko końcami odwłoków przy ciałach rozchylonych pod kątem. U wszołów znane są też przypadki homoseksualnego łączenia się samców. Dzieje się to przy braku samic. Normalna kopulacja wszołów może trwać od kilku sekund do dwóch dni. Po zakończeniu tego aktu następuje czasem faza złączenia pokopulacyjnego. Samiec umieszcza się wtedy za samicą i oplata przednimi odnóżami koniec jej odwłoka. Znaczenie tej czynności nie jest dostatecznie wyjaśnione. Przypuszcza się, że chodzi tu o przytrzymanie w drogach rodnych samicy świeżo wprowadzonych pakiecików z plemnikami, zwanych spermatoforami. Są też hipotezy, że samiec w czasie złączenia pokopulacyjnego usiłuje pożreć wytworzone przez siebie spermatofony. Znałazienie wszołów złączonych w akcie kopulacyjnym lub pokopulacyjnym pozwala stwierdzić, że oba osobniki należą do tego samego gatunku. Obserwacje te mogą być bardzo cenne przy rozpoznawaniu wszołów ze znacznym dymorfizmem płciowym.

Prawdopodobnie nie wszystkie wszoły rozmnażają się płciowo. Niekiedy samce są taką rzadkością, że zachodzi podejrzenie partenogenezy. Być może okresowe powstawanie samców umożliwiającą w pewnych przypadkach rozród płciowy. Jednak w razie długotrwałego ich braku partenogeneza może ratować gatunek od wymarcia. Taka okresowa partenogeneza, czyli dzieworództwo zwie się fakultatywne.

Bruzdowanie i dalszy rozwój embrionalny wszołów przebiega podobnie jak u większości owadów. Dojrzały embrion unosi w górę wieczko i w ten sposób wydostaje się z przedniego końca jaja. Wykluty osobnik jest po rozprostowaniu znacznie dłuższy od jaja. Larwy z reguły tak samo odżywiają się jak osobniki dojrzałe. Wyjątkowo migrują do innych środowisk. Tak np. larwy z rodzaju *Piagetiella* NEUM. osiedlają się wewnątrz worka gardzielowego pelikanów.

Wszczoły w swoim rozwoju przechodzą przeobrażenia niezupełne, czyli hemimetaboliczne, zwane tu ściślej paurometabolizmem.

Rozmieszczenie poszczególnych gatunków na ciele żywiciela jest mniej lub więcej charakterystyczne. W zasadzie każdy gatunek ma swoiste wymogi życiowe, co łączy się zwykle z określoną lokalizacją. Wszczoły głąszczkowe, odżywiające się w dużej mierze krwią, przebywają bezpośrednio na skórze lub blisko nasad piór lub włosów żywiciela. Pasożyty te są bardzo ruchliwe nie tylko w czasie pełnej aktywności w normalnych warunkach, ale też przez jakiś czas po śmierci żywiciela. W związku z tym trudno ustalić dokładnie, w jakich miejscach najchętniej przebywają i żerują. Łatwiej to określić u mniej ruchliwych wszołów bezgłąszczkowych. Najbardziej powolne, drobne a zarazem pękate wszoły skupiają się u ptaków w upierzeniu głowowym, a u ssaków przede wszystkim na brzuchu i w pachwinach. Bardziej ruchliwe wszoły ptasie przewijają się wśród upierzenia szyi i tułowia. Na skrzydłach napotyka się na duże i wąskie osobniki, które żerują na lotkach. Trzymają się one tam mocno promyków piór, tak że nie spadają ani w czasie lotu, ani przy nurkowaniu ptaka w wodzie. Zwykle nie spotyka się wszołów na upierzonych częściach nóg ani też na sterówkach. Wszczoły nawiedzają te okolice tylko w razie masowych pojawów.

Dawniej sądzono, że wszystkie wszoły żywią się substancjami keratynowymi zawarty-

mi w złuszczonej naskórku oraz w piórach i sierści żywicieli. Obecnie pogląd ten uległ dużej zmianie. Okazało się, że tego rodzaju odżywianie się jest charakterystyczne dla przeważającej części wszołów bezgłuszczkowych, podczas gdy wszoły gładkie w znacznej mierze odżywiają się krwią. Niektóre obserwacje zdają się wskazywać, że większe zapotrzebowanie na krew wykazują larwy niż osobniki dojrzałe. Sposób pobierania krwi przez wszoły jest dosyć zagadkowy. Być może zlizują ją z ranek, których jest pełno na skórze mocno opadniętych przez wszoły zwierząt. Zdraśnięcia te powodowane są przez same zwierzęta opadnięte wszołami, które odczuwając dotkliwy świąd skóry energicznie drapią się pazurami. Pewne obserwacje wskazują też na możliwość u wszołów aktywnego przegryzania skóry żywicieli. Może się to odbywać w tych miejscach, gdzie skóra nie jest gładka. Wszelkie chropawości i uwypuklenia skóry zwierząt żywicielskich mogą być obejmowane i rozcinane ostrymi żuwaczkami niektórych wszołów. Młode pióra, zawierające przy nasadzie krew bywają też atakowane przez wszoły. Niektóre z tych pasożytów żerują wewnątrz stosin piór.

Wszystkie wszoły, szczególnie przy masowych pojawach, przynoszą szkody żywicielowi. Niszczą sierść lub upierzenie i drażnią, a czasem kaleczą skórę. Powstałe w ten sposób ranki stanowią drogę dla różnych infekcji. Masowe opadnięcie zwierząt przez wszoły krwio pijne osłabia ich kondycję i predestynuje do zakażeń bakteryjnych, riketsyjnych i wirusowych. Wszoły połknięte przez żywicieli mogą też przenosić takie pasożyty, jak tasiemce i nicienie. Szkody, jakie wywołują wszoły w gospodarce hodowlanej, były już niejednokrotnie sygnalizowane. Okazuje się, że zwierzęta silnie zarażone wszołami tracą wyraźnie na wadze i zmniejsza się ich użyteczność. U krów np. obniża się wydajność mleczna, a u kur spada nośność. Plagą też może się okazać wyniszczanie przez wszoły skór i runa owczego. Niektóre choroby zwierząt, jak anemia u koni i tasiemczyca u psów, bywają przenoszone przez wszoły.

Wszoły są tak trwale związane ze swoimi żywicielami, że utrata kontaktu z nimi grozi im zagładą. W związku z tym rozprzestrzeniają się na coraz to nowe osobniki żywicielskie głównie poprzez bezpośrednie kontakty z nimi. Przede wszystkim ssaki i ptaki zarażają wszołami swoje potomstwo. Proces ten może się zaczynać w miejscach lęgowych, na przykład w gniazdach ptasich, gdzie na powierzchni wysiadywanych jaj trafiają się już czasem wszoły. Pisklęta też mają wiele sposobności do nabywania tych pasożytów od jednego lub obojga rodziców. Tak samo zarażają się wszołami młodociane ssaki. Stwierdzono, że młodsze osobniki żywicielskie mają uboższą faunę wszołów zarówno pod względem ilościowym jak i jakościowym, czyli gatunkowym, niż osobniki starsze. Wymiana wszołów może zachodzić także u osobników dorosłych. Sprzyjającymi momentami są bezpośrednie zetknięcia się zwierząt przy kopulacji, przy grupowych noclegach i w ogóle przy gromadnym trybie życia. Istnieją też przypadki roznoszenia wszołów przez niektóre pasożytnicze muchy z rodziny *Hippoboscidae*. Wszoły przyczepiają się do różnych części ciała tych owadów i następnie są biernie transportowane na inne zwierzęta. Proces ten nazywa się forezją. Wreszcie wszoły, które z jakichś przyczyn tracą kontakt z żywicielami, mają pewne szanse przedostania się na inne osobniki. Dzieje się to w okresach sezonowej zmiany sierści lub upierzenia oraz w trakcie pewnych instynktownych czynności żywicieli, jak tarzanie się w trawie, kąpanie się w pyle itd.

Zdarzają się przypadki zawleczenia wszołów na takie zwierzę, które nie jest ich właści-

wym żywicielem. Na ptakach drapieżnych np. zdarzają się czasem wszoły upolowanych ofiar. Pasożyty te jednak nie znajdują odpowiednich warunków bytowych, szybko migrują na zewnątrz, lub żyją przez jakiś czas, ale nie rozmnażają się. Okazuje się bowiem, że każdy gatunek czy podgatunek wszoła jest związany z jednym, rzadziej z dwoma określonymi gatunkami żywicieli. Taką wybiórczość nazywamy ścisłą specyficznością pasożytów względem żywicieli. Dowodem tego może być, że kukułki mają też specyficzne gatunki wszołów nie spotykane u żadnych innych ptaków.

Również ludzie stykający się z ptakami lub ssakami mogą być tylko na krótko opadnięci przez wszoły, które nie wyrządzając żadnej szkody, starają się jak najprędzej opuścić ciało ludzkie.

Zarażenie wszołami może się rozmaicie kształtować. Jest to zależne od wielu czynników. Na poszczególnych ptakach lub ssakach może występować od zera do kilku tysięcy wszołów. Zagęszczenie tych pasożytów (intensywność inwazji) ma swoje górne granice (pułap) związane z wielkością osobników żywicielskich. Toteż im większy osobnik, tym więcej może mieć wszołów. Zasada ta dotyczy zarówno zwierząt z różnych gatunków, jak i stosunków panujących w obrębie tego samego gatunku żywicielskiego, gdzie osobniki dojrzałe mieszkają więcej wszołów niż mniejsze od nich młodociane. Poza tym wyjątkowo silną inwazję wszołów obserwuje się u zwierząt słabych, chorych, kalekich lub w inny sposób upośledzonych. Stosunki ilościowe między współżyjącymi gatunkami wszołów ptasich nie zawsze są stałe. Przeważnie można wyróżnić pewne gatunki wszołów, które bywają zawsze pospolite, tzn. że można je napotkać na większości badanych osobników (duża ekstensywność w występowaniu pasożytów) i gdzie ich z zasady bywa dużo (duża intensywność). Jednak trzeba się liczyć z wzajemnym wpływem wywieranym przez współżyjące pasożyty. Istnieją spostrzeżenia dominacji jednego gatunku wszołów nad innymi. W takich przypadkach skądinąd pospolite gatunki wszołów mogą być na niektórych żywicielach słabo reprezentowane, przy jednoczesnym zwiększeniu intensywności występowania gatunków normalnie rzadkich. Można też zaobserwować zmienność sezonową w zauszoleniu zwierząt. Najtrudniej napotkać wszoły w miesiącach wiosennych i letnich, kiedy zwierzęta żywicielskie mniej lub więcej linieją. W okresach jesiennych i zimowych liczba wszołów na żywicielach znacznie się powiększa. Ogólnie w populacjach rozwijających się jest nieco lub dużo więcej samic od samców oraz kilkakrotnie więcej larw od wszystkich osobników dojrzałych. Stosunki odwrotne świadczą o kurczeniu się lub wymieraniu populacji.

Problem liczebności wszołów jest szczególnie ważnym zagadnieniem w gospodarce hodowlanej, ponieważ gromadny tryb życia wielu zwierząt ułatwia rozmnażanie się wszołów. Sztuczne warunki wywołują często u zwierząt brak odporności na inwazje wszołów.

Wszoły mogą, według dotychczasowych obserwacji, w naturalnych warunkach, tj. na żywym zwierzęciu, żyć przeszło 80 dni. Z tego na rozwój zarodkowy i trzy okresy larwalne przypada od kilku do kilkunastu dni.

Śmierć żywiciela stanowi zahamowanie rozwoju i funkcji życiowych wszołów. Wiąże się to z ochłodzeniem ciała martwego zwierzęcia i ze zmianami wielu nie sprecyzowanych jeszcze warunków fizyczno-chemicznych jego ustroju. Wkrótce po śmierci żywiciela wszoły głośzczkowe wychodzą na zewnątrz i daleko wędrują poza jego ciało. Wszoły bezgłośzczkowe wykazują tę samą dążność, która ulega jednak dużo wcześniej zahamo-

wania. Poza tym niektóre gatunki wszołów żyjących na tułowie wędrują na głowę martwego ptaka i tam gromadzą się na czubkach piór, szczególnie w okolicy dzioba. Te mniej ruchliwe wszoły bezgłazczkowe szybciej w swej wędrówce tracą energię i po osiągnięciu peryferyjnych części owłosienia lub upierzenia popadają w odrętwienie, które jest normalnym zjawiskiem u przeziębionych owadów. Stan ten prędzej czy później prowadzi wszoły do śmierci. Odrętwienie spowodowane obniżeniem przemiany materii upodabnia żywe jeszcze wszoły do martwych, chociaż są one zdolne jeszcze około kilku dni żyć. W wyjątkowych przypadkach obserwowano przeżywanie wszołów na martwych ptakach lub ściągniętych z nich skórkach w ciągu kilku tygodni.

6. Sztuczne hodowle

Sztuczna hodowla wszołów «in vitro» — nie jest łatwa i nieczęsto bywa z powodzeniem przeprowadzana. Zasadnicza trudność polega na niedostatecznej znajomości wymogów życiowych wszołów. W związku z tym wszelkie aparaty służące do hodowli wszołów winny być tak skonstruowane, aby pasożyty te miały możliwość wyboru warunków bytowych najkorzystniejszych i najbardziej zbliżonych do naturalnych. Hodowle zakłada się w odpowiednio zmodyfikowanych termostatach o temperaturze 34° do 37° i 90% względnej wilgotności. Określenie optymalnej temperatury jest trudne dla różnych gatunków wszołów, żyjących w niejednakowym oddaleniu od skóry żywiciela. W związku z tym jedną ze ścian termostatu wymienia się na perforowaną płytę, gdzie przez otwory przewleka się szklane rurki z wszołami, zatkałe po obu końcach. Rurki są tak umieszczone, że jedną połową tkwią w termostacie, a drugą wystają na zewnątrz. W ten sposób wszoły mają możliwość wybrania miejsca o najkorzystniejszej temperaturze. Bardziej precyzyjne obserwacje nad wymaganiami życiowymi wszołów można przeprowadzać przy pomocy dwóch termostatów o nieco różnej temperaturze i wilgotności. W tym zestawie pojemniki z wszołami zagłębione są jedną stroną w pierwszym termostacie, drugim końcem w drugim termostacie. W pojemnikach hodowlanych umieszcza się naturalny pokarm wszołów, to znaczy pióra lub sierść właściwego im żywiciela. Niestety w ten sposób można hodować tylko wszoły odżywiające się wyłącznie substancjami keratynowymi.

Wszolo krwiopijne nie dadzą się hodować w czysto laboratoryjnych warunkach. Nie są one skłonne do pobierania krwi ze sztucznych urządzeń. Można więc najwyżej prowadzić kontrolowane hodowle na żywych zwierzętach. W tym celu wybrane wszoły umieszcza się w lejkowatych pojemnikach opatrzonych w urządzenia wentylacyjne. Może to być gumowa rurka z odpowiednim zaciskiem, nasadzona na zwężony koniec lejka. Drugim, szerokim końcem przytyka się lejek hodowlany do skóry żywiciela i przytwierdza mocno przylepcem. Mimo prostej zasady, metoda ta jest trudna. Utrudnieniem jest tu ruchliwość i skłonność do różnych manipulacji żywicieli, którzy starają się pozbyć niepokojących ich pojemników. W związku z tym należy ograniczyć możliwość poruszania się zwierzęcia, a specjalnie ptaka, na którym przeprowadza się eksperyment. Stosuje się tu podwieszenia stabilizujące zwierzę w wybranej pozycji.

O udanej hodowli można mówić dopiero wtedy, gdy osiągnie się nie tylko utrzymanie wszołów przy życiu, ale doprowadzi się do pełnego rozwoju osobniczego powtarzanego przez kilka pokoleń.

Właściwie skonstruowana i dobrze zaprogramowana hodowla wszołów może się znacznie przyczynić do poznania ich biologii, szkodliwości, a nawet taksonomii, np. przy rozstrzygnięciu wątpliwości co do przynależności gatunkowej jaj, larw i osobników dojrzałych obojga płci. Szczególnie ważnym zagadnieniem na przyszłość jest poznanie za pomocą sztucznych hodowli możliwości i mechanizmów przenoszenia chorób infekcyjnych i inwazyjnych przez wszoły.

7. Zwalczenie

Wszoły, które mogą ujemnie wpływać na gospodarkę ludzką, winny być zwalczane. Niszczenie wszołów można przeprowadzać tylko w gospodarstwach hodowlanych różnego typu. Dotychczas tego rodzaju akcje nie upowszechniły się jeszcze w Polsce. Bywały jednak przeprowadzane w doświadczalnych gospodarstwach rolno-hodowlanych i w ogrodach zoologicznych. Chemiczne tępienie wszołów jest nie zawsze dla żywicieli obojętne. W związku z tym należy główny nacisk położyć na profilaktykę. Zapobieganie wszołowicy nie jest trudne i wymaga w zasadzie tylko właściwych metod hodowlanych w należytych warunkach higienicznych. Tylko u brudno utrzymywanego bydła i koni spotyka się wszoły. Trochę trudniej zadbać o czystość zwierząt o długiej sierści, jak owce i kozy, ale przy dobrej pielęgnacji i częstej kontroli da się i tutaj uniknąć większego zauszolenia. U psów wszoły pojawiają się rzadko. Cierpią na nie niekiedy psy myśliwskie używane gromadnie do polowań. Najczęściej wszoły spotyka się na ptactwie domowym, szczególnie na drobiu. Niestety, zbyt mało uwagi zwraca się w drobnych gospodarstwach na właściwy i higieniczny chów kur. Kurniki zawsze winny być przestronne i połączone z odpowiednim wybiegiem. Kury zbyt stłoczone na grzędach łatwiej wzajemnie zarażają się wszołami. Drób winien też mieć przez cały rok dostęp do piaskownic zawierających domieszkę jakiegoś skutecznego środka owadobójczego, czyli insektycydu. Wykorzystuje się w ten sposób naturalną dążność niektórych ptaków do trzepotania się w piasku lub w pyłe. W trakcie tych czynności część wszołów wypada do piasku i traci kontakt z żywicielem.

Wszoły zwalczą się chemicznie niektórymi insektycydami, np. z grupy związków organofosforowych. W zależności od warunków i potrzeb przygotowuje się insektycydy w postaci pudrów, kremów lub emulsji. Stosuje się je zewnętrznie poprzez opylanie i spryskiwanie zwierząt lub ich pomieszczeń, przez nacieranie skóry albo wytwarzanie mgieł i dymów. Zadymianie stosuje się najczęściej przy odkażaniu pomieszczeń hodowlanych. Środki owadobójcze muszą być stosowane z właściwym umiarem, aby nie narazić na szwank odpasożycanych zwierząt i personelu obsługującego. Z zasady trzeba chronić przed insektycydami oczy, drogi oddechowe i przewód pokarmowy.

Ostatnio coraz więcej mówi się o zwalczaniu wszołów poprzez stosowanie wobec żywicieli leków wewnętrznych. Rezultaty tego leczenia podobno są bardzo dobre, prowadzą do wytępienia przebywających na ciele żywiciela wszołów bez ujemnych skutków u leczonych zwierząt.

