

Identyfikacja stawonogów pasożytniczych człowieka jako ważny element badań prowadzonych w medycznym laboratorium diagnostycznym o profilu parazytologicznym

Identification of human parasitic arthropods as an important part of research conducted in a medical diagnostic laboratory with a parasitology profile

Agnieszka Pawełczyk¹ (ORCID: 0000-0001-9336-8258),
Grzegorz Karbowski² (ORCID: 0000-0003-1417-7360)

¹Zakład Immunopatologii Chorób Zakaźnych i Pasożytniczych, Wydział Lekarski, Warszawski Uniwersytet Medyczny, Warszawa, Polska

²Muzeum i Instytut Zoologii Polskiej Akademii Nauk, Warszawa, Polska

Streszczenie

Jednym z problematycznych tematów dotyczących parazytologii medycznej jest identyfikacja form rozwojowych stawonogów pasożytniczych. O ile diagnostyka ektopasożytów stałych, np. *Sarcoptes scabiei* (świerzbowiec ludzki), *Demodex* spp. (nużeńce) czy *Pediculus* sp. (wesz), będących czynnikami etiologicznymi świerzbu, nużycy czy wszawicy, nie budzi wątpliwości, o tyle już zasadność określania gatunków ektopasożytów okresowych, takich jak np. kleszcze czy pluskwy nie jest jednoznaczna. Kontrowersje nie tylko dotyczą celu prowadzenia takich analiz, lecz także związane są z miejscem ich wykonania, zakresem badania czy stosowanej metody. W przypadku chorób ludzkich identyfikacja laboratoryjna ektopasożytów, uwzględniająca ich znaczenie w patogenezie chorób zakaźnych, może pomóc w potwierdzeniu diagnozy klinicznej czy opracowaniu algorytmu diagnostyki różnicowej, a także przyczynić się do ukierunkowania postępowania klinicznego.

Słowa kluczowe: identyfikacja ektopasożytów, owady, roztocze, stawonogi

Abstract

One of the problematic topics concerning medical parasitology is the identification of developmental forms of parasitic arthropods. While the diagnosis

Received: 11.06.2025

Accepted: 25.06.2025

Published: 23.09.2025

DOI: 10.5604/01.3001.0055.5273

Corresponding author:

dr n. biol. Agnieszka Pawełczyk,
Zakład Immunopatologii Chorób Zakaźnych
i Pasożytniczych, Wydział Lekarski, Warszawski
Uniwersytet Medyczny, 02-106 Warszawa,
ul. Pawińskiego 3c,
e-mail: agnieszka.pawelczyk@wum.edu.pl

Cite the article as:

Pawełczyk A, Karbowski G. Identification of
human parasitic arthropods as an important
part of research conducted in a medical diagnostic
laboratory with a parasitology profile. Diagn
Lab. 2025; 61(3): 145–180



Open access

The content of the journal is available in Open Access formula which means free access to scientific data for researchers and readers.



Copyright

This material is available under the Creative Commons – Attribution-NonCommercial 4.0 International (CC BY-NC 4.0). The full terms of this license are available on: <https://creativecommons.org/licenses/by-nc/4.0/legalcode>

Licence

Some right reserved: Polish Society of Laboratory Diagnostics. Published by Index Copernicus Sp. z o.o.

Conflict of interests

The authors declare that they have no competing interests.

of obligate, permanent ectoparasites, e.g. *Sarcoptes scabiei* (itch mite), *Demodex* spp. (skin mite) or *Pediculus* sp. (louse), which are the aetiological factors of scabies, demodicosis or pediculosis, is not in doubt, the validity of identifying temporary ectoparasites, such as ticks or bedbugs, or accidental ectoparasites is not clear. Controversy surrounds not only the purpose of such analyses, but also the place where they are carried out, the scope of the examination and the method used. For human diseases, laboratory identification of ectoparasites, taking into account their importance in the pathogenesis of infectious diseases, can help confirm a clinical diagnosis or develop an algorithm for differential diagnosis, as well as contribute to guiding clinical management.

Keywords: arthropods, identification of ectoparasites, insects, mites

SPIS TREŚCI

1. WSTĘP	148
2. IDENTYFIKACJA STAWONOGÓW PASOŻYTNICZYCH W LABORATORIUM	
O PROFILU PARAZYTOLOGICZNYM	150
2.1. Pobranie, zabezpieczenie i utrwalenie materiału do analiz.....	154
2.2. Transport materiału.....	154
2.3. Przygotowanie materiału do badań	154
2.4. Raportowanie wyników badań	155
3. BADANIE STAWONOGÓW PASOŻYTNICZYCH W KIERUNKU PRZENOSZONYCH PATOGENÓW...	156
4. PRZEGLĄD WYBRANYCH GATUNKÓW STAWONOGÓW	156
4.1. Stawonogi pasożytujące na powierzchni skóry	156
4.1.1. Gatunki występujące w Polsce	156
4.1.2. Gatunki niewystępujące w Polsce	162
4.2. Stawonogi pasożytujące w skórze i warstwie podskórnej	164
4.2.1. Gatunki występujące w Polsce	165
4.2.2. Gatunki niewystępujące w Polsce	165
4.3. Stawonogi niebędące pasożytami człowieka	
o znaczeniu medycznym i epidemiologicznym.....	166
4.4. Larwy much	169
5. IDENTYFIKACJA WYBRANYCH GATUNKÓW EKTOPASOŻYTÓW	
Z WYKORZYSTANIEM KLUCZA DO OZNACZANIA STAWONOGÓW	169
6. WNIOSKI	177
7. INDEKS NAZW ŁACIŃSKICH I POLSKICH GATUNKÓW STAWONOGÓW	
WYMIENIONYCH W ARTYKULE	177
8. PIŚMIENNICTWO.....	178

1. WSTĘP

Stawonogi pasożytnicze stanowią zróżnicowaną grupę organizmów, obejmującą zarówno ektopasożyty, zasiedlające powierzchowne warstwy skóry żywiciela, jak i endopasożyty, zdolne do zasiedlania tkanek i narządów żywiciela. Mimo że w ujęciu medycznym (wg WHO) dominują formy ektopasożytnicze (kleszcze, wszy, pchły, pluskwy), to niektóre muchówki i roztocze kurzu domowego wykazują zdolność do pasożytnictwa wewnętrznego, wywołując zmiany chorobowe o istotnym znaczeniu klinicznym i epidemiologicznym [1].

Znaczenie medyczne stawonogów pasożytniczych zależy od ich miejsca w łańcuchu epidemiologicznym. Mogą one być: (1) bezpośrednią przyczyną stanu chorobowego (np. alergii) będącego konsekwencją pobierania pokarmu lub w następstwie wtórnej infekcji (np. bakteryjnej); (2) żywicielami form rozwojowych pasożytów wewnętrznych, np. komary (żywiele *Plasmodium* spp.) czy pchły (żywiele *Dipylidium caninum* [tasiemca psiego]); (3) wektorami biologicznym patogenów, np. komary (wektory wirusa dengi [DENV], kleszcze [wektory krętków *Borrelia* spp.]) mucha tse-tse (wektor *Trypanosoma brucei*); (4) wektorami mechanicznymi, np. muchy przenoszące patogenne bakterie czy pierwotniaki jelitowe (np. *E. histolytica* czy *G. intestinalis*) z kału na żywność [1, 2].

Ludzie mogą być jedynymi żywicielami niektórych gatunków ektopasożytów (np. *Pediculus humanus capitis* [wesz ludzka głowowa]) lub zajmować miejsce żywiciela niespecyficznego, przypadkowego, np. w przypadku *Argas* spp. (wtedy, gdy główny żywiciel [gołąbie] nie jest dostępny) [3-6]. Niektóre gatunki stawonogów pasożytniczych, np. *Sarcoptes scabiei* (świerzbowiec) czy *P. humanus capitis* wykazują potencjał do wywoływania epidemii w przeludnionych środowiskach (np. w obozach wojskowych, szkołach, noclegowniach) [7-10].

Ze względu na czas pasożytowania, stawonogi można podzielić na: pasożyty stałe, czasowe i okresowe [6, 11, 12].