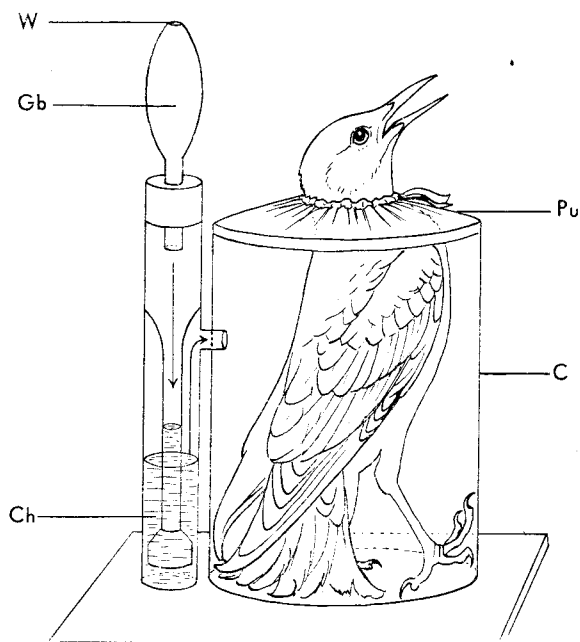
Zależnie od uzyskanych wyników, wszelkie akcje odwszolenia zwierząt należy na ogół kilkakrotnie powtarzać w parutygodniowych odstępach, ponieważ środki owadobójcze nie przenikają w głąb jaj wszołów.

8. Zbieranie i konserwowanie

Wszóły można zbierać różnymi sposobami. Najczęściej wychwytuje się je z żywych lub martwych żywicieli tępo zakończoną pensetą i natychmiast wkłada do probówek z 70% alkoholem. Praca ta wymaga dużej zręczności i szybkiego refleksu. Wszóły bowiem bywają bardzo ruchliwe, szczególnie na żywych (ciepłych!) ptakach. Można sobie ułatwić zadanie przez przytrzymywanie palcem lub watką zwilżoną alkoholem spostrzeżonych okazów. Niekiedy wyskubuje się lub ucina całe pióra lub ich fragmenty opadnięte wszółami. Ssaki można w poszukiwaniu wszółów przeczesywać gęstym grzebieniem. Większą operatywność zyskuje się przy obszukiwaniu zwłok zwierzęcych. Można tu wykorzystywać tendencje migracyjne wszółów. Gromadzenie się tych owadów na czubkach piór lub włosów ułatwia ich chwywanie. W czasie połowu należy podwinąć rękawy, aby w porę spostrzegać i chwycić wybiegające na ręce osobniki. Wszystkie czynności związane ze zbieraniem wszółów można wykonać bez obaw o uszkodzenie własnej skóry. Wszóły nigdy nie atakują ludzi.

Zwłoki ptaków, szczególnie drobnych można zawiązać w suchą lub zwilżoną alkoholem watę i pozostawiać tak w temperaturze pokojowej przez kilkanaście godzin. Wszóły przez ten czas wydostają się z żywiciela i więzną w nitkach waty, skąd je można bez trudu pozdejmować. Metoda ta nie daje jednak gwarancji, czy wszystkie wszóły zdołały się wydostać poza zasięg żywiciela. Ręczne zbieranie wszółów bywa tak pracochłonne, że niejednokrotnie trzeba tę czynność rozłożyć na kilka dni. W przerwach między połowami należy zwłoki żywiciela przechowywać szczelnie zapakowane, w chłodnym pomieszczeniu, np. w lodówce. O wiele szybciej można zebrać wszóły odurzone lub zatrute takimi środkami chemicznymi jak eter, chloroform, paradwuchlorobenzen i inne insektycydy. Badanego ptaka trzeba włożyć do woreczka plastikowego i tam potraktować wybranym środkiem. Po jakimś czasie powstrząsać energicznie zawartością worka celem wysypania na jego dno wszółów. Sposób ten bywa też stosowany przy obszukiwaniu żywych ptaków. W tym przypadku można żywiciela zagłębić w worku najwyżej po szyję, celem uniknięcia zatrucia jego lub uduszenia. Wszóły z głowy należy wtedy zebrać osobno. Przy odurzaniu wszółów chloroformem stosuje się także tzw. «Fair Isle Apparatus» opisany przez angielskiego badacza K. WILLIAMSONA w r. 1954. Zmodyfikowany aparat tego typu (rys. 47) składa się z cylindra ze sztucznego tworzywa (albo ze szkła) oraz z jednej lub dwóch pompek doprowadzających parę chloroformu do wnętrza cylindra. Pompki te wstawia się szczelnie w odpowiednie otwory w ściankach cylindra. Cylinder ustawia się dolnym otworem na białej, porcelanowej płytce. Do jego środka wkłada się badanego ptaka, tak aby głowa wystawała na zewnątrz przez górny otwór cylindra, zaopatrzony w płócienny kołnierz uszczelniający, dopasowywany za pomocą ściągacza (wszytej tasiemki) do grubości szyi obszukiwanego ptaka. Do sprężania powietrza najlepiej użyć gumowe gruszki lub baloniki z wentylami, dostępne do nabycia w sklepach drogeryjnych i perfumeriach, stosowane także przy rozpylaczach perfum. Ptak powinien pozostawać w tych oparach co najmniej przez jedną minutę. W tym czasie wszelkie jego ruchy powodują odpadanie wszółów na podstawioną od spodu płytkę porcelanową. Użycie aparatów typu «Fair Isle Apparatus» wymaga sporych ilości chloroformu, ale umożliwia zebranie wszystkich wszółów z badanego ptaka. Wszóły te zwykle po odpadnięciu z żywiciela giną. Jeśli się chce uzyskać

zbiór żywych wszołów, można zastosować specjalną metodę flotacyjną, polegającą na kąpieli ptaka w wodnym roztworze proszku do prania. Skuteczność działania różnych środków piorących jest jeszcze w stadium eksperymentowania. Żywe wszoły można też zbierać na sucho, przy pomocy zwykłego odkurzacza elektrycznego. Trzeba tylko skonstruować odpowiednią końcówkę, która winna być w postaci okrągłej szczoteczki z niewielkim (o średnicy 1—2 cm) otworem pośrodku. Aparat ten spełnia swoje zadanie przy obszukiwaniu na wszoły zarówno żywych jak i martwych ptaków i ssaków.



Rys. 47. «Fair Isle Apparatus» zmodyfikowany przez autorkę. (Oryg.).

C — plastikowy cylinder, do którego wkłada się obszukiwanego na wszoły ptaka, Pu — kołnierz uszczelniający, z którego wystaje na zewnątrz głowa ptaka, W — wentyl, Gb — gumowy balonik, Ch — chloroform. Strzałka skierowana w dół wskazuje kierunek nacisku sprężonego powietrza. Strzałka skierowana ku górze wskazuje drogę wydzielających się par chloroformu.

Wszoły z martwych zwierząt można poławiać za pomocą tzw. aparatu Nordberga (rys. 48), będącego modyfikacją lejka Tullgrena. Wykorzystuje się tu skłonności migracyjne wszołów, spotęgowane bodźcami świetlnymi i cieplnymi. Zasadniczym przeznaczeniem tego aparatu jest wypłoszenie ze ściółki gniazd ptaków i ssaków rozmaitych drobnych owadów i pajęczaków. Można jednak umieścić w lejku (rys. 48, Ls) zamiast ściółki świeżo zabite ptaki oraz skóry ptaków i ssaków lub ich części zawierające żywe jeszcze wszoły. Dobre rezultaty daje też umieszczenie w lejku pierza lub sierści odizolowanej od skóry zawieszonych zwierzęcia. Zasadą działania aparatu Nordberga jest długotrwałe naświetlenie górnej powierzchni badanego materiału, co powoduje stopniową ucieczkę zaniepokojonych owadów w głąb lejka i spadanie ich do podstawionego naczynka zawierającego

odpowiedni płyn konserwujący. Chwywanie wszołów powyższym sposobem jest zupełnie niekłopotliwe. Trzeba jednak co kilkanaście godzin kontrolować, czy ciągle jeszcze wpadają wszoły do naczynka. Po paru dniach działania aparatu, kiedy już nie pojawiają się nowe osobniki, uznaje się wyplaszanie za skończone. Połów taki nie daje gwarancji uzyskania wszystkich wszołów zawartych w naświetlanym materiale.

Nie wszystkie wszoły uchodzą po śmierci żywicieli na zewnątrz, o czym można się przekonać przy dokładnych oględzinach wypchanych zwierząt lub tzw. «skórek» zakonserwowanych w muzeach zoologicznych. Znajdowane tam wszoły są oczywiście martwe i wyschnięte, ale nadają się do preparacji umożliwiającej poprawne ich oznaczenie. Można je wytrząsać z piór lub sierści ręcznie nad białym papierem i przechowywać na sucho w małych kopertkach lub probówkach. Zbieranie wszołów z okazów muzealnych pozwala na zdobycie pasożytów ze skądinąd niedostępnych żywicieli i w ogóle z gatunków rzadkich. Opracowywanie systematyczne takiego materiału wymaga jednak krytycznego podejścia i dobrej znajomości wszołów. Trzeba się bowiem liczyć z możliwością wymieszania wszołów z różnych żywicieli w trakcie, czasem nieznanego nam bliżej, kolekcjonowania i preparowania tych żywicieli. Dzieje się to dlatego, że zbiory muzealne wzbogacają się często okazami, które miały styczność z różnogatunkowymi osobnikami tak w torbie myśliwskiej, jak i na stole preparacyjnym. Poza tym przeczesywanie zakurzonych i przesyconych środkami owadobójczymi eksponatów jest szkodliwe dla dróg oddechowych. W związku z tym zaleca się nakładanie w czasie pracy maseczek przeciwpylowych na twarz. Wytrząśnięte wszoły są bardzo kruche i należy je podejmować z papieru zwilżonym pędzelkiem lub mokrą igłą preparacyjną (nigdy pensetą!).

Do badań nad intensywnością zarażenia żywicieli, trzeba uzyskać całkowity zbiór wszołów dojrzałych, larw i jaj. Można to osiągnąć przez rozpuszczenie piór lub włosów zwierzęcych z jednoczesnym nienaruszeniem pancerza oskórkowego wszołów. Celem uzyskania wszołów z ptaków zaleca się następujące postępowanie. Całość upierzenia rozpuszcza się na zimno lub ciepło w 15% wodnym roztworze ługu sodowego (NaOH) lub potasowego (KOH). Otrzymany płyn rozcieńcza się wielokrotnie wodą, następnie precedza i przemywa osad, w którym są jaja i wszystkie osobniki poszukiwanych wszołów. Można też najpierw gotować pióra w 2% siarczku sodu (Na_2S) połączonym z 2% KOH. Na 1 g gotowanej substancji suchej trzeba 200 cm^3 roztworu. Po zasadniczym rozpuszczeniu keratyny piór roztwór filtruje się i wstrząsa w płynnej parafinie. Te końcowe zabiegi potrzebne są do łatwiejszego wyodrębnienia wszołów z mazistej substancji, jaką tworzą pozostałości piór. Otrzymywanie wszołów przez rozpuszczanie otaczających je substancji ma także tę zaletę, że uzyskuje się nawet osobniki żyjące wewnątrz piór ptasich.

Podobne metody chemiczne można stosować dla uzyskania pełnego zbioru wszołów ze ssaków. Na ogół żywicielami wszołów są tu duże zwierzęta. Trzeba więc rozpuszczać partiami ich sierść. Najpierw nawilża się owłosioną skórę 5% wodnym roztworem ługu sodowego lub potasowego. Po należyтым rozmiękczeniu sierści zdrapuje się ją tępym nożem ze skóry. Włosy są o wiele mniej podatne niż pióra na działanie ługów. Można je rozmiękczać zarówno na zimno, jak i na gorąco, jeśli jest ku temu potrzeba. Także właściwe

rozpuszczanie włosów przebiega zawsze na gorąco. Odmiękczoną sierść obficie zalaną 5% roztworem NaOH trzeba gotować na łaźni wodnej około pół godziny. Następnie przemywa się zawartość naczynia gorącą wodą i bez ostudzenia filtruje. Jest to ważne celem zapobiegnięcia alkalizacji zmydlonego tłuszczu zwierzęcego, który przy oziębieniu zatykałby filtry.

Zwierzęta, na których pasożytują wszoły, można pozyskiwać różnymi sposobami: przez odstrzał, chwytanie w sieci stosowane przy wiosennych i jesiennych przelotach ptaków, w gospodarstwach hodowlanych i w muzeach zoologicznych. Dobre rezultaty można uzyskać przy odwiedzaniu miejsc tłumnie nawiedzanych przez ptaki. W miejscach żerowania lub wypoczynku, niektóre osobniki osłabione lotem lub chorobą padają i jeśli są jeszcze świeże, mogą mieć sporo wszołów. W rzadkich przypadkach można natrafić na wszoły nawet na mocno rozłożonych szczątkach.

Niezależnie od stosowanych metod trzeba zawsze pamiętać, że wszoły zbiera się i przechowuje oddzielnie z każdego żywiciela. W miarę możliwości zaleca się segregowanie już przy połowie wszołów pochodzących z różnych części ciała. Jest to konieczne przy określaniu rozmieszczenia tych pasożytów na żywicielach.

Zbrane wszoły stanowią pełnowartościowy materiał naukowy pod warunkiem załączenia niezbędnych adnotacji, czyli etykiet. Są to następujące dane: nazwa gatunkowa żywiciela, miejsce i data połowu oraz nazwisko zbieracza. Celowe jest także zaznaczenie, jaka była płeć i wiek żywiciela oraz krótka wzmianka o lokalizacji pasożytów. Inne obserwacje, mogące mieć związek z poławianymi wszołami, dobrze jest zanotować w przeznaczonym na ten cel zeszyte. Najlepiej to zrobić «na gorąco», w miejscu połowu, jeszcze tego samego dnia.

Wstępna konserwacja wszołów, połączona z ich zabiciem odbywa się w 70% alkoholu etylowym. Do próbki z wszołami wrzuca się zawsze etykietkę napisaną ołówkiem lub tuszem (z dodatkiem kropli białka kurzego) na skrawku dobrego papieru. Jeśli z jakichś przyczyn nastąpi wyparowanie alkoholu z próbek, nie jest konieczne ponowne jego uzupełnianie. Wszoły można z powodzeniem przechowywać przez nieograniczony czas w stanie wyschniętym. Poza tym długotrwałe działanie alkoholu na wszoły (ponad kilka lat) może powodować w nich pewne zmiany fizyczno-chemiczne, utrudniające ich dalszą preparację. Jeśli więc nie planuje się rychłego robienia preparatów stałych, dobrze jest korki próbek zastąpić luźnymi tamponami z waty, aby alkohol mógł swobodnie wyparować. Trzeba jednak pamiętać, że wyschnięte materiały alkoholowe źle się ługują, nawet po rozmoczeniu.

Wstępnie zakonserwowane w alkoholu wszoły rzadko nadają się do oznaczania. Ich nieprzejrzystość uniemożliwia badania mikroskopowe. Wiele szczegółów zewnętrznych można u nich zauważyć pod binokulem, przy zastąpieniu oświetlenia przechodzącego światłem padającym. Niemniej słabe powiększenia binokularów nie sprzyjają rozróżnieniu wielu subtelnych cech gatunkowych. Wymaganą przezroczystość wszołów osiąga się drogą maceracji. Jest to rozpuszczenie narządów wewnętrznych oraz rozjaśnienie pancerza. Zakonserwowane w alkoholu etylowym wszoły przygotowuje się do maceracji poprzez dłuższe płukanie w wodzie, tj. przenosi się je do próbki z wodą, pozostawiając je w niej do następnego dnia. Wszoły konserwowane na sucho nie wymagają rozmiękania w wodzie. Wystarczy to uczynić we właściwym środku maceracyjnym.

Używa się tutaj ługu sodowego (NaOH) lub potasowego (KOH) w 10% stężeniu dla wesołów mocno zesklebotowanych. Wesoły jasno ubarwione i larwy traktuje się 5% ługiem. Szczególnie delikatne okazy można odbarwić 50% kwasem mlekowym. Płyny te można stosować na gorąco lub na zimno. Maceracja na gorąco (przy podgrzewaniu aż do wrzenia) trwa od 2 do 3 minut, ale przy braku odpowiedniego wycucia i rutyny zawsze grozi rozpadnięciem się na części preparowanych okazów. O wiele bezpieczniej jest rozjaśniać wesoły wolniej, na zimno. W tym celu przetrzymuje się je w ługu około doby, a w kwasie mlekowym nieco dłużej, bo aż do trzech dni. Po skończonej maceracji przenosi się wesoły na okres jednej doby do wody destylowanej.

Dalsze zabiegi mogą prowadzić do konserwacji okazów w stanie mokrym, lub do uzyskania stałych preparatów mikroskopowych. W pierwszym przypadku zaleca się przetrzymywanie wesołów w glicerolu z wodą destylowaną w stosunku 1:1, z dodatkiem do każdej próbki lub małej buteleczki, pojemności około 20 cm³, kilku cm³ lodowatego kwasu octowego, który ma zapobiegać rozwojowi grzybków. Innym sposobem jest przechowywanie zbiorów w płynie Oudemansa, składającym się z 87 części objętościowych 70% alkoholu etylowego, 8 części kwasu octowego oraz 5 części glicerolu. Można wreszcie z powodzeniem przetrzymywać wesoły w kwasie mlekowym. Wymienione płyny nie tylko konserwują, ale i stopniowo prześwietlają. Przy użyciu kwasu mlekowego nie zachodzi również konieczność szczelnego zamykania naczyń ze zbiorami, ponieważ praktycznie nie występuje tu parowanie. Zaletą tzw. zbioru «mokrego» jest oszczędność czasu przy jego sporządzaniu, mała objętość nawet obfitego zbioru, możliwość dowolnego ustawienia obiektów pod mikroskopem, łatwość późniejszych preparacji. Pewne niedogodności użytkowania takiego zbioru powodują jednak, że wymienione metody ustępują zbiorom trwałych preparatów mikroskopowych. Przede wszystkim manipulacje przy wyjmowaniu okazów z próbek na szkiełka podstawkowe, układanie ich na szkiełku w celach porównawczych oraz powrotne chowanie do konserwującego płynu jest uciążliwe i zawsze grozi uszkodzeniem obiektów. Poza tym wesoły trzymane we wspólnej próbce nie mogą być skatalogowane. Odróżnienie poszczególnych okazów przez ponumerowanie jest bardzo pomocne a czasem wręcz konieczne do ścisłych badań naukowych.