Pasożyty stałe to te, które całe swoje życie spędzają na jednym żywicielu (np. *S. scabiei*, *Demodex* spp.). Do pasożytów czasowych zalicza się gatunki, które przebywają na żywicielu tylko w czasie pobierania pokarmu (np. *Culicidae*), natomiast do okresowych te, których

cykl rozwojowy charakteryzuje się występowaniem fazy pasożytniczej na zmianę z fazą niepasożytniczą (np. pasożytują tylko larwy czy osobniki dorosłe). Większość ektopasożytów jest hematofagami, ale są też gatunki odżywiające się komórkami i/lub tkankami swoich żywicieli (np. *S. scabiei*, *Demodex* spp.) [5, 6, 13].

Większość stawonogów dostarczanych do laboratoriów to gatunki, które na żywicielu ludzkim lub w jego pobliżu przebywają przez cały lub część swojego cyklu życiowego (np. kleszcze, wszy, pchły, świerzbowce, pluskwy).

Dorosłe formy krwio pijnych pasożytów, takich jak komary czy meszki, rzadko trafiają do analizy w laboratorium, ponieważ krótki czas pobierania pokarmu oraz specyfika ich cyklu rozwojowego utrudniają pozyskanie osobników nadających się do identyfikacji.

Najczęściej analizowanymi stawonogami pasożytniczymi w laboratoriach w Polsce są: *Ixodes ricinus* (kleszcz pospolity), *S. scabiei*, *Demodex* spp., *Pediculus* spp., *Pthirus pubis* (wesz łonowa) *Cimex lectularius* (pluskwa domowa) (tab. I). Sporadycznie badane są także roztocza, zwykle w celu różnicowania z kleszczami czy pluskwami lub w celu określenia gatunków o cechach silnie alergizujących (czynników etiologicznych alergii), np. *Dermatophagoides farinae* (roztocz kurzu domowego) (tab. I). Zdarzają się także „okazy przywleczone” spoza granic Polski czy Europy, np. *Tunga penetrans* (pchła piaszkowa) (tab. II) [5, 6].

Analiza materiału biologicznego polega na określeniu rodzaju i/lub gatunku oraz identyfikacji form rozwojowych ektopasożytów (rozdział 4, 5, tab. IV).

Badanie jest istotne, ponieważ:

- pozwala na odróżnienie ektopasożytów o znaczeniu medycznym od ektopasożytów o znaczeniu tylko weterynaryjnym;
- w przypadku niektórych gatunków nie wszystkie stadia rozwojowe są formami pasożytniczymi, a zatem ich znaczenie medyczne nie jest tak samo ważne (np. w przypadku *I. ricinus* pasożytują larwy, nimfy i samice, podczas gdy u *Neotrombicula autumnalis* (świerzbowiec jesienny) pasożytują tylko larwy (tab. I);

Tabela I. Najczęściej identyfikowane gatunki ectopasożytów w Polsce.

Gatunek	*Pasożytnictwo			Identyfikacja		
	S	O	P	Formy rozwojowe	Rodzaj materiału biologicznego dostarczonego do laboratorium	**Metoda analizy
<i>Argas reflexus</i> (Obrzeżek gołębi) <i>A. polonicus</i> (Obrzeżek polski)		●	●	larwa, nimfa, postać dorosła (samiec lub samica)	okazy (stadia rozwojowe)	Ma i Mi
<i>Ixodes ricinus</i> (Kleszcz pospolity)		●		larwa, nimfa, postać dorosła (samiec lub samica)	okazy (stadia rozwojowe)	Ma i Mi
<i>Dermacentor reticulatus</i> (Kleszcz łąkowy)		●	●	postać dorosła (samiec lub samica)	okazy (stadia rozwojowe)	Ma i Mi
<i>Dermanyssus gallinae</i> (Ptaszyńiec kurzy)			●	jajo, larwa, protonimfa, deutonimfa, osobnik dorosły (samiec, samica)	pasożyty znalezione na pościeli lub ubraniu, próbki z otoczenia (łóżko, ściany, wentylacja)	Ma i Mi
<i>Demodex folliculorum</i> (Nużeniec ludzki)	●			larwa, protonimfa, tritonimfa, postać dorosła	mieszki włosowe, materiał biopsyjny powierzchni skóry	Mi
<i>D. brevis</i> (Nużeniec krótki)	●			larwa, protonimfa, tritonimfa, postać dorosła	zawartości przewodów łojowych, materiał biopsyjny powierzchni skóry	Mi
<i>Sarcoptes scabiei</i> (Świerzbowiec ludzki)		●		jaja, larwy, nimfy, samice	pasożyty w zeskrabinach skóry	Mi
<i>Neotrombicula autumnalis</i> (Swędzik jesienny)	●			larwa (jedyne stadium pasożytnicze)	pasożyty w zeskrabinach skóry	Mi
<i>Pediculus humanus capitis</i> (Wesz ludzka głowowa)	●	●		jaja (gnidy), nimfy, osobniki dorosłe	okazy (stadia rozwojowe), mogą być zebrane z odzieży	Ma i Mi
<i>P. humanus corporis</i> (Wesz ludzka odzieżowa)	●			jaja (gnidy), nimfy, osobniki dorosłe	– okazy (stadia rozwojowe) – włosy z przyczepionymi stadiami rozwojowymi	Ma i Mi
<i>Phthirus pubis</i> (Wesz łonowa)	●			jaja (gnidy), nimfy, osobniki dorosłe	– zebrane „wolne” stadia rozwojowe – włosy łonowe, rzęsy z przyczepionymi stadiami rozwojowymi	Ma i Mi
<i>Cimex lectularius</i> (Pluskwa domowa)		●		jaja, larwy, osobniki dorosłe	okazy (stadia rozwojowe)	Ma i Mi
<i>Pulex irritans</i> (Pchła ludzka) <i>Ctenocephalides canis</i> (Pchła psia) <i>Ctenocephalides felis</i> (Pchła kocia)		●		osobnik dorosły (samica lub samiec)	okazy (stadia rozwojowe)	Ma i Mi
<i>Nosopsyllus fasciatus</i> (pchła szczurza)			●	jajo, larwa, poczwarka, postać dorosła (samiec, samica)	znalezione osobniki dorosłe w mieszkaniu, ubraniu	Ma i Mi

*Pasożytnictwo: stałe (S); okresowe (O); przypadkowe (P). **Metoda analizy: makroskopowa (Ma); mikroskopowa (Mi).



Tabela II. Wybrane gatunki stawonogów pasożytniczych niewystępujących w Polsce lub zawlekanych.

Gatunek (grupa)	Występowanie	Forma pasożytnicza u człowieka / materiał do identyfikacji w laboratorium
<i>Haemaphysalis concinna</i> (Kleszcz nożycogłazszcki)	Europa Środkowa i Wschodnia, Syberia, Chiny	Larwa (rzadko), nimfa, samica / całe kleszcze (larwy, nimfy, osobniki dorosłe) pobrane ze skóry lub zebrane ze środowiska
<i>Aedes aegypti</i> (Komar egipski, komar tygrysi tropikalny)	Ameryka Południowa i Środkowa, Afryka, Azja, coraz częściej obszary śródziemnomorskie	Samica / dorosły owad
<i>Simulium damnosum</i>	Afryka tropikalna	Samica / dorosły owad
<i>Phlebotomus papatasi</i>	Strefa subtropikalna	Samica / dorosły owad
<i>Lutzomyia verrucarum</i>	Strefa subtropikalna	Samica / dorosły owad
<i>Triatoma infestans</i> (Triatoma napastliwa)	Ameryka Południowa / Środkowa	Larwa, nimfa, samiec, samica / wszystkie stadia rozwojowe
<i>Rhodnius prolixus</i> (Pluskwa całująca)	Ameryka Południowa / Środkowa	Larwa, nimfa, samiec, samica / wszystkie stadia rozwojowe
<i>Xenopsylla cheopsis</i> (Pchła szczurza tropikalna)	Indie, Bliski Wschód, Afryka, Ameryka Środkowa i Południowa, Azja Południowo-Wschodnia	Samiec, samica / dorosłe owady
<i>Glossina</i> spp. (Mucha tse-tse)	Afryka Subsaharyjska	Samiec i samica / dorosłe owady
<i>Chrysops dimidata</i> , <i>C. siliacea</i>	Afryka	Samica / dorosły owad
<i>Dermatobia hominis</i>	Ameryka Południowa / Środkowa	Larwa / larwy wyjęte z guzków skórnych
<i>Cuterebra</i> spp.	Ameryka Północna	Larwa / larwy wyjęte z guzków skórnych
<i>Cordylobia anthropophaga</i> (Mucha tumbu)	Afryka Subsaharyjska	Larwa / larwy wyjęte z guza skórno
<i>Tunga penetrans</i> (Pchła piaskowa)	Afryka Subtropikalna, Ameryka Środkowa i Południowa (np. Brazylia, Karaiby)	Samica / samica usunięta ze skóry pacjenta. Zdarzają się fragmenty ciała samicy z jajami i larwami