Tradycyjnie preparaty mikroskopowe robi się w następujący sposób. Zmacerowane i dobrze wypłukane w wodzie wesoły przenosi się do 80% alkoholu etylowego, a po godzinie przeprowadza przez następujący szereg: alkohol 90%, 96%, 100% (absolutny), alkohol 100%+benzen lub ksylen w proporcji 1:1, te same składniki w stosunku 1:2, benzen lub ksylen czysty — dwukrotnie. Wymiana poszczególnych płynów odbywa się co 5—15 minut, zależnie od wielkości i grubości preparowanych okazów. W końcu przenosi się wesoły na dobrze wyczyszczone (odtłuszczone!) szkiełka podstawkowe, szybko zalewa średnio gęstym (kapiącymi kroplami z bagietki) balsamem kanadyjskim i przykrywa czystym szkiełkiem nakrywkowym. Przy zatapianiu grubych obiektów należy wesprzeć szkiełko nakrywkowe dwoma przeciwległymi ustawionymi paseczkami z kartonu lub cienkiej tektury. Z gotowych preparatów odparowuje się benzen lub ksylen w termostacie, lub pozostawia je na dłużej w pozycji poziomej.

Preparaty mikroskopowe z wesołów można też wykonywać nieco innym sposobem. Wyługowane i wypłukane okazy przenosi się do 10% kwasu octowego na minimum pół

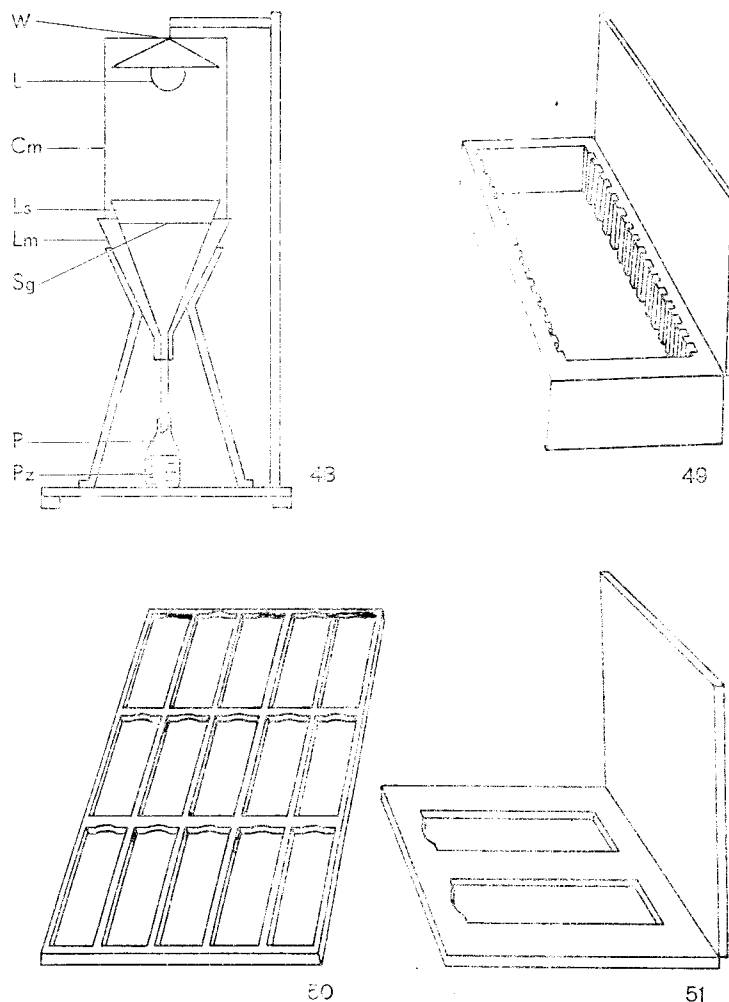
godziny, następnie dobrze zesklepotyzowane, ciemne osobniki przeprowadza się przez szereg alkoholowy o następujących stężeniach: 40%, 80%, 96%. W dwóch pierwszych płynach pozostawia się wszoły po 10 minut, w trzecim 20 minut. Potem przenosi się na pół godziny do olejku goździkowego i w końcu montuje się preparat w balsamie kanadyjskim. Natomiast wszoły słabo zabarwione lub bezbarwne można po wyjęciu z kwasu octowego zanurzyć na jedną godzinę w wodnym roztworze kwaśnej fuksyny, a potem normalnie przeprowadzić przez taki sam szereg alkoholowy, olejek goździkowy i zatapiać w balsamie. Czerwone zabarwienie preparatów ułatwia ich obserwację i oznaczanie.

Końcowe zatapianie wszołów nie musi się odbywać w balsamie kanadyjskim. Można to uczynić w płynie Berlesego, który jest mieszaniną 10 cm³ wody destylowanej, 5 cm³ kwasu octowego lodowatego, 5 cm³ syropu dekstrozy i 8 g żywicy akacjowej, z dodatkiem po tygodniu 75 g wodzianu chloralu. Płyn ten w pierwszych dniach po skończonej preparacji trzeba w miarę potrzeby uzupełniać między szkiełkami. Następnie należy brzegi szkiełka nakrywkowego uszczelnić lakierem.

Jeszcze innym sposobem jest montowanie w mieszaninie Swana, składającej się z następujących substancji: woda destylowana — 2 cm³, wodzian chloralu — 6 g, najprzedniejsza guma arabska 1,5 g, glukoza — 3 g i kwas octowy — 0,5 cm³. W środku tym można zatopić wszoły wyjęte z jakiegokolwiek płynu konserwującego. Mieszanina Swana tężeje dopiero po paru tygodniach. Jeśli więc zachodzi potrzeba wcześniejszego transportu preparatów, można sporządzić prowizoryczne ramki z wosku lub stearyny, okalające szkiełko nakrywkowe. W tego rodzaju preparacji unika się absorbujących manipulacji przy przenoszeniu okazów przez szereg alkoholowy i ksylenowy. Niemniej mieszaninę Swana można w zasadzie stosować tylko do drobnych, słabo zesklepotyzowanych wszołów. Natomiast wszoły wszelkiej wielkości i twardości można preparować przy pomocy innej, skróconej metody, w której stopniowe przejścia przez szeregi alkoholowe zastępuje się działaniem fenolu. W tym celu lekko zmacerowane ługiem okazy, wyjęte z wody lub alkoholu zanurza się na godzinę w nasyconym alkoholowym roztworze fenolu, a następnie przenosi się do drugiego naczynia (najlepiej szkiełka zegarkowego) z taką samą porcją świeżego fenolu. Fenol uwalnia preparowane obiekty od wody i rozjaśnia je. Pożądaný efekt uzyskuje się po jednej lub dwóch godzinach. Należy więc co jakiś czas badać gołym okiem przejrzystość wszołów, stawiając szkiełko zegarkowe z zanurzonymi w fenolu okazami na ciemnym tle. Następnie wszoły wyjmuje się na szkiełko i normalnie zatapia, np. w balsamie kanadyjskim. Wszoły rozjaśniane fenolem uzyskują bardzo dobrą przejrzystość, z jednoczesnym zachowaniem niektórych wewnętrznych struktur. Zaleta ta traci jednak dużo na wartości, bo zdarza się, że częściowo zmacerowane organy wewnętrzne rozpadają się i pod wpływem ucisku szkiełka nakrywkowego wypływają na zewnątrz, mącąc balsam wokół okazu. Metoda fenolowa jest bardzo dobra przy preparacji jaj wszołów. Nie macerowane w ługu jaja wraz z kawałkami piór lub włosów, do których są przytwierdzone, doskonale się pod wpływem fenolu prześwietlają i zwykle nie odpadają na dno naczynka. W ten sposób otrzymuje się bardzo ładne preparaty jaj, przy zachowaniu ich naturalnego rozmieszczenia na nie uszkodzonych piórach lub włosach.

Większość zbiorów malofagologicznych stanowią jednak preparaty sporządzane tradycyjną metodą z użyciem ługu i z przeprowadzeniem przez wymagane szeregi płynów oraz zatopieniem w balsamie kanadyjskim. Nie wnikając w drobne wady, jest to jedyne

medium, którego minimalna zmienność jest już od kilkudziesięciu lat dobrze znana. Wszystkie nowsze środki nie dają nam jeszcze tej gwarancji. Poza tym preparaty zaptapiane w balsamie kanadyjskim dają się łatwo rozmontować. Potrzeba taka zachodzi, gdy preparaty są wadliwie wykonane lub wymagają jakichś specjalnych manipulacji, np. wyodrębnienie niektórych fragmentów ciała. Wadliwie są okazy niedostatecznie prześwietlo-



Rys. 48—51. (48. 50 oryg., 49, 51 według EICHLERA, nieco zmienione).

48 — aparat Nordberga: *W* — wieko perforowane, przepuszczające powietrze i wilgoć, *L* — lampa z reflektorem i żarówką 25 W, *Cm* — cylinder metalowy, *Lm* — lejek metalowy osłaniający lejek szklany, *Ls* — lejek szklany, *Sg* — siatka grubo perforowana, na której umieszcza się obszukiwane na wsoły obiekty, *P* — pojemnik na wypadające z lejka szklanego wsoły, *Pz* — płyn zabijający i utrwalający zebrany materiał. 49 — pudełko na preparaty mikroskopowe, wykonane z dykty lub drewna. 50 — tacka na preparaty mikroskopowe, wykonana z twardej tektury. 51 — zamykana teczka, poręczna do transportu pojedynczych preparatów mikroskopowych; wykonana z twardej tektury, w środku może być obita filcem.

ne, wypełnione ciałami obcymi (woda, powietrze) lub niekorzystnie ułożone na szkiełku. Poza tym niestaranne przeprowadzenie przez szeregi płynów powoduje nieklarowność balsamu, a nieostrożne położenie szkiełka nakrywkowego bywa przyczyną uwięźnięcia pod nim baniczek powietrza. Drobne pęcherzyki powietrzne mogą się z czasem zresorbować, a większe można wypędzić nawet ze starych preparatów, które podgrzewa się na stoliku służącym do roztopiania skrawków parafinowych, po czym odpowiednio uciskając szkiełko nakrywkowe, kieruje się pęcherzyki ku jego obwodowi. Gdy powietrze wydostanie się na zewnątrz, uzupełnia się powstałe luki rzadkim balsamem kanadyjskim. Natomiast szkiełko z przeznaczonym do rozmontowania preparatem należy umieścić w szczelnie zamkniętym słoju, wśród nasyconej ksylenem waty lub ligniny. Po kilkunastu lub kilkudziesięciu godzinach balsam między szkiełkiem podstawkowym a nakrywkowym rozpuszcza się, wyswabdzając preparowany okaz, który należy przenieść do czystego ksylenu. Wszody powtórnie zatapia się w balsamie kanadyjskim na nowym szkiełku lub przenosi się wstecz przez szeregi ksylenowe i alkoholowe aż do tej frakcji, która powoduje przywrócenie żądanych właściwości obiektu. Następnie przeprowadza się okaz normalnie przez coraz to wyżej procentowe alkohole, ksyleny i ponownie zatapia w balsamie kanadyjskim.

Każdy preparat trwały winien być opatrzony dwiema etykietkami, umieszczonymi po obu stronach szkiełka nakrywkowego. Jedna z nich musi zawierać wszystkie dane z etykiетки sporządzonej przy połowie wszodów, drugą rezerwuje się na nazwę, płęć i wiek każdego zakonserwowanego w preparacie osobnika. W związku z tym praktycznie jest sporządzać z każdego okazu osobny preparat. Unika się w ten sposób przypadkowego mieszania różnych wszodów, uzyskuje większą operatywność przy porządkowaniu zbiorów itp. Etykiетки na preparatach wycina się z papieru i przykleja do szkiełek. Piszę na nich tuszem. Niestety, karteczki te, przy użyciu niezbyt dobrego kleju, często odpadają. Można więc ich zaniechać i wszystkie dane pisać wprost na idealnie wyczyszczonym szkiełku. Napisy takie muszą być zabezpieczone przed starciem rozrzedzonym bezbarwnym lakierem acetonowym lub bardzo rozcieńczonym balsamem kanadyjskim.

Mnogość informacji wymaganych lub zalecanych do wyszczególnienia na małych szkiełkach mikroskopowych wymaga stosowania ogólnie przyjętych skrótów. Przy określeniach zwierząt żywicielskich i pasożytów używa się następujących symboli: ♂ — samiec, ♀ — samica, L — larwa pasożyta, juv. — młodociany żywiciel, pull. — bardzo młody żywiciel (pisklę lub osesek). Dane dotyczące badaczy skraca się następująco: leg. (legit) — osoba, która zebrała materiał, det. (determinavit) — osoba, która oznaczyła materiał, praep. (praeparavit) — osoba, która wykonała preparaty, coll. (collectio) — osoba lub instytucja kolekcjonująca materiał. Dane dotyczące osób mogą być inne w odniesieniu do oznaczeń ptaków bądź ssaków niż do zebranych z nich wszodów. W związku z tym trzeba pamiętać, aby jedna etykiетка zawierała informacje wyłącznie związane z żywicielami, a druga z pasożytami. Poza tym dobrze jest jakimś drobnym symbolem określić jaką stronę (grzbietową czy brzusznią) wspiera się wszoł o szkiełko nakrywkowe, w jakim medium został zatopiony i ewentualnie jak był barwiony.

Każdy większy zbiór wszodów winien być skatalogowany. Sposób numeracji jest dowolny. Stosowanie kolejnych liczb odzwierciedla liczebność zbioru, ale staje się kłopotliwe przy osiągnięciu liczb wielocyfrowych. Najlepiej wzorować się na ogólnie przy-

jętych metodach inwentaryzacyjnych i segregować kolekcje na poszczególne działy. Na katalog trzeba przeznaczyć gruby zeszyt lub jeszcze lepiej skoroszyt, który jest wygodny przy dopisywaniu coraz to nowych numerów z różnych działów. Numer katalogowy musi być też wpisany na widocznym miejscu preparatu.

Zbiór preparatów trwałych można przechowywać w specjalnych pudełkach (rys. 49), teczkach lub na tackach (rys. 50). Kolekcja umieszczona w pudełkach, które można tak jak książki szeregiem ustawiać na półce, zajmuje stosunkowo mało miejsca. Niemniej łatwiej jest korzystać ze zbioru kompletowanego w płaskich, zamykanych teczkach lub na ustawianych jedna na drugiej, nie osłoniętych z góry tackach. Ogląda się tu od razu, bez wyciągania, większą liczbę preparatów. Poza tym tacki, doskonale się nadają do suszenia, w braku termostatu, świeżo zmontowanych obiektów. Do wysyłki używa się pudeł lub małych, przykrywanych teczek mieszczących kilka preparatów (rys. 51).

9. Wskazówki dla posługujących się kluczami do oznaczania

Zeszyt niniejszy obejmuje część ogólną dotyczącą całego rzędu wszołów oraz klucze do oznaczania podrzędów i nadrodzin, a także klucze do oznaczania rodzin, podrodzin, rodzajów i gatunków w obrębie dwóch nadrodzin: *Gyrcpoidea* i *Laemobothrioidea*. W następnych zeszytach podane będą klucze do oznaczania pozostałych wszołów, a mianowicie zeszyt 2 będzie poświęcony nadrodzinie *Mencponoidea*, zeszyt 3 nadrodzinie *Gonioidea* i *Trichodectoidea*, a trzy dalsze zeszyty nadrodzinie *Phlepteroidea*.

Wszystkie objęte kluczami rodzaje wszołów ilustrują rysunki całych owadów widzianych od strony grzbietowej lub brzusznej, natomiast opisy gatunków zawierają rysunki wybranych części ciała. Podgatunki wymienia się na ogół bez bliższej charakterystyki morfologicznej.

Każdy z rodzajów wszołów ma swoisty wygląd. Toteż rozróżnianie tych jednostek według opisów i rysunków całych osobników nie nastęrcza specjalnych trudności. Natomiast poprawne oznaczanie gatunków nie jest łatwe, ponieważ zwykle różnią się między sobą bardzo nieznacznie. Wszoly oznacza się pod mikroskopem przy powiększeniu od 100 do 400 razy. Uzyskane wyniki zaleca się porównywać z listą pasożytów i żywicieli, która będzie umieszczona w 6 zeszycie. Nie można jednak decydować o przynależności gatunkowej wszołów na podstawie tego wykazu. Wprawdzie na większości ptaków współbytuja wszoły zaliczane do różnych i często odległych rodzajów, ale zdarza się czasem synhospitalne występowanie bardzo podobnych, czyli tzw. gatunków bliźniaczych wszołów. Poza tym zdarzają się na zwierzętach wszoły «obce», zawleczone z innych żywicieli.

Podstawowe piśmiennictwo dotyczące wszystkich wszołów mogących występować w Polsce jest omówione w niniejszym zeszycie na str. 51—53.

II. PRZEGLĄD SYSTEMATYCZNY PODRZĘDÓW I NADRODZIN

Rząd: *Mallophaga*.

Podrząd: *Amblycera*.

Nadrodziny: *Gyropoidea*.

Laemobothrioidea.

Menoponoidea.

Podrząd: *Ischnocera*.

Nadrodziny: *Goniodoidea*.

Trichodectoidea.

Phlopteroidea.

III. KLUCZE DO OZNACZANIA PODRZĘDÓW I NADRODZIN

Rząd: WSZOŁY — *MALLOPHAGA*

Pasożytnicze owady z narządami gębowymi typu gryzącego, osadzonymi po brzusznej stronie głowy, która nigdy nie jest węższa od przedtułowia.

Występują na ptakach i ssakach. Rząd obejmuje dwa podrzędy.

Klucz do oznaczania podrzędów

1. Głaszczki szczękowe występują, oczy z podwójnych fasetek . . . *Amblycera*, str. 31.
- Głaszczków szczękowych brak, oczy z pojedynczych fasetek . . . *Ischnocera*, str. 32.

Podrząd: WSZOŁY GŁASZCZKOWE — *AMBLYCERA*

Głaszczki szczękowe 4- lub rzadziej 2-członowe. Czułki jednakowe u obu płci, 4- lub 5-członowe, zwykle całkowicie lub częściowo ukryte w zatokach czułkowych. Tułów z trzech segmentów, na ogół wyraźnie odgraniczonych od siebie.

Pasożyty ptaków i ssaków. Wyróżniono trzy nadrodziny, wszystkie mają przedstawicieli w Polsce.

Klucz do oznaczania nadrodzin

1. Wszystkie stopy zakończone dwoma pazurkami. Pasożyty ptaków 2.
- Stopy inaczej zakończone, najczęściej z jednym pazurkiem lub bez niego. Pasożyty ssaków *Gyropoidea*, str. 36.
2. Śródtułów nie odgraniczony szwem od zatułowia. Boczne krawędzie odwłoka bez międzysegmentalnych wgłębień *Laemobothrioidea*, str. 40.
- Śródtułów odgraniczony szwem od zatułowia. Boczne krawędzie odwłoka z międzysegmentalnymi wgłębieniami *Menoponoidea*¹.

Podrząd: WSZOŁY BEZGŁASZCZKOWE — *ISCHNOCERA*

Czułki 5- lub 3-członowe, nitkowate u obu płci lub u samców rozmaicie zgrubiałe albo inaczej zmodyfikowane, osadzone na bocznych krawędziach głowy. Śródtułów złączony zwykle z zatułowiem w jedną całość zwaną pterotoraksem.

Pasożyty ptaków i ssaków. Wyróżnione trzy nadrodziny, wszystkie mają przedstawicieli w faunie Polski.