- analiza objawów klinicznych chorób transmisyjnych, w kontekście możliwych dróg transmisji patogenów z udziałem konkretnych gatunków wektorów, może przyczynić się do szybszego ukie-
- może przyspieszyć podjęcie decyzji o zastosowaniu leczenia (przyczynowego i/lub objawowego) choroby będącej konsekwencją bezpośredniego lub pośredniego wpływu pasożytujących stawonogów;
- przyczynia się do wdrożenia działań w celu nie tylko

eliminacji stale pasożytujących na ludziach form rozwojowych stawonogów, lecz także bytujących w ich bezpośrednim sąsiedztwie ektopasożytów czasowych czy okresowych [4, 9].

2. IDENTYFIKACJA STAWONOGÓW PASOŻYTNICZYCH W LABORATORIUM O PROFILU PARAZYTOLOGICZNYM

Laboratorium powinno określić zakres identyfikacji stawonogów pasożytniczych z uwzględnieniem dostępnej



Tabela III. Przegląd systematyczny wybranych gatunków stawonogów o znaczeniu medycznym i epidemiologicznym.

Ranga taksonomiczna	Nazwa łacińska (polska)
TYP:	Arthropoda (Stawonogi)
Gromada:	Arachnida (Pajęczaki)
Podgromada:	Acari (Roztocze)
Kohorta:	Ixodida (Kleszcze)
Rodzina:	Argasidae – Obrzeżki (Kleszcze miękkie)
Gatunek:	* <i>Argas reflexus</i> (Obrzeżek gołębi), * <i>A. polonicus</i> (Obrzeżek polski)
Rodzina:	Ixodidae – Kleszcze właściwe (Kleszcze twarde)
Gatunek:	* <i>Ixodes ricinus</i> (Kleszcz pospolity), * <i>Dermacentor reticulatus</i> (Kleszcz łąkowy), * <i>Haemaphysalis concinna</i> (Kleszcz nożycogłazszczki)
Kohorta:	Mesostigmata
Rodzina:	Dermanyssidae
Gatunek:	** <i>Dermanyssus gallinae</i> (Ptaszeniec kurzy)
Kohorta:	Prostigmata
Rodzina:	Demodecidae
Gatunek:	* <i>Demodex folliculorum</i> (Nużeniec ludzki), * <i>D. brevis</i> (Nużeniec krótki)
Rodzina:	Trombidiidae
Gatunek:	* <i>Neotrombicula autumnalis</i> (Swędzik jesienny)
Kohorta:	Astigmata
Rodzina:	Sarcoptidae
Gatunek:	* <i>Sarcoptes scabiei</i> (Świerzbowiec ludzki)
Rodzina:	Acaridae
Gatunek:	*** <i>Acarus siro</i>
Gromada	Insecta (Owady)
Rząd:	Anoplura (Wszy)
Rodzina:	Pediculidae
Gatunek:	* <i>Pediculus humanus capitis</i> (Wesz głowowa), * <i>P. humanus corporis</i> (Wesz odzieżowa)
Rodzina:	Pthiridae
Gatunek:	* <i>Pthirus pubis</i> (Wesz łonowa)
Rząd:	Heteroptera (Pluskwiaki różnoskrzydłe)
Rodzina:	Cimicidae (Pluskwowate)
Gatunek:	* <i>Cimex lectularius</i> (Pluskwa domowa)
Rodzina:	Reduviidae (Zajadkowate)
Gatunek:	* <i>Triatoma infestans</i> (Triatoma napastliwa), * <i>Rhodnius prolixus</i> (Pluskwa całująca)



Tabela III. cd. Przegląd systematyczny wybranych gatunków stawonogów o znaczeniu medycznym i epidemiologicznym.