Klucz do oznaczania nadrodzin

1. Odnóża zakończone podwójnymi pazurkami 2.
- Odnóża zakończone pojedynczymi pazurkami *Trichodectoidea*².
2. Długość głowy zwykle mniejsza od jej szerokości, skronie kanciaste *Goniodoidea*³.
- Długość głowy zwykle większa od jej szerokości, skronie zaokrąglone *Phlopteroidea*⁴.

¹ Patrz zeszyt 2 części XV tych «Kluczy».

² Patrz zeszyt 3 części XV tych «Kluczy».

³ Patrz zeszyt 3 części XV tych «Kluczy».

⁴ Patrz zeszyty 4—6 części XV tych «Kluczy».

IV. PRZEGLĄD SYSTEMATYCZNY NADRODZIN GYROPOIDEA I LAEMOBOTHRIOIDEA

Gatunki znalezione w Polsce oznaczono gwiazdką. Synonimy wyróżniono petitem.

Rząd: *Mallophaga*.

Podrząd: *Amblycera*.

Nadrodzina: *Gyropoidea*.

Rodzina: *Gyropidae*.

Rodzaj: *Gyropus* NITZSCH, 1818.

Gatunek: *Gyropus ovalis* NITZSCH in BURMEISTER, 1838.

Gyropus turbinatus PIAGET, 1880.

Gyropus recifensis TORRES, 1938.

Macrogyropus mexicanus ZAVALETA, 1946.

Rodzina: *Gliricolidae*.

Podrodzina: *Gliricolinae*.

Rodzaj: *Gliricola* MJÖBERG, 1910.

Gatunek: *Gliricola porcelli* (SCHRANK, 1781).

Pediculus saviae SCHRANK, 1803.

Pediculus bifurcatus OLFERS, 1816.

Gyropus gracilis NITZSCH, 1818.

Gyropus perfoliatus NEUMANN, 1912.

Gyropus bicaudatus PAINE, 1912.

Gliricola mexicanus ZAVALETA, 1946.

Rodzaj: *Pitrufquenia* MARELLI, 1932.

Gatunek: *Pitrufquenia coypus* MARELLI, 1932.

Pitrufquenia mollis MARELLI, 1933.

Rodzina: *Trimenoponidae*.

Podrodzina: *Trimenoponinae*.

Rodzaj: *Trimenopon* CUMMINGS, 1813.

Gatunek: *Trimenopon hispidum* (NITZSCH in BURMEISTER, 1838).

Menopon jenningsi KELLOGG & PAINE, 1910.

Trimenopon echinoderma CUMMINGS, 1913.

Trimenopon rozeboomi EMERSON, 1940.

Nadrodzina: *Laemobothrioidea*.

Rodzina: *Laemobothriidae*.

Rodzaj: *Laemobothrion* NITZSCH, 1818.

Gatunki: *Laemobothrion maximum maximum* (SCOPOLI, 1763).

Pediculus buteonis J. C. FABRICIUS, 1776.

Liotheum giganteum NITZSCH, 1818.

- Laemobothrion maximum bureschi* Wd. EICHLER, 1943.
- * *Laemobothrion maximum circi* (FOURCROY, 1785).
Pediculus milvi SCHRANK, 1803.
Liotheum giganteum NITZSCH, 1818.
Laemobothrion nigrolimbatum GIEBEL, 1874.
- Laemobothrion maximum hieraeti* Wd. EICHLER, 1943.
Laemobothrion maximum lunai TENDEIRO, 1958.
Laemobothrion maximum mendesi TENDEIRO, 1955.
Laemobothrion maximum niethammeri Wd. EICHLER, 1942.
Laemobothrion maximum romanicum BECHET, 1961.
Laemobothrion maximum siddiqui ANSARI, 1955.
Laemobothrion clayi TULEŠKOV, 1957.
Laemobothrion tuleschkovi BECHET, 1961.
- * *Laemobothrion maximum titan* PIAGET, 1880.
Laemobothrion indica SEN, 1942.
- * *Laemobothrion tinnunculi tinnunculi* (LINNAEUS, 1758).
Nirmus hasticeps OLFERS, 1816.
Liotheum hasticeps NITZSCH, 1818.
Laemobothrium hastipes NITZSCH in BURMEISTER, 1838.
- * *Laemobothrion tinnunculi laticolle* DENNY, 1842.
Nirmus albicillae DENNY, 1852.
Laemobothrion tinnunculi semicircularis CARRIKER, 1961.
Laemobothrion vulturis vulturis (J. C. FABRICIUS, 1775).
Laemobothrion vulturis bulgaricum Wd. EICHLER, 1943.
- * *Laemobothrion vulturis daneckii* ZŁOTORZYCKA, 1969.
Laemobothrion vulturis percnopteri (GERVAIS, 1844).
Laemobothrion pallidum GIEBEL, 1874.

Rodzaj: *Eulaemobothrion* EWING, 1929.

Gatunki: *Eulaemobothrion atrum* (NITZSCH, 1818).

Laemobothrion nigrum BURMEISTER, 1838.

Laemobothrion lathrobium KOLENATI, 1846.

?*Pediculus chloropodis* SCHRANK, 1803.

Eulaemobothrion simile (KELLOGG, 1896).

Rodzina: *Ricinidae*.

Rodzaj: *Ricinus* DEGEER, 1778.

Gatunki: * *Ricinus dolichocephalus* (SCOPOLI, 1763).

Liotheum (Physostomum) sulphureum NITZSCH, 1818.

* *Ricinus elongatus elongatus* (OLFERS, 1816).

* *Ricinus elongatus ernstlangi* Wd. EICHLER, 1941.

Physostomum mystax [var.] PIAGET, 1880.

* *Ricinus elongatus intermedius* (PIAGET, 1880).

Ricinus elongatus merulae (DURRANT, 1906).

Ricinus elongatus mystax (NITZSCH in BURMEISTER, 1838).

Ricinus frenatus (NITZSCH in BURMEISTER, 1838).

* *Ricinus fringillae fringillae* DEGEER, 1778.

Liotheum nitidissimum NITZSCH, 1818.

- Ricinus fringillae borin* BALÁT, 1952.
Ricinus fringillae inexpectatus BALÁT, 1966.
- * *Ricinus fringillae irascens* (NITZSCH in BURMEISTER, 1838).
Ricinus uchidai FRESCA, 1924.
Ricinus fringillae japonicus (UCHIDA, 1915).
- * *Ricinus fringillae medius* UCHIDA, 1926.
Physostomum intermedium UCHIDA, 1915.
Ricinus fringillae pflegeri BALÁT, 1952.
Ricinus fringillae subpallidus BLAGOVESHCHENSKY, 1951.
Ricinus accentor Wd. EICHLER, 1953.
Ricinus maculatus (PIAGET, 1885).
- * *Ricinus major* FRESCA, 1924.
- * *Ricinus rubeculae rubeculae* (SCHRANK, 1776).
Nirmus pterocephalus OLFERS, 1816.
Physostomum agonum NITZSCH, 1866.
Ricinus rubeculae phoenicuri NEGRU, 1965.
Ricinus rubeculae similis (GIEBEL, 1874) sensu PIAGET, 1880.
Ricinus serratus serratus (DURRANT, 1906).
Physostomum clypeatum MjöBERG, 1910.
Ricinus serratus magnus UCHIDA, 1926.
Ricinus thoracicus (PACKARD, 1870).

V. KLUCZE DO OZNACZANIA

Nadrodzina: *GYROPOIDEA*

Nadustek stosunkowo krótki, toteż położenie narządów gębowych prawie terminalne. Odnóża drugiej i zwykle trzeciej pary wygięte, z dośrodkowo skierowanymi stopami. Oczy mniej lub więcej uwstecznione.

Pasożyty niektórych gryzoni (*Rodentia*), torbaczy (*Marsupialia*) i naczelnych (*Primates*). Nadrodzina ta obejmuje 6 rodzin, z których w Polsce mogą występować trzy. Są to pasożyty niektórych gryzoni obcego pochodzenia.

Klucz do oznaczania rodzin

1. Odwłok z 5 parami przetchlinek 2.
- Odwłok z 6 parami przetchlinek *Gyropidae*, str. 36.
2. Segmenty tułowiowe wyraźnie oddzielone od siebie *Gliricolidae*, str. 38.
- Segmenty tułowiowe nie oddzielone od siebie *Trimenoponidae*, str. 39.

Rodzina: *GYROPIDAE*

Głaszczki szczękowe 2- lub 4-członowe (rys. 13). Pierwsza para odnóży z pojedynczymi pazurkami. Druga i trzecia para odnóży z prążkowanymi wyrostkami ostatnich członów stóp, spełniającymi rolę pazurków (rys. 25).

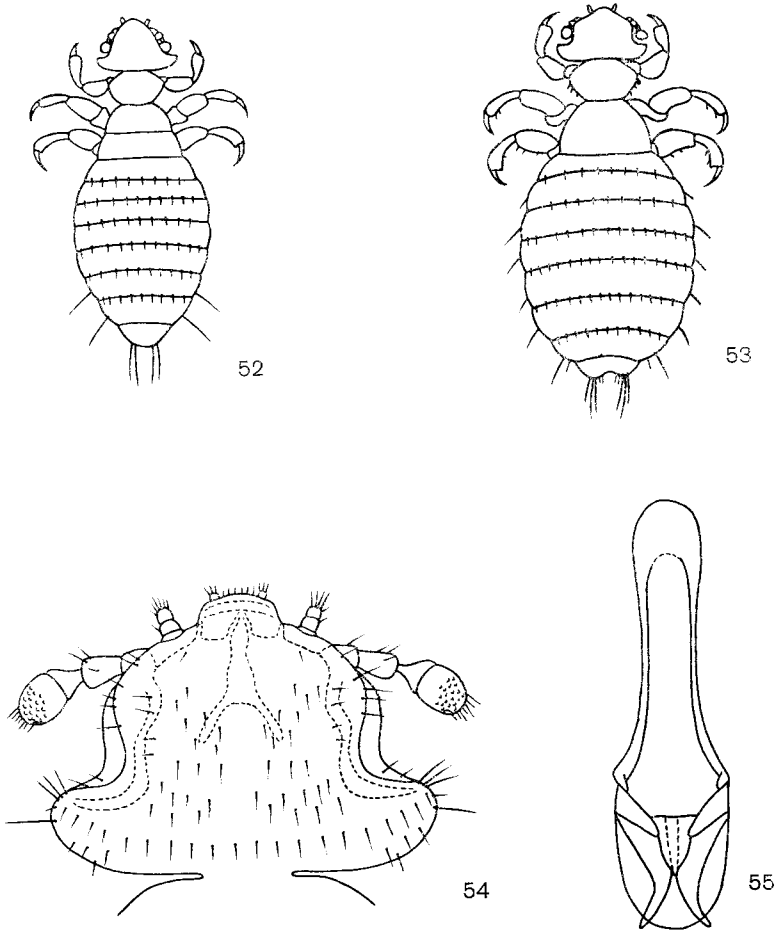
Pasożyty niektórych gryzoni i małp (*Cebidae*). Rodzina ta obejmuje 8 rodzajów, z których jeden może występować w Polsce.

Rodzaj: *Gyropus* NITZSCH

Ogólny wygląd jak na rys. 52 i 53. Głowa szeroka, odnóża mocne, owłosienie skąpe. Pasożyty gryzoni z rodziny *Caviidae*. Rodzaj ten obejmuje 20 gatunków, z których jeden może występować w Polsce.

Długość ciała samca 1,0—1,1 mm, samicy 1,3—1,4 mm. Ciało krępe. Głowa (rys. 54) z wystającymi poza boczną krawędź czułkami, głaszczkami szczękowymi i głaszczkami wargowymi. Odwłok u samca zakończony półokrągło, u samicy na końcu wcięty. Aparat genitalny samca jak na rys. 55. Pasożyt świnki morskiej — *Cavia porcellus* (L.)¹. W Polsce jeszcze nie stwierdzony, chociaż prawdopodobnie jest kosmopolita.

..... *G. ovalis* NITZSCH in BURM.



Rys. 52—55. *Gyropus ovalis* NITZSCH in BURM. (54 według EWINGA, pozostałe według BŁAGOWIESZCZENSKIEGO — wszystkie nieco zmienione).

52 — samiec. 53 — samica. 54 — głowa samicy od strony grzbietowej. 55 — aparat genitalny samca.

¹ Niedawno zoolog argentyński G. DENNLER DE LA TOUR zaproponował nowe zasady nomenklatury naukowej zwierząt domowych w pracy «Zur Frage der Haustier-Nomenklatur», Säugetierkundl. Mitt., Monachium, 16, 1968, str. 1—20. Propozycję tę popiera również parazytolog niemiecki prof. dr Wd. EICHLER. W związku z tym dajemy w części XV niniejszych «Kluczy» dla żywicieli domowych obok nazw tradycyjnych również nazwy według DENNLERA DE LA TOUR i Wd. EICHLERA. Nazwa świnki morskiej brzmiałaby według DENNLERA DE LA TOUR i Wd. EICHLERA *Cavia porcellus* «familiaris».

Rodzina: *GLIRICOLIDAE*

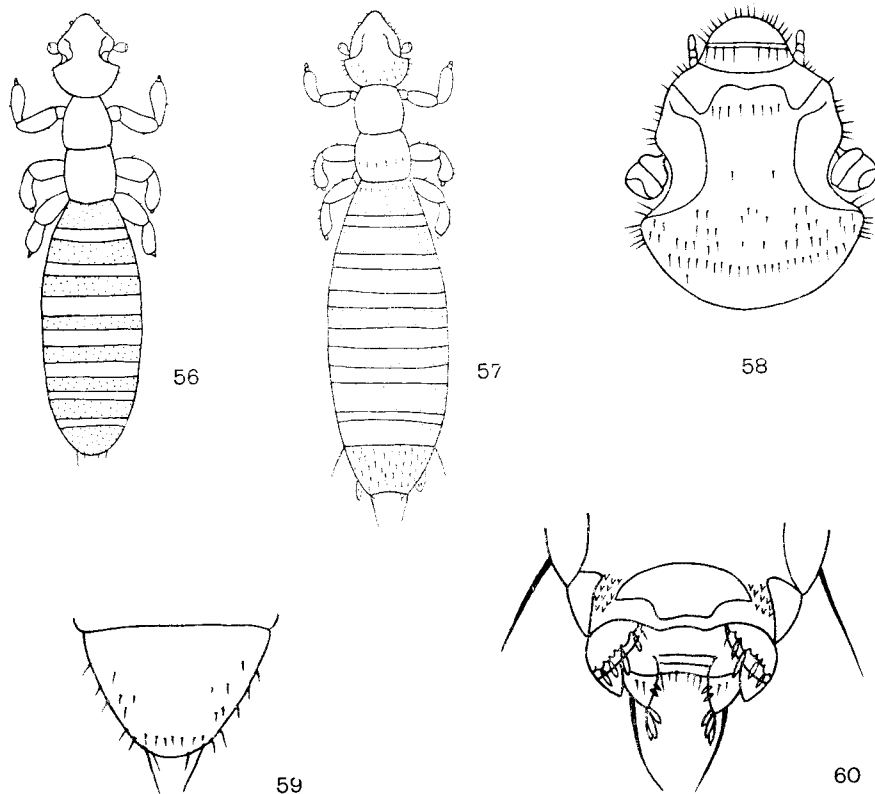
Głaszczki szczękowe 2- lub 4-członowe. Odnóza bez właściwych pazurków, tylko z tępo zakończonymi wyrostkami skórnymi (rys. 24).

Pasożyty licznych gryzoni egzotycznego pochodzenia. Rodzina obejmuje dwie podrodziny, z których jedna może występować w Polsce.

Podrodzina: *Gliricolinae* .

Głaszczki szczękowe 2-członowe.

Pasożyty gryzoni z rodzin *Caviidae*, *Capromyidae*, *Abrocomidae* i *Echimyidae*. Podrodzina obejmuje trzy rodzaje, z których dwa mogą występować w Polsce.



Rys. 56—60. *Gliricola porcelli* (SCHRANK). (Według WERNECKA, nieco zmienione).

56 — samiec. 57 — samica. 58 — głowa samicy od strony grzbietowej. 59 — zakończenie odwłoka samca od strony grzbietowej. 60 — zakończenie odwłoka samicy od strony brzusznej.

Klucz do oznaczania rodzajów

1. Długość głowy większa niż szerokość. Odwłok taśmowato wydłużony *Gliricola* MjÖB., str. 39.
— Długość głowy mniejsza niż szerokość. Odwłok owalnie rozszerzony *Pitrufquenia* MAR., str. 39.

Rodzaj: *Gliricola* MjÖB.

Ogólny wygląd jak na rys. 56 i 57. Zabarwienie ciała bardzo słabe. Włoski na ogół drobne i nikle.

Pasożyty gryzoni należących do rodzin wymienionych w opisie podrodziny. Do rodzaju *Gliricola* MjÖB. należą 24 gatunki, z których jeden, znany z *Caviidae*, może występować w Polsce.

Długość ciała samca około 1,0 mm, samicy 1,2 mm. Głowa charakterystycznego kształtu (rys. 58). Odwłok samca ma przy końcu dłuższe włoski (rys. 59). Natomiast odwłok samicy opatrzony przy końcu, prócz pojedynczych, mocnych szczecin, dwiema parami płytek z lancetowatymi wyrostkami (rys. 60). Pasożytuje na śwince morskiej — *Cavia porcellus* (L.)¹. Gatunek kosmopolityczny, w Polsce jeszcze nie znaleziony.

. *G. porcelli* (SCHRANK).

Rodzaj: *Pitrufquenia* MAR.

Ogólny pokrój jak na rys. 61. Włoski okrywające ciało cienkie ale stosunkowo długie. W przedniej połowie ciała ułożone w regularnych rzędach.

Pasożyty gryzoni z rodziny *Capromyidae*. Dotychczas znany tylko jeden gatunek, który może także występować w Polsce.

Długość ciała samca 1,2 mm, samicy 1,4 mm. Przedtułów opatrzony wydatnymi wyrostkami. Przetchlinki odwłokowe położone bardzo blisko bocznych krawędzi ciała. Aparat genitalny samca szeroki w części podstawowej i klinowato zwązający się w części paramerowej. Pasożyt nutrii — *Myocastor coypus* (MOL.). Łowiony w Ameryce Południowej i w Europie środkowej. W Polsce jeszcze nie znaleziony.

. *P. coypus* MAR.

Rodzina: *TRIMENOPONIDAE*

Budowa ciała zwarta (rys. 62). Przetchlinki odwłokowe na segmentach od III do VII.

Pasożyty niektórych gryzoni i torbaczy (*Didelphidae*). Rodzina *Trimenoponidae* dzieli się na trzy podrodziny, z których jedna może występować w Polsce.

Rodzaj: *Trimenopon* CUMM.