Ranga taksonomiczna	Nazwa łacińska (polska)
Rząd:	Diptera (Dwuskrzydłe); (Muchówki)
Rodzina:	Culicidae (Komarowate)
Gatunek:	* <i>Anopheles maculipennis</i> (Komar widliszek), * <i>Culex pipiens</i> (Komar kłujący), * <i>Aedes aegypti</i> (Komar doskwierz)
Rodzina:	Oestridae
Gatunek:	* <i>Dermatobia hominis</i> , ** <i>Cuterebra myiasis</i> , ** <i>Gasterophilus intestinalis</i> (Gież jelitowy), ** <i>Hypoderma bovis</i> (Gież bydłęcy)
Rodzina:	Sarcophagidae
Gatunek:	* <i>Wohlfartia magnifica</i> (Ścierwica duża)
Rodzina:	Ceratopogonidae
Gatunek:	* <i>Culicoides pulicaris</i> (Kuczman szczypawka), * <i>Forcipomyia sibirica</i> (Forcypomia syberyjska)
Rodzina:	Simuliidae
Gatunek:	* <i>Simulium (Odagmia) ornatum</i> (Meszka), * <i>Simulium damnosum</i> , * <i>S. reptans</i> , * <i>S. maculatum</i>
Rodzina:	Psychodidae (Ćmiankowate)
Gatunek:	* <i>Phlebotomus papatasi</i> (Moskit krótkonogi, moskit papatasi), * <i>Lutzomyia verrucarum</i>
Rodzina:	Tabanidae (Bąkowate)
Gatunek:	<i>Chrysops silacea</i> (Ślepak), <i>Ch. dimidata</i> , <i>Ch. distinctipennis</i> , <i>Tabanus bovinus</i> (Bąk bydłęcy), <i>Haematopota pluvialis</i> (Jusznica deszczowa)
Rodzina:	Glossinidae
Gatunek:	<i>Glossina palpalis</i> , <i>G. fuscipes</i> , <i>G. tachinoides</i> , <i>G. morsitans</i> , <i>G. pallidipes</i> , <i>G. swynnertoni</i> , <i>G. fusca</i> , <i>G. brevipalpis</i> , <i>G. longipennis</i>
Rodzina:	Hippoboscidae (Narzępikowate)
Gatunek:	<i>Lipoptena cervi</i> (Strzyżak jelenica)
Rodzina:	Fannidae
Gatunek:	<i>Fannia canicularis</i> (Muszka jesienna)
Rodzina:	Muscidae (Muchówki)
Gatunek:	<i>Stomoxys calcitrans</i> (Bolimuszka, mucha stajenna)
Rodzina:	Calliphoridae
Gatunek:	<i>Cordylobia antropophaga</i> (Mucha tumbu), ** <i>Calliphora vicina</i> (Mucha plujka), ** <i>Lucilila sericata</i> (Mucha zielona)
Rząd:	Siphonaptera (Pchły)
Rodzina:	Pulicidae
Gatunek:	* <i>Pulex irritans</i> (Pchła ludzka), <i>Xenopsylla cheopsis</i> (Pchła szczurza tropikalna)
Rodzina:	Ctenocephalidae
Gatunek:	* <i>Ctenocephalides canis</i> (Pchła psia), * <i>C. felis</i> (Pchła kocia)
Rodzina:	Ceratophyllidae

Tabela III. cd. Przegląd systematyczny wybranych gatunków stawonogów o znaczeniu medycznym i epidemiologicznym.

Ranga taksonomiczna	Nazwa łacińska (polska)
Gatunek:	<i>Nosopsyllus fasciatus</i> (Pchła szczyrca europejska), ** <i>Amalareus penicilliger</i>
Rodzina:	Hectopsyllidae
Gatunek:	* <i>Tunga penetrans</i> (Pchła piaskowa)
Rodzina:	Psychodidae
Gatunek:	*** <i>Clogmia albipunctata</i> (Muszka kanalizacyjna)
Rząd:	Blatodea
Rodzina:	Blatellidae
Gatunek:	*** <i>Blatella germanica</i> (Prusak)
Rząd:	Lepidoptera
Rodzina:	Pyralidae
Gatunek:	*** <i>Ephestia kuehniella</i> (Mklik mączny), *** <i>Plodia interpunctella</i> (Omacnica spichrzanka)
Rząd:	Zygotoma
Rodzina:	Lepismatidae
Gatunek:	*** <i>Lepisma saccharina</i> (Rybik cukrowy)
Rząd:	Coleoptera
Rodzina:	Tenebrionidae
Gatunek:	*** <i>Tenebrio molitor</i> (Mącznik młynarek)