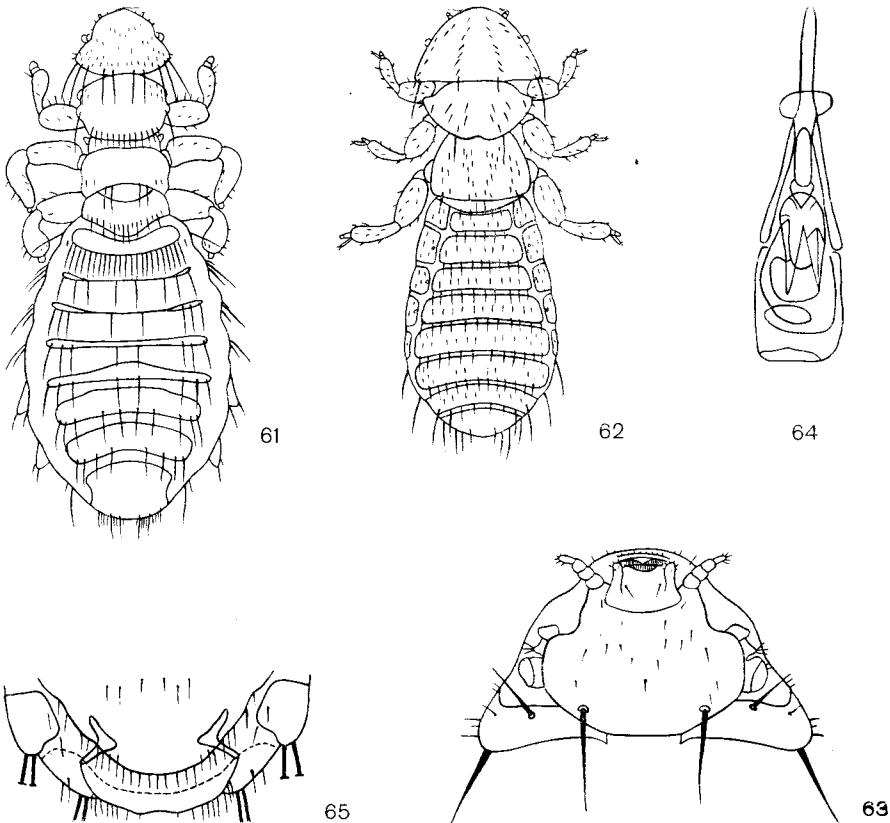
Wygląd ogólny jak na rys. 62. Ubarwienie żółte, zróżnicowane na ciemniejsze i jaśniejsze pola. Przednie odnóża zakończone bardzo drobnymi pazurkami.

Pasożyty *Caviidae*. Wyróżniono cztery gatunki, z których jeden może występować w Polsce.

¹ *Cavia porcellus* «familiaris» według DENNLERA DE LA TOUR i Wd. EICHLERA.

Długość ciała samca 1,6—2,2 mm, samicy 1,7—2,3 mm. Głowa (rys. 63) z wykształconymi głaszczkami wargowymi. Aparat genitalny samca (rys. 64) masywny, znacznie ciemniejszy od reszty odwłoka. Zakończenie odwłoka samicy jak na rys. 65. Pasożyt świnki morskiej — *Cavia porcellus* (L.)¹. Gatunek znany z Ameryki Północnej i Europy. W Polsce jeszcze nie stwierdzony.

..... *T. hispidum* (NITZSCH in BURM.).



Rys. 61—65. (61, 62 według WERNECKA, 63 według STÖWEGO, 64, 65 według FERRISA — wszystkie nieco zmienione).

61 — *Pitrufquenya coypus* MAR., samica. 62—65 — *Trimenopon hispidum* (NITZSCH in BURM.). 62 — samiec. 63 — głowa samca od strony grzbietowej. 64 — aparat genitalny samca. 65 — zakończenie odwłoka samicy od strony brzusznej.

Nadrodzina: *LAEMOBOTHRIOIDEA*

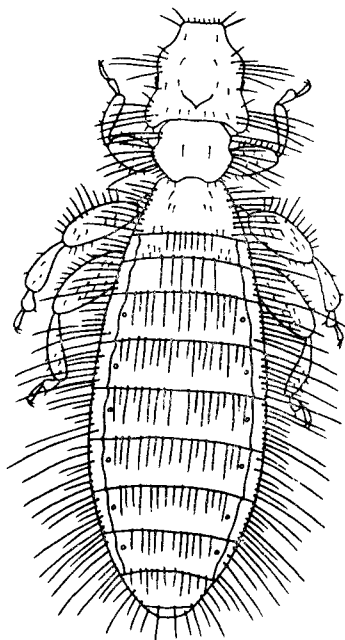
Należą tu wszoły stosunkowo duże, masywne, z wydłużonym odwłokiem. Czułki bardzo małe, w całości zagłębione w jamkach wewnątrz zatok czułkowych. Tylna krawędź zatulowia w całości graniczy z odwłokiem i nie jest szersza od przedniej krawędzi I segmentu odwłoka (rys. 66, 79, 82).

¹ *Cavia porcellus* «familiaris» według DENNLERA DE LA TOUR i Wd. EICHLERA.

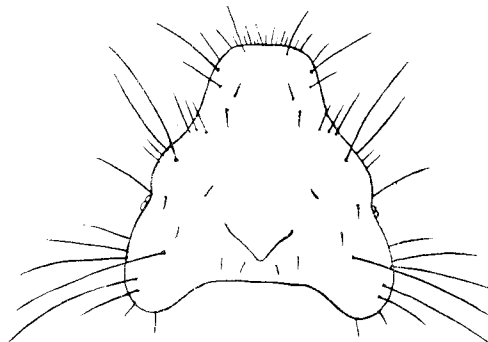
Pasożyty ptaków. Nadrodzina obejmuje trzy rodziny, z których dwie mogą występować w Polsce.

Klucz do oznaczania rodzin

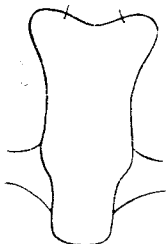
- 1. Boczne krawędzie głowy, na wysokości czułków, wypukłone. Warga górna szczątkowa, bez bocznych wyrostków *Laemobothriidae*, str. 42
- Boczne krawędzie głowy, na wysokości czułków, bez wypukłości. Warga górna dobrze rozwinięta, z bocznymi wyrostkami sięgającymi poza obręb głowy *Ricinidae*, str. 45.



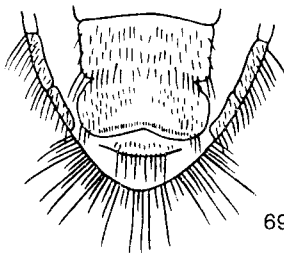
66



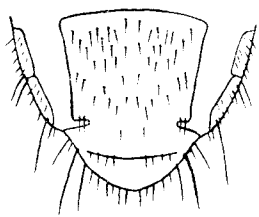
67



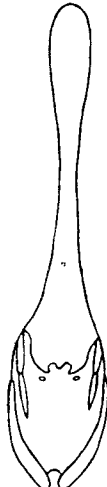
68



69



70



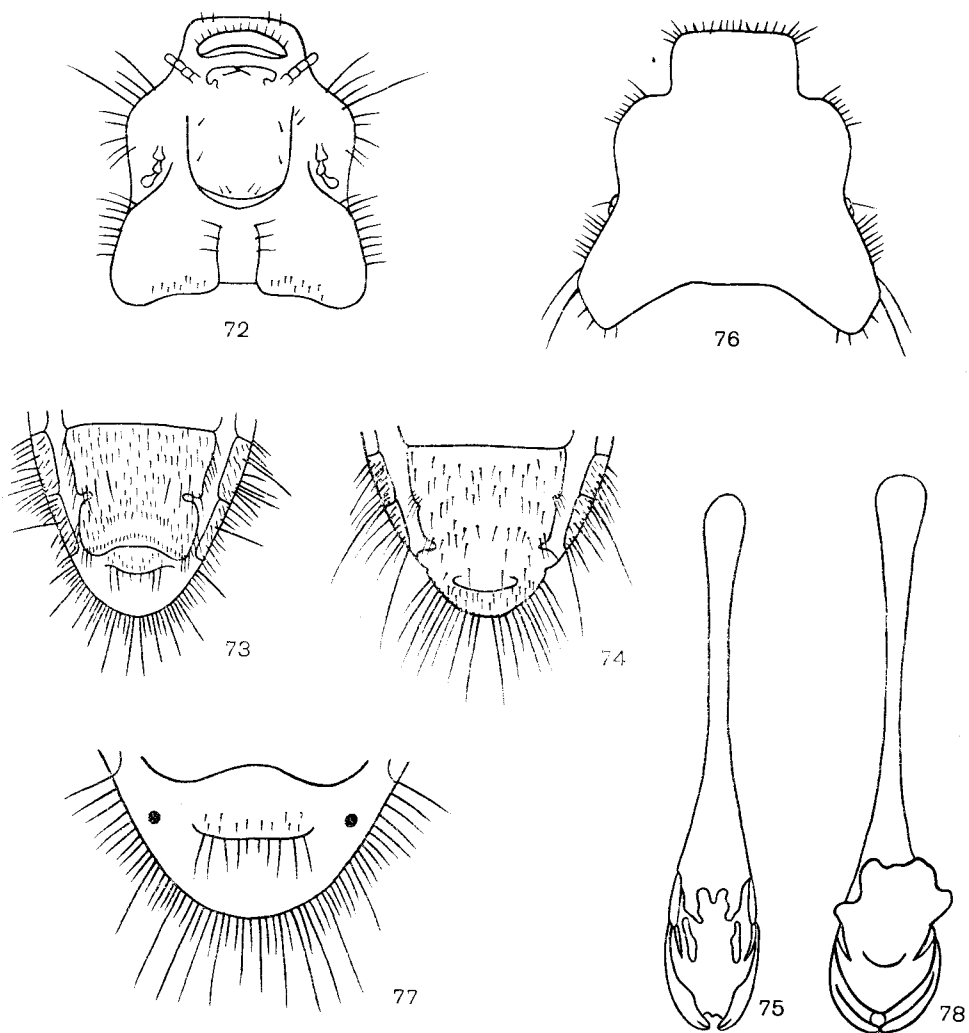
71

Rys. 66—71. (Według NELSONA i PRICE'A, nieco zmienione).

66 — *Laemobothrion maximum* (SCOP.), samica. 67—71 — *L. timunculi* (LINN.). 67 — głowa samicy od strony grzbietowej. 68 — płytką brzuszną przedtułowia. 69 — okolica genitalna samicy. 70 — okolica genitalna samca. 71 — aparat genitalny samca.

Rodzina: **LAEMOBOTHRIDAE**

Mocno zbudowane, ciemno ubarwione wszoły. Głowa (rys. 67, 72) lekko wydłużona, nadustek trapezowaty, żuwaczki mocne, ostro zakończone. Odnóża duże, ze szczególnie mocno rozrośniętymi udami i goleniami. Stopy cienkie, kilkakrotnie dłuższe od pazurków (rys. 66, 79). Cechy te związane są z dużą ruchliwością tych wszołów, które przy żerowaniu pobierają także krew ze swych żywicieli.



Rys. 72—78. (76 oryg., pozostałe nieco zmienione: 72—75, 77 według NELSONA i PRICE'A, 78 według ZŁOTORZYCKIEJ).

72—75 — *Laemobothrion maximum* (SCOP.). 72 — głowa samicy od strony brzusznej. 73 — okolica genitalna samca. 74 — okolica genitalna samicy. 75 — aparat genitalny samca. 76—78 — *L. vulturis* (J. C. FABR.). 76 — głowa od strony grzbietowej. 77 — zakończenie odwłoka samicy. 78 — aparat genitalny samca.

Pasożyty ptaków z rzędów: *Falconiformes*, *Gruiformes* i *Podicipediformes*. Rodzina *Laemobothriidae* obejmuje trzy rodzaje, z których dwa mogą występować w Polsce.

Klucz do oznaczania rodzajów

1. Głowa z przodu płaska lub lekko wypukła. Odwłok owalny *Laemobothrion* NITZSCH, str. 43.
- Głowa z przodu wklęsła. Odwłok wrzecionowaty . . . *Eulaemobothrion* EWING, str. 44.

Rodzaj: *Laemobothrion* NITZSCH

Wygląd ogólny jak na rys. 66. Należą tu największe znane wszoły. Długość ich ciała przekracza zawsze 6 mm, a czasem osiąga 12 mm. Oszczerzenie ciała obfite, zróżnicowane. Występują włoski i szczecinki różnej długości i grubości. Najdrobniejsze szczecinki zgrupowane na gołeniach trzeciej pary odnóży i na sternitach V i VI odwłoka.

Pasożyty ptaków drapieżnych — *Falconiformes*. Rodzaj obejmuje cztery gatunki, z których trzy występują w Polsce.

Klucz do oznaczania gatunków

1. Głowa zakończona z przodu szerokim spłaszczeniem. Płytką brzuszna na przedtułowiu z kilkoma włoskami w przedniej części 2.
- Głowa zakończona z przodu wąskim spłaszczeniem. Płytką brzuszna na przedtułowiu z dwoma włoskami w przedniej części.

Długość ciała samca 6,4—6,9 mm, samicy 7,8—8,5 mm. Ubarwienie jasnobrunatne. Głowa jak na rys. 67. Płytką sternalną na przedtułowiu (rys. 68) charakterystycznie zakończona z przodu. Tylna część odwłoka samicy od strony brzusznej jak na rys. 69. Aparat genitalny samca (rys. 71) z rozszerzonymi w środku paramerami i krótkimi, cienkimi endomerami, nie sięgającymi do połowy paramerów. Pasożyty sokołów (*Falco* LINN.). Gatunek ten obejmuje 5 podgatunków, z których trzy mogą występować w Polsce. Są to *L. tinnunculi tinnunculi* (LINN.), pasożyt pustelki — *Falco tinnunculus* LINN., znany z Europy, Azji i Afryki, w Polsce łowiony na Śląsku; *L. tinnunculi laticolle* (DENNY), pasożyt koboza — *Falco subbuteo* LINN., znany z Europy środkowej, zachodniej i południowej, w Polsce łowiony w okolicach Warszawy; *L. tinnunculi semicircularis* CARR., pasożyt drzemlika — *Falco columbarius* LINN., znany z Europy, w Polsce nie łowiony.

- *L. tinnunculi* (LINN.).
2. Brzuszna płytka pterotoraksu z włoskami. Przednia, zewnętrzna część II pary ud najwyżej z czterema kołcami.

Długość ciała samca 8,0—8,4 mm, samicy 8,9—10,0 mm. Ubarwienie brunatne. Głowa jak na rys. 72. Oszczerzenie ciała gęste, składające się głównie z cienkich włosków. Tylna część odwłoka samca i samicy od strony brzusznej jak na rys. 73 i 74. Aparat genitalny samca przedstawiony na rys. 75. Pasożytuje na ptakach z rodziny *Falconidae* (z wyjątkiem sokołów) i *Pandionidae*. Obejmuje 15 podgatunków, z których 10 może występować w Polsce. Są to: *L. maximum maximum* (SCOP.), pasożyt myszołowa zwyczajnego — *Buteo buteo* (LINN.), znany z Europy południowej i Afryki północnej, w Polsce jeszcze nie stwierdzony; *L. maximum bureschi* Wd. EICHL., pasożyt rybołowa — *Pandion haliaetus* (LINN.), znany z Europy, w Polsce nie łowiony; *L. maximum circi* (FOURC.), pasożyt błotniaka stawowego — *Circus aeruginosus* (LINN.), znany z południowej Europy, Azji i Afryki, w Polsce łowiony w Lubelskiem; *L. maximum hieraeti* Wd. EICHL., pasożyt orla włochatego — *Hieraetus pennatus* (GM.), znany z południowej Europy, w Polsce nie łowiony; *L. maximum lunai* TEND., pasożyt trzmielojada — *Pernis apivorus* (LINN.), znany z Afryki, w Polsce nie łowiony; *L. maximum mendesi* TEND., pasożyt orla przedniego — *Aquila chrysaetos* (LINN.), znany z Afryki, w Polsce

nie łowiony; *L. maximum niethammeri* Wd. EICHL., pasożyt myszołowa kurhannika — *Buteo rufinus* (CRETZSCH.), znany z Europy, północnej Afryki i Indii, w Polsce nie łowiony; *L. maximum romanicum* BECH., pasożyt orlika krzykliwego — *Aquila pomarina* BREHM, znany z południowej Europy, w Polsce nie łowiony; *L. maximum siddiqui* ANS., pasożyt krótkoszpona — *Circaetus gallicus* (GM.), znany z południowej Europy, Afryki i Indii, w Polsce nie łowiony; *L. maximum titan* PIAG., pasożyt kani czarnej — *Milvus migrans* (BODD.), znany ze środkowej i południowej Europy oraz z Afryki i Nowej Gwinei, w Polsce łowiony na Dolnym Śląsku.

..... *L. maximum* (SCOP.).

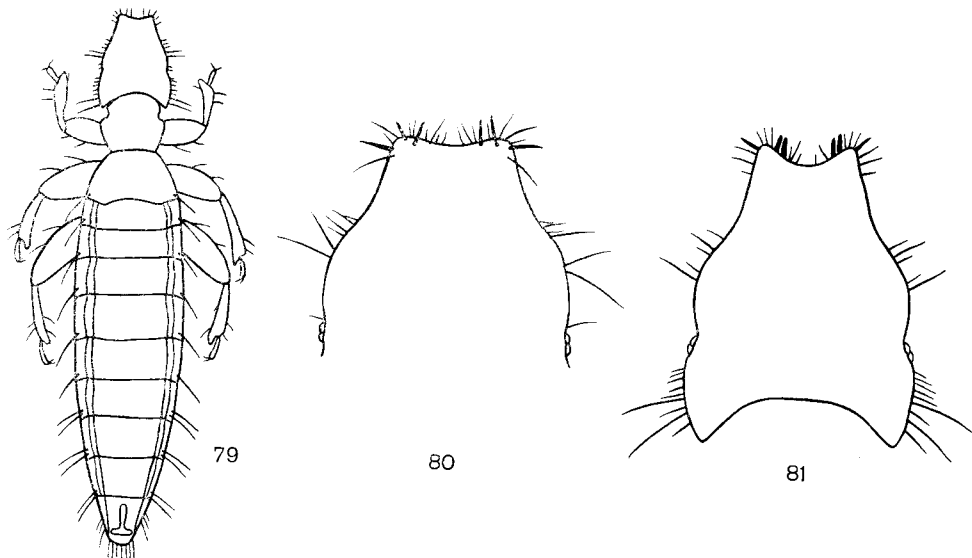
- Brzuszna płytką pterotoraksu bez włosków. Przednia, zewnętrzna część II pary ud co najmniej z 5 kolcami.

Długość ciała samca 9,0—9,7 mm, samicy 10,4—12,3 mm. Ubarwienie ciemnobrunatne. Głowa jak na rys. 76. Oszczecenie ciała, podobnie jak u poprzedniego gatunku, gęste, z tym, że liczne włoski przekształcone w grube kolce. Pleury VIII segmentu odwłoka samicy z pojedynczymi, okrągłymi plamami (rys. 77). Aparat genitalny samca jak na rys. 78. Pasożytuje na sępach, będących największymi przedstawicielami rzędu *Falconiformes*. Obejmuje 8 podgatunków, z których trzy mogą występować w Polsce. Są to: *L. vulturis bulgaricum* Wd. EICHL., pasożyt sępa płowego — *Gyps fulvus* (HABL.), znany ze środkowej i południowej Europy oraz z Indii, w Polsce jeszcze nie łowiony; *L. vulturis daneckii* ZŁOT., pasożyt orłosępa brodatego — *Gypaetus barbatus* (L.), znany z Afryki i Indii, w Polsce łowiony we wrocławskim ogrodzie zoologicznym; *L. vulturis percnopteri* (GERV.), pasożyt ścierwnika białego — *Neophron percnopterus* (L.), znany z północnej Afryki, w Polsce nie łowiony.

..... *L. vulturis* (J. C. FABR.).

Rodzaj: *Eulaemobothrion* EWING

Wygląd ogólny jak na rys. 79. Należą tu wszędy nieco mniejsze i smuklejsze niż w poprzednim rodzaju. Długość ciała waha się od 6 do 8 mm. Oszczecenie ciała, z wyjątkiem przedniej krawędzi głowy, skąpe.



Rys. 79—81. (Według KELLOGGA, nieco zmienione).

79—80 — *Eulaemobothrion atrum* (NITZSCH). 79 — samica. 80 — część przedczułkowa głowy samicy.
81 — *E. simile* (KELL.), głowa.

Pasożyty chrząszczy — *Rallidae* i perkozów — *Podicipedidae*. Rodzaj obejmuje około 6 gatunków, z których trzy mogą występować w Polsce.

Klucz do oznaczania gatunków

1. Tylna krawędź zatulowia, po stronie grzbietowej, falista, z dwiema wypukłościami.
Długość ciała samca 6 mm, samicy 8 mm. Głowa z przodu nieznacznie wklęsła (rys. 80). Odwłok u samca zakończony półokrągło, u samicy wrzecionowato. Aparat genitalny samca z wąskimi, obcęgowato wygiętymi paramerami, Pasożyt łyski — *Fulica atra* LINN. i kokoszki wodnej — *Gallinula chloropus* (LINN.). Gatunek znany ze środkowej i południowej Europy oraz z Azji i Ameryki Północnej. W Polsce jeszcze nie stwierdzony.
..... *E. atrum* (NITZSCH).
- Tylna krawędź zatulowia, po stronie grzbietowej, lekko wklęsła, bez falistości.
Długość ciała samicy około 6 mm, samiec jeszcze nie znany. Głowa (rys. 81) z mocno wklęsłym nadustkiem. Oszczerzenie ciała uboższe niż u poprzedniego gatunku. Pasożyt zausznika — *Podiceps nigricollis* (C. L. BREHM), znany z Ameryki Północnej. W Polsce nie łowiony.
..... *E. simile* (KELL.).

Rodzina: *RICINIDAE*

Należą tu wszoły masywne i owalnie wydłużone. Głowa zbliżona do trapezu, z wystającymi na boki płatowatymi wyrostkami wargi górnej (rys. 83). Przedtułów masywny, nieznacznie węższy od głowy. Odnóża mocne, przystosowane do szybkiego biegania. Odwłok półokrągło zakończony u obu płci.

Krwio pijne pasożyty ptaków śpiewających — *Oscines* i dzięciołów — *Pici*. Rodzina zawiera tylko jeden rodzaj.

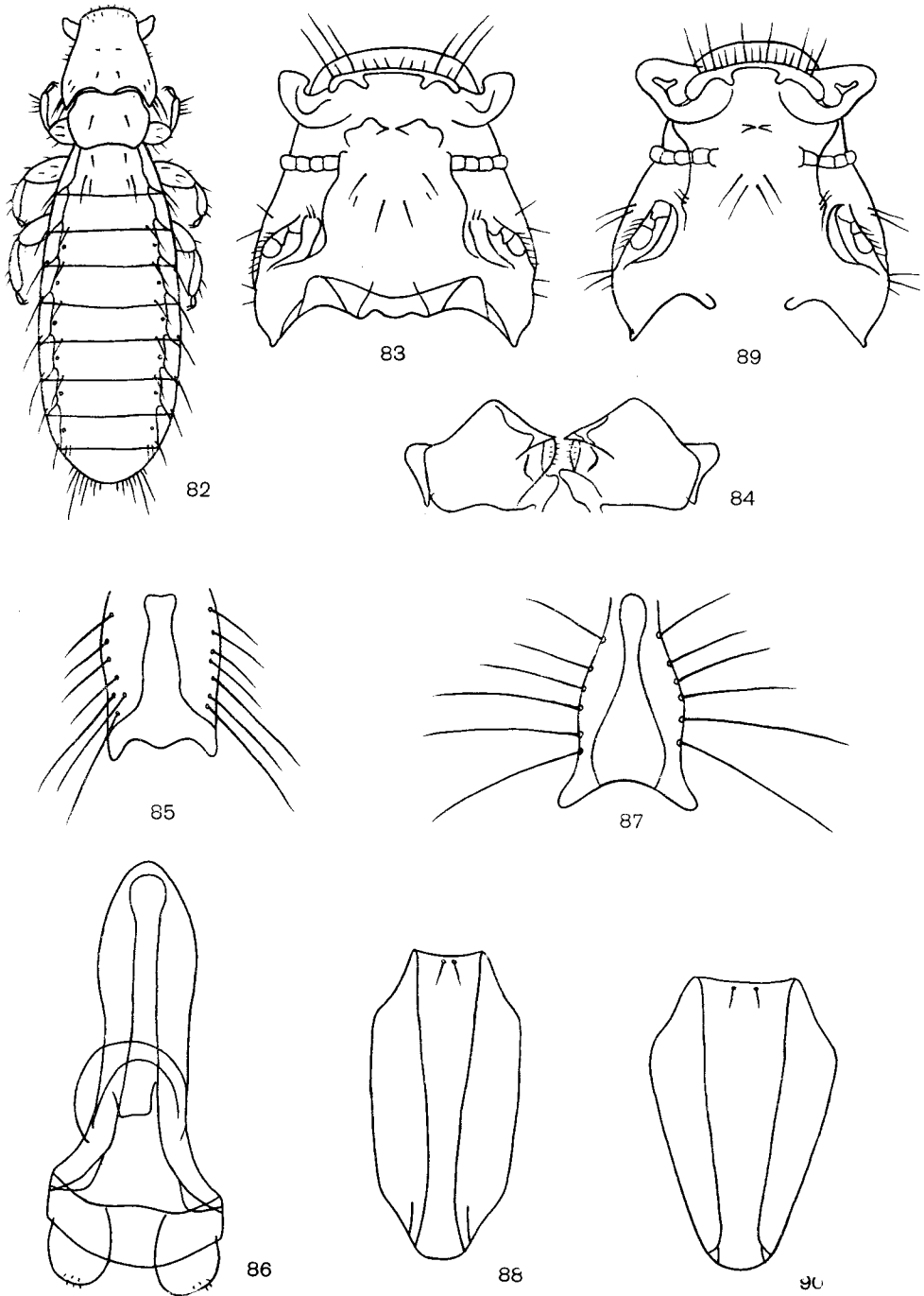
Rodzaj: *Ricinus* DEGEER

Ogólny wygląd jak na rys. 82. Dość duże wszoły, o długości ciała wahającej się od 2 do 5 mm. Oszczerzenie ciała bardzo ubogie. Pleury odwłoka wąskie, znacznie ciemniejsze od tergitów i sternitów. Cecha ta jest dobrze widoczna tylko u wygłodzonych okazów, które nie mają jelita wypełnionego krwią żywicieli. Aparat genitalny samca słabo zesklebotyzowany, zawiera płytkę mezosomalną, usztywniającą paramery (rys. 34).

Rodzaj obejmuje około 30 gatunków, z czego 9 może należeć do fauny Polski.

Klucz do oznaczania gatunków

1. Tylna krawędź potylicy falista, z bardzo wąskim ciemnym obrzeżeniem 2.
- Tylna krawędź potylicy prosta lub nieznacznie wklęsła, z dość szerokim ciemnym obrzeżeniem 4.
2. Po bokach płytki gularnej 4—6 szczecinek z każdej strony. Prawa żuwaczka różni się kształtem od lewej 3.
- Po bokach płytki gularnej 7—8 szczecinek z każdej strony. Prawa żuwaczka nie różni się kształtem od lewej.



Rys. 82—90. (Według RHEINWALDA, nieco zmienione).

82 — *Ricinus fringillae* DEG., samica. 83—86 — *R. elongatus* (OLF.). 83 — głowa. 84 — żuwaczki. 85 — płytka gularna. 86 — aparat genitalny samca. 87—88 — *R. major* FRESCA. 87 — płytka gularna. 88 — płytka brzuszna przedtułowia. 89—90 — *R. fringillae* DEG. 89 — głowa. 90 — płytka brzuszna przedtułowia.

Długość ciała samca 2,9—3,6 mm, samicy 3,9—4,9 mm. Głowa (rys. 83) stosunkowo szeroka. Żuwaczki z masywnymi częściami podstawowymi i krótkimi, ale ostrymi zębami (rys. 84). Płytką gularną wraz z charakterystycznym oszczeniem przedstawiona na rys. 85. Na tylnej krawędzi odwłoka dwie długie i dwie krótkie szczecinki po obu stronach ciała. Aparat genitalny samca jak na rys. 86. Pasożyty wróblowatych z rodzin *Turdidae* i *Bombycillidae*. Gatunek ten może występować w Polsce w 5 podgatunkach: *R. elongatus elongatus* (OLF.), pasożyt paszkota — *Turdus viscivorus* LINN., znany z Europy środkowej i południowej, w Polsce łowiony na pobrzeżu Bałtyku; *R. elongatus ernstlangi* Wd. EICHL., pasożyt kosa — *Turdus merula* LINN., znany z wielu okolic Europy, w Polsce łowiony na pobrzeżu Bałtyku; *R. elongatus intermedius* (PIAG.), pasożyt jemioluszki — *Bombycilla garrulus* (LINN.), znany z wielu okolic Europy, w Polsce łowiony na Górnym i Dolnym Śląsku; *R. elongatus merulae* (DURR.), pasożyt drozda wędrownego — *Turdus migratorius* (LINN.), znany z Ameryki Północnej, w Polsce nie łowiony; *R. elongatus mystax* (NITZSCH in BURM.), pasożyt kwiczoła — *Turdus pilaris* LINN., znany z Europy zachodniej, w Polsce nie łowiony.

..... *R. elongatus* (OLF.).

3. Na tylnych, zewnętrznych kątach zatułowia po jednej małej szczecince. Odwłok dość szeroki, jajowaty.

Długość ciała samca 2,6 mm, samicy 3,5—3,7 mm. Szerokość głowy większa od długości, mierzonej na linii środkowej ciała. Płytką gularną z charakterystycznym oszczeniem przedstawiona na rys. 87. Płytką brzuszna przedtułowia jak na rys. 88. Odwłok najszerszy w tylnej części. Pasożyty niektórych *Fringillidae*: potrzeszca — *Emberiza calandra* LINN. i śnieguły — *Plectrophenax nivalis* (LINN.). Gatunek znany z Europy środkowej, południowej i zachodniej. W Polsce łowiony z potrzeszca na Dolnym Śląsku.

..... *R. major* FRESCA.

- Na tylnych, zewnętrznych kątach zatułowia brak szczecinek. Odwłok dość wąski, owalny.

Długość ciała samca 2,1—2,8 mm, samicy 2,7—4,0 mm. Głowa (rys. 89) lekko wydłużona. Płytką gularną podobnie ukształtowaną jak u poprzedniego gatunku. Płytką brzuszna przedtułowia (rys. 90) o wiele węższa z tyłu niż z przodu. Odwłok z prawie równoległymi bocznymi krawędziami, najszerszy w środkowej części. Pasożyty wróblowatych z kilku rodzin. Gatunek ten może występować w Polsce w 8 podgatunkach: *R. fringillae fringillae* DEG., pasożyt trznadła żółto brzucha — *Emberiza citrinella* LINN., znany z wielu europejskich krajów, w Polsce łowiony na pobrzeżu Bałtyku; *R. fringillae borin* BAL., pasożyt pokrzewki ogrodowej — *Sylvia borin* (BODD.), znany ze środkowej Europy, w Polsce nie stwierdzony; *R. fringillae inexpectatus* BAL., pasożyt jaskółki brzegówki — *Riparia riparia* (LINN.), znany ze środkowej Europy, w Polsce nie stwierdzony; *R. fringillae irascens* (NITZSCH in BURM.), pasożyt zięby — *Fringilla coelebs* LINN., znany z wielu okolic Europy i z Azji, w Polsce łowiony na Pojezierzu Pomorskim i pobrzeżu Bałtyku; *R. fringillae japonicus* (UCHIDA), pasożyt świergotka nadwodnego — *Anthus spinoletta* (LINN.), znany z wielu okolic Europy i z Azji (Japonia), w Polsce nie łowiony; *R. fringillae medius* UCHIDA, pasożyt sikory sosnowki — *Parus ater* LINN. i sikory czarnogłowej — *Parus atricapillus* LINN., znany z południowej Europy, Azji (Japonia) i Ameryki Północnej, w Polsce łowiony z sikory sosnowki na pobrzeżu Bałtyku; *R. fringillae pfeferi* BAL., pasożyt muchołówki białoszyjnej — *Ficedula albicollis* (TEMME), znany ze środkowej Europy, w Polsce nie łowiony; *R. fringillae subpallidus* BLAG., pasożyt płochacza halskiego — *Prunella collaris* (SCOP.), znany ze środkowej i południowej Europy oraz Azji, w Polsce jeszcze nie stwierdzony.

..... *R. fringillae* DEG.

4. Na krawędziach zatok czułkowych po 7—12 szczecinek 5.
 — Na krawędziach zatok czułkowych po 3—5 szczecinek 8.
 5. Zakończenie odwłoka półokrągłe. Na VIII sternicie odwłoka samicy, prócz długich włosków, jedna do czterech małych szczecinek po obu stronach ciała. Aparat genitalny samca z wydłużonymi paramerami i trójkątnie zaostrzoną płytką mezosomalną 6.
 — Zakończenie odwłoka paraboliczne. Na VIII sternicie odwłoka samicy, prócz długich włosków, 5—12 małych szczecinek po obu stronach ciała. Aparat genitalny samca z krótkimi paramerami i nie zaostrzoną płytką mezosomalną.

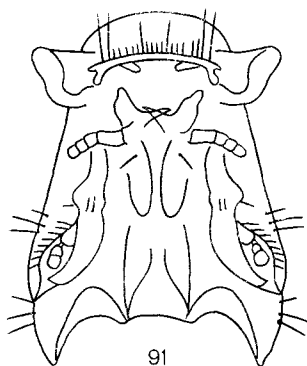
Długość ciała samca 3,4—3,5 mm, samicy 4,5—4,7 mm. Głowa (rys. 91) wydłużona. Tylna krawędź potylicy prosta. Żuwaczki ze stosunkowo długimi, ciernikami i ostro zakończonymi zębami (rys. 92). Aparat genitalny samca jak na rys. 93. Pasożyt wilgi — *Oriolus oriolus* (LINN.). Gatunek znany ze środkowej i południowej Europy. Wykazany był też z Polski, z nieokreślonej okolicy.

..... ***R. dolichocephalus* (SCOP.).**

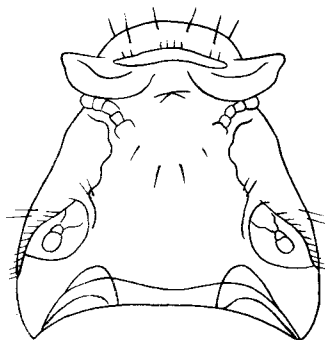
6. Wszóły niezbyt duże. Długość ciała samców nie dochodzi do 3,0 mm, samic do 3,5 mm. Głowa wydłużona 7.
 —. Wszóły dość duże. Długość ciała samców przekracza 3,0 mm, samic 3,5 mm. Głowa nie wydłużona.

Długość ciała samca 3,5—3,6 mm, samicy 4,3—4,6 mm. Głowa (rys. 94) szeroka na wysokości skroni i znacznie zwężająca się ku przodowi. Żuwaczki z dużymi częściami podstawowymi i stosunkowo krótkimi, niezbyt ostrymi zębami (rys. 95). Aparat genitalny samca jak na rys. 96. Pasożyt śnieguły — *Plectrophenax nivalis* (LINN.). Gatunek znany z zachodniej Europy i Ameryki Północnej, skąd był pierwotnie opisany. W Polsce nie był znajdowany.

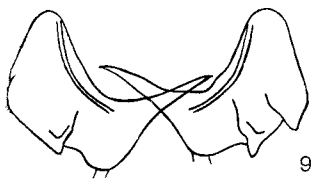
..... ***R. thoracicus* (PACK.).**



91



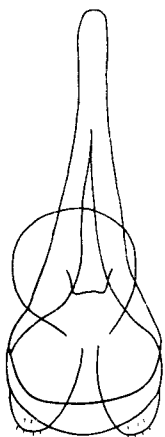
94



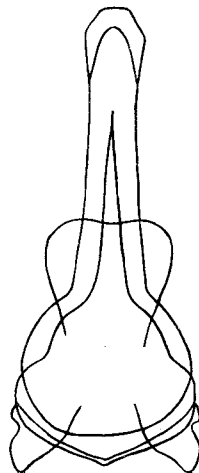
92



95



93



96

Rys. 91—96. (Według RHEINWALDA, nieco zmienione).

91—93 — *Ricinus dolichocephalus* (SCOP.). 91 — głowa. 92 — żuwaczki. 93 — aparat genitalny samca.
 94—96 — *R. thoracicus* (PACK.). 94 — głowa. 95 — żuwaczki. 96 — aparat genitalny samca.

7. Żuwaczki z długimi, pojedynczymi zębami. Część podstawowa żuwaczek mała, prawie prostokątna

Długość ciała samca 2,4—2,6 mm, samicy 2,9—3,2 mm. Głowa (rys. 97) z płaskim z przodu nadustkiem i mocno wygiętymi ku tyłowi skroniami. Zęby żuwaczek krzyżują się ze sobą w stanie spoczynku (rys. 98). Aparat genitalny samca jak na rys. 99. Pasożyty ptaków z rodziny *Turdidae*. U nas może występować w trzech podgatunkach: *R. rubeculae rubeculae* (SCHRANK), pasożyt rudzika — *Erithacus rubecula* (LINN.), znany ze środkowej, południowej, zachodniej i północnej Europy, w Polsce łowiony na pobrzeżu Bałtyku; *R. rubeculae phoenicuri* NEGRU, pasożyt kopciuszka — *Phoenicurus ochruros* (GM.), znany z południowej Europy, w Polsce nie łowiony; *R. rubeculae similis* (GIEB.) sensu PIAGET, pasożyt podróżniczka — *Luscinia svecica* (LINN.), znany ze środkowej Europy, w Polsce jeszcze nie stwierdzony.

..... *R. rubeculae* (SCHRANK).

— Żuwaczki z krótkimi, podwójnymi zębami. Część podstawowa żuwaczek duża, płatkowata.