*Pasożyty obligatoryjne człowieka; **Przypadkowe pasożyty ludzi; ***Gatunki niepasożytnicze.

wiedzy specjalistycznej oraz na podstawie indywidualnych potrzeb pacjentów czy danych epidemiologicznych dotyczących terenów endemicznego występowania ektopasożytów.

Kleszcze, nużeńce, świerzbowce, wszy czy pluskwy należy określać do gatunku, natomiast muchy, komary powinny być określane w miarę możliwości do gatunku lub rodzaju (rozdział 4, 5). W przypadku larw (zwłaszcza wcześniejszych stadiów rozwojowych) muchówek powodujących muszycę bezpośrednia identyfikacja mikroskopowa gatunku nie zawsze jest możliwa. Jeśli zaistnieje konieczności gatunkowej identyfikacji ektopasożyta, można zastosować metody molekularne.

Ocenę form morfologicznych stawonogów pasożytniczych przeprowadza się na podstawie bezpośredniej analizy charakterystycznych cech ich budowy,

obserwowanych w preparatach mokrych i/lub stałych, z użyciem mikroskopii świetlnej (mikroskopu optycznego, w tym stereoskopowego) oraz na podstawie klucza do oznaczania stawonogów (rozdział 5) [15]. Najlepsze wyniki identyfikacji uzyskuje się w badaniach nienaruszonej/nieuszkodzonej próbki. Poddawanie stawonogów sekcjom histologicznym i barwieniu tkanek może utrudnić analizę cech morfologicznych [4].

Nie można podejmować prób identyfikacji (rodzaju, gatunku, stadium rozwojowego) stawonogów pasożytniczych jedynie na podstawie zdjęć dostarczonych przez pacjenta. Należy przeprowadzić makroskopową i mikroskopową analizę bezkręgowców. W ukierunkowaniu badania mogą być także przydatne dane o czasie i miejscu pozyskania ektopasożyta, a także informacje dotyczące objawów klinicznych pacjenta.

2.1. Pobranie, zabezpieczenie i utrwalenie materiału do analiz

Materiał przeznaczony do badań (np. całe „okazy”, usunięta chirurgicznie tkanka żywiciela z pasożytem, jaja przyłączone do włosów, zeszkrobiny naskórka) powinien być umieszczony w zamkniętym pojemniku.

Zebrane ektopasożyty należy możliwie jak najszybciej zamrozić (w temp. -20°C), a następnie utrwalić w płynnym środku konserwującym. Takie postępowanie umożliwia ich długoterminowe przechowywanie i bezpieczny transport, bez ryzyka zmian morfologicznych (spowodowanych np. wysuszeniem czy rozkładem), które mogłyby utrudnić lub uniemożliwić identyfikację.

Owady o twardych powłokach ciała można transportować „na sucho”, jednakże stwarza to duże ryzyko uszkodzenia materiału [4, 16].

Najczęściej stosowanymi środkami konserwującymi są:

- 70-95% etanol (po utrwaleniu próbki nadają się do każdego rodzaju badań z wyjątkiem badań histologicznych);
- formalina (wykorzystywana w przypadku próbek przeznaczonych do badań histologicznych, natomiast próbki te nie nadają się do badań molekularnych).

Próbki po utrwaleniu można przechowywać w temp. pokojowej lub zamrożone (w temp. -20°C lub -70°C) [4, 16].

2.2. Transport materiału

Kryteria transportu stawonogów pasożytniczych powinny zostać zawarte w procedurach opracowanych przez laboratorium, natomiast w przypadku próbek zawierających ludzki materiał biologiczny należy zachować procedury dotyczące transportu materiału biologicznego do medycznych badań diagnostycznych [4, 17]. Całe „okazy” stawonogów lub ich utrwalone fragmenty mogą być transportowane w temp. pokojowej i dostarczone do laboratorium, niezależnie od czasu, jaki upłynął od ich zebrania.