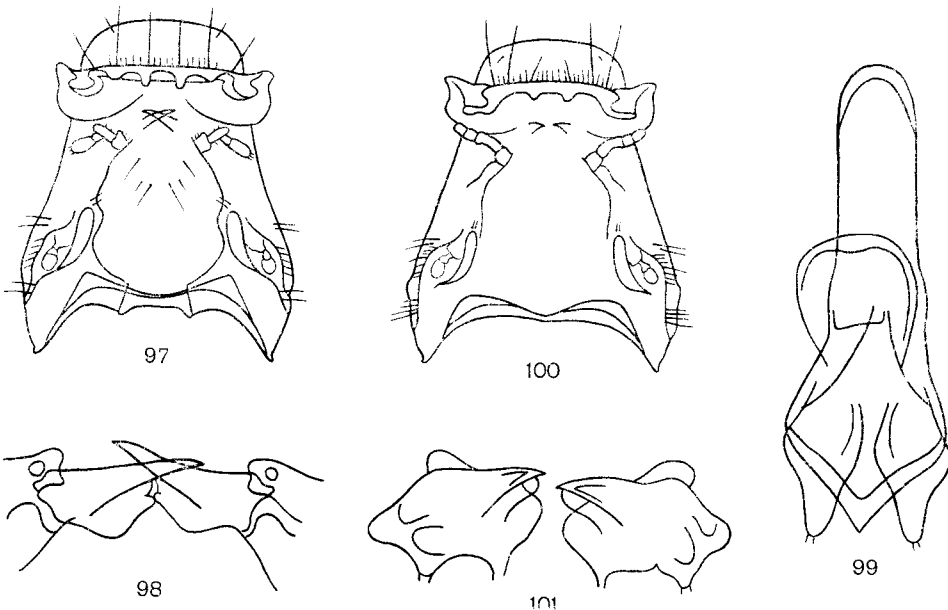
Długość ciała samicy 2,9—3,2 mm, samiec nie znany. Głowa (rys. 100) z lekko wypukłym z przodu nadustkiem i nieco mniej wygiętymi ku tyłowi skroniami niż u poprzedniego gatunku. Żuwaczki jak na rys. 101. Pasożyt mysikrólika — *Regulus regulus* (LINN.) i zniczka *Regulus ignicapillus* (TEMN.). Gatunek znany ze środkowej, południowej i zachodniej Europy oraz z Azji i Ameryki Północnej. W Polsce jeszcze nie był stwierdzony.

..... *R. frenatus* (NITZSCH in BURM.).

8. Wszóły niezbyt duże. Długość ciała samców nie dochodzi do 2,7 mm, samic do 3,5 mm. Na końcu ciała para pigmentowanych sklerytów brzeżnych.

Długość ciała samca około 2,6 mm, samicy 3,3 mm. Głowa (rys. 102) ze słabo wygiętymi ku tyłowi skroniami i wklęsłą tylną krawędzią potylicy. Żuwaczki jak na rys. 103. Pasożyt dzięcioła trójpalczastego — *Picoides tridactylus* (LINN.). Gatunek znany z północnej Europy, w Polsce nie łowiony.

..... *R. maculatus* (PIAG.).



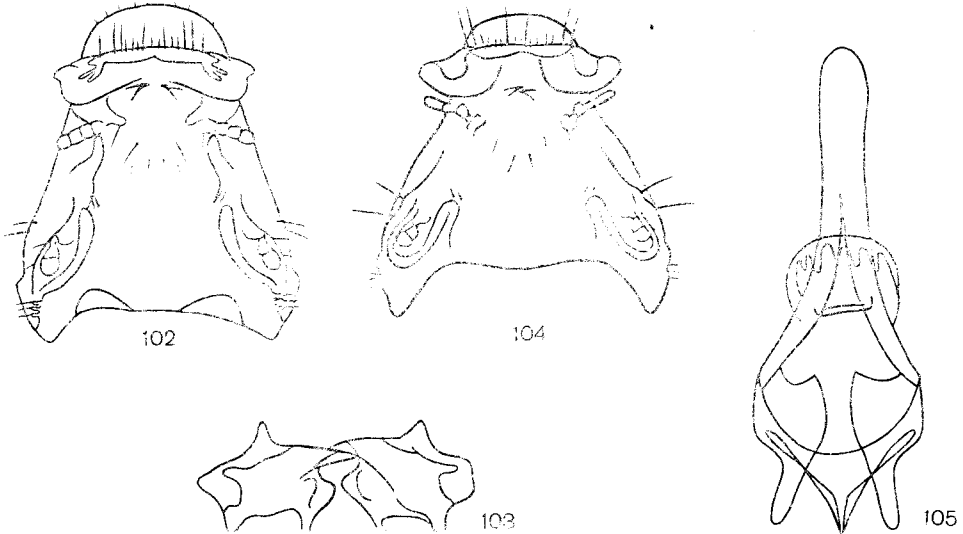
Rys. 97—101. (Według RHEINWALDA, nieco zmienione).

97—99 — *Ricinus rubeculae* (SCHRANK). 97 — głowa. 98 — żuwaczki. 99 — aparat genitalny samca
100—101 — *R. frenatus* (NITZSCH in BURM.). 100 — głowa. 101 — żuwaczki.

—. Wszędy duże. Długość ciała samców przekracza 2,7 mm, samic 3,5 mm. Na końcu ciała brak pigmentowanych sklerytów brzeżnych.

Długość ciała samca 3,5—3,8 mm, samicy 4,0—4,8 mm. Głowa (rys. 104) szeroka na wysokości skroni, potem nieznacznie się zwęża ku przodowi. Nadustek wypukły, poduszeczkowaty. Aparat genitalny samca (rys. 105) z wyjątkowo wąskimi i długimi paramerami i bardzo spiczastą płytką mezosomalną. Pasożytuje na ptakach z rodziny *Alaudidae*. U nas może występować w dwóch podgatunkach: *R. serratus serratus* (DURR.), pasożyt górniczka — *Eremophila alpestris* (LINN.), znany z południowej i północnej Europy oraz z północnej Afryki i Ameryki Północnej, skąd był opisany; w Polsce nie łowiony; *R. serratus magnus* UCHIDA, pasożyt skowronka — *Alauda arvensis* LINN., znany z południowej Europy i z Azji (Japonia), w Polsce nie był łowiony.

..... *R. serratus* (DURR.).



Rys. 102—105. (Według RHEINWALDA, nieco zmienione).

102—103 — *Ricinus maculatus* (PIAG.). 102 — głowa. 103 — żuwaczki. 104—105 — *R. serratus* (DURR.).
104 — głowa. 105 — aparat genitalny samca.

IV. PIŚMIENICTWO

Z dzieł ogólnych oraz dotyczących układu systematycznego, morfologii i biologii wszołów poecić należy przede wszystkim następujące:

1. Wd. EICHLER. 1. *Mallophaga*. W dziele zbiorowym H. G. BRONNS «Klassen und Ordnungen des Tierreichs», 5. III. Abt., 7. Buch, b) *Phthiraptera*, Leipzig, 1963, str. I—VIII i 1—290+1 str., 150 rys.

2. D. I. BŁAGOWIESZCZENSKIJ. Puchojedy (*Mallophaga*). W dziele zbiorowym «Fauna SSSR», nowa seria, Nr 72, Nasekomyje puchojedy, Tom I, zesz. 1, Część I, «wvedenie», Moskwa—Leningrad, 1959, 201 str. +[1], 181 rys.

3. S. VON KÉLER. 17. Ordnung *Mallophaga* (Federlinge und Haarlinge). W dziele zbiorowym: «Handbuch der Zoologie», rozpoczętym przez W. KÜKENTHALA, IV. Band: *Arthropoda* — 2. Hälfte: *Insecta*, Zweite Auflage, 2. Teil: Spezielles, Lieferung 10, Berlin, 1969, 72 str., 49 rys.

Są to podstawowe dzieła, obejmujące główne problemy mallofagologiczne. Opracowanie Wd. EICHLERA jest najbardziej wszechstronne. Na szczególną uwagę zasługuje tu układ systematyczny wszołów całego świata oraz ich rozmieszczenie na różnych żywicielach. Wszystkie trzy opracowania zawierają obszernie rozdziały dotyczące morfologii wszołów, która najlepiej jest ujęta w pracy S. v. KÉLERA. Natomiast biologia wszołów, ich szkodliwość oraz stosowane do niedawna metody zwalczania przedstawione są wyczerpująco w opracowaniach Wd. EICHLERA i D. I. BŁAGOWIESZCZENSKIEGO. Wszystkie trzy wymienione tu dzieła są niezbędne dla każdego zajmującego się badaniem wszołów.

4. E. SÉGUY. Ordre des Mallophages. W dziele zbiorowym pod redakcją P. P. GRASSÉGO. «Traité de Zoologie», X, II, Paris, 1951, str. 1341—1364, rys. 1171—1196.

Krótkie ujęcie całości zagadnień dotyczących wszołów. Może stanowić pewną pomoc dla osób rozpoczynających badania nad wszołami. Znajomość tego opracowania na ogół nie jest niezbędna.

Z kluczy do oznaczania, rewizji systematycznych i monografii należy wymienić następujące:

5. F. BALÁT. Řád všenky — *Mallophaga*. W dziele zbiorowym pod redakcją J. KRATOCHVÍLA: «Klíč zvířeny ČSR», III, Praha, 1959, str. 243—269, rys. 1—96.

6. D. I. BŁAGOWIESZCZENSKIJ. Otrjad *Mallophaga* — Puchojedy. W dziele zbiorowym pod redakcją G. Ja. BEJ-BIENKO: «Opredefitel nasjekomych Jewropejskoj czasti SSSR», I, Moskwa—Leningrad, 1964, str. 309—323, rys. 155—159.

Są to klucze do szeroko ujętych rodzin i rodzajów wszołów europejskich. Wymienione są tylko nieliczne gatunki. Zasadniczo wszystkie one mogą występować w Polsce.

7. J. ZŁOTORZYCKA. *Mallophaga* parasitizing *Passeriformes* and *Pici*. I. Subfamilies *Dennyinae*, *Machaerilaeminae*, *Colpocephalinae*. Acta Parasit. Pol., Warszawa, 12, Nr 17, 1964, str. 165—192, 10 rys., 4 tabl.

8. J. ZŁOTORZYCKA. *Mallophaga* parasitizing *Passeriformes* and *Pici*. II. *Brueeliinae*. Acta Parasit. Pol., Warszawa, 12, Nr 24, 1964, str. 239—282, 11 rys., 4 tabl.

9. J. ZŁOTORZYCKA. *Mallophaga* parasitizing *Passeriformes* and *Pici*. III. *Philopterinae*. Acta Parasit. Pol., Warszawa, 12, Nr 37, 1964, str. 401—431, 10 rys., 4 tabl.

10. J. ZŁOTORZYCKA. *Mallophaga* parasitizing *Passeriformes* and *Pici*. IV. *Menacanthinae*, *Ricinidae*, *Degeeriellinae*. Acta Parasit. Pol., Warszawa, 13, Nr 6, 1965, str. 41—70, 11 rys., 2 tabl.

Są to opracowania systematyczne wszołów znanych ze środkowoeuropejskich ptaków wróblowatych i dzięciołów. Wszystkie wymienione gatunki wszołów mogą występować w Polsce. Podano liczne opisy. Pomocne do korzystania z zeszytu 1 niniejszych «Kluczy» do oznaczania wszołów Polski może być częściowo opracowanie Nr 10, do zeszytu 2 Nr 7 i częściowo 10. do zeszytu 4 Nr 8 i 9, a do zeszytu 6 częściowo Nr 10.

11. G. TIMMERMANN. Studien zu einer vergleichenden Parasitologie der *Charadriiformes* oder Regenpfeifervögel. Teil I: *Mallophaga*. Parasitol. Schriftenreihe, Jena, 8, 1957, VIII+204 str., 95 rys., 15 tabl.

12. G. TIMMERMANN. Die Federlingsfauna der Sturmvoegel und die Phylogenese des procellariiformen Vogelstammes. Abhandl. u. Verhandl. d. Naturwiss. Ver., Hamburg, N. F., 8, Suppl., 1965, 249 str., 122 rys., 12 tabl.

Oba opracowania zawierają liczne dowody na sprzężoną ewolucję wszołów i ich żywicieli. Zawierają też liczne, bardzo dobrze ilustrowane opisy oraz klucze do oznaczania. Wiele z wymienionych gatunków wszołów może występować w Polsce. Prace te mogą być bardzo pomocne dla korzystających z zeszytów 2, 5 i 6 niniejszych «Kluczy» do oznaczania wszołów.

13. F. L. WERNECK. Os malófagos de mamíferos. Parte I: *Amblycera* e *Ischnocera* (*Phloptoridae* e parte de *Trichodectidae*). Rev. Bras. de Biol., Rio de Janeiro, 1948, 243 str., 431 rys.

14. F. L. WERNECK. Os malófagos de mamíferos. Parte II. *Ischnocera* (continuação de *Trichodectidae*) e *Rhyncophthirina*. Rio de Janeiro, 1950, [5]+207 str., 316 rys.

Są to monograficzne opracowania wszołów pasożytujących na ssakach. Można też tam znaleźć opisy tych gatunków wszołów, które występują w Polsce. Pierwsze opracowanie może być pomocne dla korzystających z zeszytu 1 i 3 «Kluczy» do oznaczania wszołów Polski, a drugie dla posługujących się zeszytem 3.

15. G. RHEINWALD. Die Mallophagengattung *Ricinus* DE GEER, 1778, Revision der ausseramerikanischen Arten. Mitt. Hamburg. Zool. Mus. Inst., Hamburg, 65, 1968, str. 181—326, 36 rys.

Rewizja ta dotyczy właściwie całej rodziny *Ricinidae*. Podana jest bardzo wyczerpująco morfologia ogólna rodzaju *Ricinus* DEGEER, opisy i klucze do gatunków, ich rozprzestrzenienie i rozważania na tematy filogenetyczne. Liczne rysunki i wykresy. Opracowanie bardzo pomocne dla korzystających z 1 zeszytu «Kluczy» do oznaczania wszołów Polski.

16. T. CLAY. A key to the genera of the *Menoponidae* (*Amblycera*: *Mallophaga*: *Insecta*). Bull. Brit. Mus. (Nat. Hist.), Entom., London, 24, 1969, str. 1—26, 29 rys., 7 tabl.

17. T. CLAY. A key to the species of *Actornithophilus* FERRIS with notes and descriptions of new species. Bull. Brit. Mus. (Nat. Hist.), Entom., London, 11, Nr 5, 1962, str. 191—244, 72 rys., tabl. 4—11.

18. J. ŻŁOTORZYCKA. Systematische Studien an den mitteleuropäischen Arten der Gattung *Austromenopon* BEDF. (*Mallophaga*, *Austromenoponinae*). Pol. Pismo Ent., Wrocław, 38, 1968, str. 301—340, 20 rys.

Wszystkie trzy opracowania dotyczą wszołów z nadrodziny *Menoponoidea*, a więc mogą być przydatne dla posługujących się zeszytem 2 «Kluczy» do oznaczania wszołów Polski. Pierwsze opracowanie zawiera dokładną morfologię przedstawicieli z nadrodziny *Menoponoidea* i klucz do oznaczania kilkudziesięciu rodzajów, z których część może występować w Polsce. Dwa pozostałe opracowania stanowią rewizje systematyczne wraz z kluczami do oznaczania. Większość wymienionych tam gatunków może występować w Polsce.

19. S. KÉLER. Baustoffe zu einer Monographie der Mallophagen, I. Teil: Überfamilie der *Trichodectidea*. N. Acta Leopold., Halle (Saale), N. F., 5, Nr 32, 1938, str. 393—467, 40 rys.

20. S. KÉLER. Baustoffe zu einer Monographie der Mallophagen, II. Teil: Überfamilie der *Nirnoidea* (1). N. Acta Leopold., Halle (Saale), N. F., 8, Nr 51, 1939, str. 1—254, 114 rys., 4 tabl.

Oba opracowania stanowią studia morfologiczno-systematyczne oparte na materiałach mallofagologicznych znajdujących się w zbiorach Muzeum Zoologicznego w Halle (Saale). Zawierają gruntowne opisy wielu europejskich gatunków wszołów, klucze do oznaczania i bardzo instruktywne ilustracje. Obie prace mogą być bardzo pomocne dla posługujących się zeszytem 3 «Kluczy» do oznaczania wszołów Polski.

21. T. CLAY. Revisions of the genera of *Mallophaga*. I. The *Rallicola*-complex. Proc. Zool. Soc., London, 123, 1953, str. 563—585, 57 rys., 1 tabl.

22. J. ŻŁOTORZYCKA. Studien über *Quadriceps* s. 1. (*Mallophaga*, *Quadraceptinae*). Übersicht der Arten und systematische Revision mit besonderer Berücksichtigung der synhospitalen und allohospitalen Arten. Pol. Pismo Ent., Wrocław, 37, 1967, str. 705—786, 17 tabl.

Oba opracowania mogą być przydatne dla posługujących się zeszytem 5 części XV niniejszych «Kluczy». Zawierają opisy i klucze do wielu gatunków wszołów mogących u nas występować. Ponadto w dru-

gim opracowaniu jest wykaz wszystkich gatunków wraz z synonimią, należących do *Quadriceps* CLAY et MEINERTZHAGEN, s. 1.

23. T. CLAY. A revision of the genera and species of *Mallophaga* occurring on Gallinaceous hosts. Part I., *Lipeurus* and related genera. Proc. Zool. Soc., London, B, 108, Nr 2, 1938, str. 109—204, 45 rys., 1 tabl.

24. T. CLAY. Revisions of *Mallophaga* genera. *Degeeriella* from the *Falconiformes*. Bull. Brit. Mus. (Nat. Hist.), Entom., London, 7, Nr 4, 1958, str. 121—208, 164 rys., tabl. 1—9.

25. J. ZŁOTORZYCKA. Studien an den mitteleuropäischen Arten der Gattung *Anatoecus* CUMM. (*Esthiopteridae*, *Mallophaga*). Pol. Pismo Ent., Wrocław, 40, 1970, str. 7—67, 61 rys., 6 tabl.

Wszystkie trzy opracowania mogą służyć posługującym się zeszytem 6 części XV niniejszych «Kluczy». Zawierają opisy i klucze do oznaczania wielu gatunków wszołów mogących u nas występować. W trzecim opracowaniu specjalnie zwrócono uwagę na problem synhospitalności wśród wszołów.

26. E. SÉGUY. Insectes ectoparasites (Mallophages, Anoplures, Siphonaptères). W dziele zbiorowym «Faune de France». 43. Paris, 1944, 685 str., 957 rys.

Wszoły na str. 23—407, rys. 10—628, wykaz ich gatunków według żywicieli na str. 569—632 oraz skorowidz na str. 633—681. Opracowanie zawiera zwięzłe klucze do oznaczania wszołów, krótkie, na ogół niezbyt dokładne opisy gatunków oraz schematyczne, nie zawsze wierne rysunki. Większość uwzględnionych gatunków może występować w Polsce.

Spośród wykazów i katalogów wszołów należy polecić następujące:

27. G. H. E. HOPKINS & T. CLAY. A check list of the genera and species of *Mallophaga*. London, 1952, [5]+362 str.

28. G. H. E. HOPKINS and T. CLAY. Additions and corrections to the check list of *Mallophaga*. Ann. Mag. Nat. Hist., London, ser. 12, 6, 1953, str. 434—448.

29. G. H. E. HOPKINS & T. CLAY. Additions and corrections to the check list of *Mallophaga*. — II. Ann. Mag. Nat. Hist., London, ser. 12, 8, 1955, str. 177—190.

Są to wykazy rodzajów i nazw gatunkowych wszołów z całego świata, znanych do r. 1954. Każda nazwa opatrzona jest nazwiskiem autora i danymi bibliograficznymi. Opracowania te są niezbędne dla wszystkich badaczy wszołów.

Z opracowań dotyczących bibliografii wszołów poleca się następujące:

30. S. v. KÉLER. Bibliographie der Mallophagen. Mitt. Zool. Mus., Berlin, 36, 1960, str. 145—403.

31. Wd. EICHLER unter Mitwirkung von J. ZŁOTORZYCKA, Zeitgenössische Mallophagen-Literatur (I). Angew. Parasitol., Jena, 10, 1969, str. 53—60, 104—124.

W opracowaniu St. KÉLERA zostały zgromadzone dane bibliograficzne dotyczące wszołów, począwszy od czasów starożytnych a skończywszy na r. 1959. Wielką pomoc stanowi tu załączony wykaz czasopism, gdzie ukazywały się prace mallofagologiczne, a także alfabetyczny skorowidz autorów oraz zgrupowanie prac nie tylko według chronologii, ale także według ich tematyki. W opracowaniach Wd. EICHLERA cytowana jest bibliografia z lat 1963—1968 w porządku alfabetycznym nazwisk autorów. W sprawie bibliografii mallofagologicznej z lat 1960—1962 autor odsyła czytelnika do swojego opracowania wszołów w BRONNS «Klassen und Ordnungen des Tierreichs» z r. 1963, patrz: poz. 1 na str. 51. Opracowania bibliograficzne St. KÉLERA i Wd. EICHLERA są niezbędne dla wszystkich badaczy wszołów.

VII. SKOROWIDZ NAZW SYSTEMATYCZNYCH ŁACIŃSKICH

Liczby wytłuszczone oznaczają stronice, na których znajdują się opisy, liczby z gwiazdkami stronice, na których znajdują się rysunki

- Abrocomidae* 38
accentor Wd. EICHL., *Ricinus* 35
Acidoproctidae 4
agonum NITZSCH, *Physostomum* 35
Alauda arvensis LINN. 50
Alaudidae 50
albicillae DENNY, *Nirnus* 34
albicollis (TEMN.), *Ficedula* 47
alpestris (LINN.), *Eremophila* 50
alpinum TIMM., *Austromenopon* 10*
Amblycera 4, 31, 33
Ancistrionidae 4
Anoptura 4
Anthus spinoletta (LINN.) 47
Aquila chrysaetos (LINN.) 43
Aquila pomarina BREHM 44
arvensis LINN., *Alauda* 50
ater LINN., *Parus* 47
atra LINN., *Fulica* 45
atricapillus LINN., *Parus* 47
atrum (NITZSCH), *Eulaemobthron* 34, 44*, 45

barbatus (LINN.), *Gypaetus* 44
bicaudatus PAINE, *Gyropus* 33
bifurcatus OLF. *Pediculus* 33
bituberculatus (RUD.), *Gonocephalus* 8*
Bombycilla garrulus (LINN.) 47
Bombycillidae 47
borin BAL., *Ricinus fringillae* 35, 47
borin (BODD.), *Sylvia* 47
Bovicolidae 4
bovis (LINN.), *Bovicola* 16*
bulgaricum Wd. EICHL., *Laemobthron vulturis* 34, 44
buerschii Wd. EICHL., *Laemobthron maximum* 34, 43
Buteo buteo (LINN.) 43
buteonis J. C. FABR., *Pediculus* 33
Buteo rufinus (CRETZSCH.) 44

calandra LINN., *Emberiza* 47
canis (DEG.), *Trichodectes* 9*
caprae (GURLT), *Bovicola* 5*, 6*
Capromyidae 38, 39
Cavia porcellus «familiaris» 37, 39, 40
Cavia porcellus (LINN.) 37, 39, 40
Caviidae 36, 38, 39
Cebidae 36
chloropodis SCHRANK, ?*Pediculus* 34
chloropus (LINN.), *Gallinula* 45
Circaetus gallicus (GM.) 44
circi (FOURC.), *Laemobthron maximum* 34, 43
Circus aeruginosus (LINN.) 43
citrinella LINN., *Emberiza* 47
clayi TULEŠKOV, *Laemobthron* 34
clypeatum MJÖB., *Physostomum* 35
coelebs LINN., *Fringilla* 47
collaris (SCOP.), *Prunella* 47
columbae columbae (LINN.), *Columbicola* 13*, 14*
columbae (LINN.), *Columbicola columbae* 13*, 14*

Coplocephalidae 4
coypus MAR., *Pitrusfuenia* 33, 39, 40*
crassicornis (SCOP.), *Anaticola* 16*

damicornis (NITZSCH), *Coloceras* 8*
daneckii ZLOT., *Laemobthron vulturis* 34, 44
Degeeriellidae 4
dentatus (SCOP.), *Anatoecus* (*Benatoecus*) *dentatus* 6*
Didelphidae 39
discocephala (BURM.), *Degeeriella* 5*
dolichocephalus (SCOP.), *Ricinus* 34, 48*

Echimyidae 38
echinoderma CUMMINGS, *Trimenopon* 33
elongatus elongatus (OLF.), *Ricinus* 34, 47
elongatus ernstlangi Wd. EICHL., *Ricinus* 34, 47
elongatus intermedius (PIAG.), *Ricinus* 34, 47
elongatus merulae (DURR.), *Ricinus* 34, 47

- elongatus mystax* (NITZSCH in BURM.), *Ricinus* 34, 47
elongatus (OLF.), *Ricinus* 46*, 47
elongatus (OLF.), *Ricinus elongatus* 34, 47
Emberiza calandra LINN. 47
Emberiza citrinella LINN. 47
Eremophila alpestris (LINN.) 50
Eritacus rubecula (LINN.) 49
ernstiangi Wd. EICHL., *Ricinus elongatus* 34, 47
Esthiopteridae 4
Eulaemobothrion EWING 34, 43, 44, 45
excisus (NITZSCH), *Cypseloecus* 10*

Falco columbarius LINN. 43
Falco LINN. 43
Falconidae 4
Falconiformes 43, 44
Falco subbuteo LINN. 43
Falco tinnunculus LINN. 43
fasciatus (SCOP.), *Cuculiphilus* 12*
Ficedula albicollis (TEMME) 47
fissus (BURM.), *Quadriceps* 12*
frenata (NITZSCH in BURM.), *Ricinus* 34, 49*
Fringilla coelebs LINN. 47
fringillae borin BAL., *Ricinus* 35, 47
fringillae DEG., *Ricinus* 12*, 46*, 47
fringillae DEG., *Ricinus fringillae* 34, 47
fringillae fringillae DEG., *Ricinus* 34, 47
fringillae inexpectatus BAL., *Ricinus* 35, 47
fringillae irascens (NITZSCH in BURM.), *Ricinus* 35, 47
fringillae japonicus (UCHIDA), *Ricinus* 35, 47
fringillae medius UCHIDA, *Ricinus* 35, 47
fringillae pflgeri BAL., *Ricinus* 35, 47
fringillae subpallidus BLAG., *Ricinus* 35, 47
Fringillidae 47
Fulica atra LINN. 45
fulvus (HABL.), *Gyps* 44

gallicus (GM.), *Circaetus* 44
gallinae (DEG.), *Goniocotes* 12*
Gallinula chloropus (LINN.) 45
garrulus (LINN.), *Bombycilla* 47
Giebeliidae 4
giganteum NITZSCH, *Liotheum* 33, 34
gigas (TASCH.), *Stenocrotaphus* 9*
Gliricola MjÖB. 33, 39
Gliricolidae 4, 33, 36, 38
Gliricolinae 33, 38
Gonioididae 4
Gonioidoidea 30, 31, 32
gracilis NITZSCH, *Gyropus* 33
grandiceps (PIAG.), *Actornithophilus* 8*

Gruiformes 43
Gypaeetus barbatus (LINN.) 44
Gyps fulvus (HABL.) 44
Gyropidae 4, 33, 36
Gyropoidea 3, 30, 31, 32, 33, 36
Gyropus NITZSCH 33, 36

hasticeps NITZSCH, *Liotheum* 34
hasticeps OLF., *Nirmus* 34
hasticeps NITZSCH in BURM., *Laemobothrium* 34
helveticus (NITZSCH), *Rhynonirmus* 6*
hieraaeti Wd. EICHL., *Laemobothrion maximum* 34, 43
Hieraetus pennatus (GM.) 43
Hippoboscidae 18
hispidum (NITZSCH in BURM.), *Trimenopon* 6*, 7*, 33, 40*

icterodes (NITZSCH), *Anatoecus* (*Anatoecus*) 5*
icterum (BURM.), *Austromenopon* 5*
ignicapillus (TEMME), *Regulus* 49
indica SEN, *Laemobothrion* 34
inexpectatus BAL., *Ricinus fringillae* 35, 47
intermedium UCHIDA, *Physostomum* 35
intermedius (PIAG.), *Ricinus elongatus* 34, 47
irascens (NITZSCH in BURM.), *Ricinus fringillae* 35, 47
Ischnocera 4, 6, 31, 32

japonicus (UCHIDA), *Ricinus fringillae* 35, 47
jenningsi KELLOGG et PAINE, *Menopon* 33

Laemobothriidae 4, 33, 41, 42, 43
Laemobothrioidea 3, 30, 31, 32, 33, 40
Laemobothrion NITZSCH 33, 43
Laemobothrium hastipes NITZSCH in BURM. 34
lathrobium KOLENATI, *Laemobothrion* 34
laticolle DENNY, *Laemobothrion tinnunculi* 34, 43
Liotheum giganteum NITZSCH 33, 34
Liotheum hasticeps NITZSCH 34
Liotheum nitidissimum NITZSCH 34
Liotheum (Physostomum) sulphureum NITZSCH 34
Lipeuridae 4
longicornis (NITZSCH), *Rhabdopelidon* 10*
lunai TEND., *Laemobothrion maximum* 34, 43
lurida (NITZSCH), *Fulicoffula* 5*
Luscinia svecica (LINN.) 49

Macerogyropus mexicanus ZAVALETA 33
maculatus (PIAG.), *Ricinus* 35, 50*
magus UCHIDA, *Ricinus serratus* 35, 50
major FRESCA, *Ricinus* 35, 46*, 47
Mallophaga 3, 4, 31, 33
Marsupialia 36

- maximum bureschi* Wd. EICHL., *Laemobothrion* 34, 43
maximum circi (FOURC.), *Laemobothrion* 34, 43
maximum hieraeti Wd. EICHL., *Laemobothrion* 34, 43
maximum lunai TEND., *Laemobothrion* 34, 43
maximum maximum (SCOP.), *Laemobothrion* 33, 43
maximum mendesi TEND., *Laemobothrion* 34, 43
maximum niethammeri Wd. EICHL., *Laemobothrion* 34, 44
maximum romanicum BECH., *Laemobothrion* 34, 44
maximum (SCOP.), *Laemobothrion* 41*, 42*, 44
maximum (SCOP.), *Laemobothrion maximum* 33, 43
maximum siddiqui ANS., *Laemobothrion* 34, 44
maximum titan PIAG., *Laemobothrion* 34, 44
medius UCHIDA, *Ricinus fringillae* 35, 47
Meinertzhageniellidae 4
melis (J. C. FABR.), *Trichodectes* 10*
mendesi TEND., *Laemobothrion maximum* 34, 43
Menoponidae 4
Menopon jenningsi KELLOGG et PAINE 33
Menoponoidea 30, 31, 32, 52
merulae (DURR.), *Ricinus elongatus* 34, 47
merula LINN., *Turdus* 47
mexicanus ZAVALETA, *Gliricola* 33
mexicanus ZAVALETA, *Macropyropus* 33
migratorius (LINN.), *Turdus* 47
milvi SCHRANK, *Pediculus* 34
Milvus migrans (BODD.) 44
migrans (BODD.), *Milvus* 44
mollis MAR., *Pitrufruenia* 33
monedulae BLAG., *Menacanthus* 8*
Myocastor coypus (MOL.) 39
mystax (NITZSCH in BURM.), *Ricinus elongatus* 34, 47
mystax [var.] PIAG., *Physostomum* 34

Neophron percnopterus (LINN.) 44
niethammeri Wd. EICHL., *Laemobothrion maximum* 34, 44
nigricollis (C. L. BREHM), *Podiceps* 45
nigrolimbatum GIEB., *Laemobothrion* 34
nigrum BURM., *Laemobothrion* 34
Nirmus albicillae DENNY 34
Nirmus hasticeps OLF. 34
Nirmus pterocephalus OLF. 35
nitidissimum NITZSCH, *Liotheum* 34
nivalis (LINN.), *Plectrophenax* 47, 48

ocellatus (SCOP.), *Philopterus* 8*
ochruros (GM.), *Phoenicurus* 49
oriolus (LINN.), *Oriolus* 48
Oriolus oriolus (LINN.) 48

Oscines 45
ovalis NITZSCH in BURM., *Gyropus* 9*, 33, 37*

pallidum GIEB., *Laemobothrion* 34
Pandion heliaeetus (LINN.) 43
Pandionidae 43
Parus ater LINN. 47
Parus atricapillus LINN. 47
pavonis (LINN.), *Goniodes* 12*
Pediculus bifurcatus OLF. 33
Pediculus buteonis J. C. FABR. 33
?Pediculus chloropodis SCHRANK 34
Pediculus milvi SCHRANK 34
Pediculus savinae SCHRANK 33
percnopteri (GERV.), *Laemobothrion vulturis* 34, 44

percnopterus (LINN.), *Neophron* 44
perfoliatus NEUM., *Gyropus* 33
Pernis apivorus (LINN.) 43
pflegeri BAL., *Ricinus fringillae* 35, 47
Philopteridae 4
Philopteroidea 30, 31, 32
phoenicuri NEGRU, *Ricinus rubeculae* 35, 49
Phoenicurus ochruros (GM.) 49
Physostomum agonum NITZSCH 35
Physostomum clypeatum MÜB. 35
Physostomum intermedium UCHIDA 35
Physostomum mystax [var.] PIAG. 34
Piagetiella NEUM. 17
Piagetiellidae 4
piceus (DENNY), *Lariphophilus* 16*
Pici 45
Picoides tridactylus (LINN.) 50
polaris LINN., *Turdus* 47
Pitrufruenia MAR. 33, 39
Plectrophenax nivalis (LINN.) 47, 48
Podiceps nigricollis (C. L. BREHM) 45
Podicipedidae 45
Podicipediformes 43
pomarina BREHM, *Aquila* 44
porcelli (SCHRANK), *Gliricola* 9*, 33, 38*, 39
Primates 36
Prunella collaris (SCOP.) 47
Pseudomenoponidae 4
Pseudonirmidae 4
pterocephalus OLF., *Nirmus* 35

Quadriceps CLAY et MEINERTZHAGEN 52
querquedulae (LINN.), *Trinoton* 15*

Rallicolidae 4
Rallidae 45
recifensis TORRES, *Gyropus* 33

- Regulus ignicapillus* (TEMM) 49
regulus (LINN.), *Regulus* 49
Regulus regulus (LINN.) 49
Ricinidae 4, 34, 41, **45**, 52
Ricinus DEG. 34, **45**, 52
riparia (LINN.), *Riparia* 47
Riparia riparia (LINN.) 47
Rodentia 36
romanicum BECH., *Laemobothrion maximum* 34, 44
rozeboomi EMERSON, *Trimenopon* 33
rubecula (LINN.), *Erithacus* 49
rubeculae phoenicuri NEGRU, *Ricinus* 35, 49
rubeculae rubeculae (SCHRANK), *Ricinus* 35, 49
rubeculae (SCHRANK), *Ricinus* **49***
rubeculae (SCHRANK), *Ricinus rubeculae* 35, 49
rubeculae similis (GIEB.), *Ricinus* 35, 49
rufinus (CRETZSCH.), *Buteo* 44

savinae SCHRANK, *Pediculus* 33
semicircularis CARR., *Laemobothrion tinnunculi*
 34, 43
serratus (DURR.), *Ricinus* **50***
serratus (DURR.), *Ricinus serratus* 35, 50
serratus magnus UCHIDA, *Ricinus* 35, 50
serratus serratus (DURR.), *Ricinus* 35, 50
siddiqui ANS., *Laemobothrion maximum* 34, 44
simile (KELL.), *Eulaemobothrion* 34, 44* **45**
similis (GIEB.), *Ricinus rubeculae* 35, 49
Somaphantidae 4, 11
spinoletta (LINN.), *Anthus* 47
subpallidus BLAG., *Ricinus fringillae* 35, 47
sulcifrons (DENNY), *Falcoliperus* 6*
sulphureum NITZSCH, *Liotheum (Physostomum)* 34
svecica (LINN.), *Luscinia* 49
Sylvia borin (BODD.) 47

thoracica (GIEB.), *Liquidea* 9*
thoracicus (PACK.), *Ricinus* 35, **48***
tinnunculi (LINN.), *Laemobothrion* 41*, **43**
tinnunculi laticolle DENNY, *Laemobothrion* 34, 43
tinnunculi (LINN.), *Laemobothrion tinnunculi* 34,
 43
tinnunculi semicircularis CARR., *Laemobothrion*
 34, 43
tinnunculi tinnunculi (LINN.), *Laemobothrion* 34, 43
titan PIAG., *Laemobothrion maximum* 34, 44
Trichodectidae 4
Trichodectoidea 30, 31, 32
tridactylus (LINN.), *Picoides* 50
Trimenopon CUMM. 33, **39**
Trimenoponidae 4, 33, 36, **39**
Trimenoponinae 33
Trinotonidae 4
tuleschkovi BECH., *Laemobothrion* 34
turbinatus PIAG., *Gyropus* 33
Turdidae 47
Turdus viscivorus LINN. 47
Turdus merula LINN. 47
Turdus migratorius (LINN.) 47
Turdus pilaris LINN. 47

uchidai FRESCA, *Ricinus* 35

viscivorus LINN., *Turdus* 47
vulturis bulgaricum Wd. EICHL., *Laemobothrion*
 34, 44
vulturis daneckii ZŁOT., *Laemobothrion* 34, 44
vulturis (J. C. FABR.), *Laemobothrion* 42*, 44
vulturis (J. C. FABR.), *Laemobothrion vulturis* 34
vulturis percnopteri (GERV.), *Laemobothrion* 34, 44
vulturis vulturis (J. C. FABR.), *Laemobothrion* 34

POLSKIE TOWARZYSTWO ENTOMOLOGICZNE

Nr 75 serii kluczy

KLUCZE DO OZNACZANIA
OWADÓW POLSKI

Część XV

Wszóły — *Mallophaga*

Zeszyt 1

Część ogólna oraz
nadrodziny *Gyropoidea* i *Laemobothrioidea*

Opracowała

dr hab. JADWIGA ZŁOTORZYCKA



WARSZAWA 1972

PAŃSTWOWE WYDAWNICTWO NAUKOWE