2.3. Przygotowanie materiału do badań

Materiałem badanym mogą być całe stawonogi, włosy żywiciela-człowieka (zawierające jaja wszy), rzęsy lub materiał biopsyjny (do diagnostyki nużeńców), zmacerowane zeszkrobiny skóry (diagnostyka świerz-

bu), preparaty histopatologiczne. W niektórych sytuacjach klinicznych czy epidemiologicznych do wykrywania obecności stadiów rozwojowych stawonogów pasożytniczych (bytujących w przewodzie pokarmowym) wykorzystuje się także kał [5, 6, 8, 18]. W przypadku np. myjozy jelitowej larwy much wydalone kałem żywiciela stanowią istotne kryterium diagnostyczne. W kale mogą się znajdować także fragmenty pancerzyków chitynowych stawonogów przypadkowo połączonych przez gospodarza [18, 19].

Analiza kału bywa przydatna przede wszystkim w monitorowaniu zarażeń zwierząt (gospodarskich i dzikich), a także w badaniach entomologii sądowej, analizie cykli rozwojowych owadów pasożytniczych oraz w badaniach naukowych dotyczących relacji pasożyt-żywiciel [18].

Przeznaczone do identyfikacji stawonogi najlepiej pozostawić nienaruszone.

Do sporządzenia preparatów stosuje się substancje, które przenikają (wytrawiają) do tkanek miękkich, prześwietlając preparat, np.: dimetylosulfotlenek (DMSO), laktofenol, gliceryna, kwas mlekowy, balsam kanadyjski, permount, metakrylan izobutyli czy ksylen [16].

W przypadku stawonogów większych niż 1-2 mm, na wstępnym etapie badań, stosuje się 4% lub 5% roztwór KOH lub NaOH (wytrawienie tkanek miękkich), a następnie, po zubożeniu, substancje prześwietlające [20].

W przypadku stawonogów mniejszych, substancje prześwietlające można stosować od razu. Do diagnostyki nużeńców można zastosować płyn Hoyer'a, w przypadku świerzbowców także błękit anilinowy i laktofenol [20]. Istotnym jest, że wymienione odczynniki umożliwiają szybką identyfikację stawonogów, ale nieodwracalnie uszkadzają badany materiał, co uniemożliwia wykonanie preparatu stałego [20].

Można wykorzystać także badania molekularne, np. do identyfikacji gatunkowej czy immunodiagnostyczne, np. do wykrywania antygenów stawonogów w kale.

2.3.1. Preparaty

Do wykonania preparatów wykorzystuje się media, takie jak: płyny zawierające gumę arabską, glicero-żelatyna,

rhodoviol czy PVA (polioctan winylu). Można także wykonać barwienie, np. błękitem Evansa czy Sudanem III. Po wybarwieniu preparat należy przykryć szkiełkiem nakrywkowym i zabezpieczyć przed wyschnięciem (można „otoczyć” brzegi szkiełka nakrywkowego, stosując np. histokit).

Przykładowe opisy wykonania preparatów w celu identyfikacji stawonogów:

• *Mesostigmata* [20, 21]

1. Przygotować płyn Hoyerera:

- rozpuścić 15 g gumy arabskiej w 20 g wody destylowanej (w temp. 40-50°C);
- następnie dodać kolejno:
 - 50 g chloralu hydratu,
 - 5 ml gliceryny,
 - 5 ml stężonego kwasu octowego;
- roztwór przesączyć.

2. Zatapianie preparatów z małych roztoczy: roztocze wyjąć z alkoholu, osuszyć na bibule filtracyjnej, umieścić w kropli płynu Hoyerera. Przykryć szkiełkiem nakrywkowym, suszyć w temperaturze 30-40°C przez 2-3 tygodnie.

• *Prostigmata, Astigmata: 1Demodex spp., 2Sarcoptes scabiei*

1. Na szkiełku podstawowym umieścić zeszkrobiny naskórka (zmacerowane)^{1,2}, włosy¹ lub rzęsy¹, a następnie:

- nałożyć kroplę 4-5% roztworu KOH lub NaOH i zostawić w temperaturze pokojowej, w komorze wilgotnej, na 1 godzinę;

lub

- nałożyć kroplę płynu Hoyerera i przykryć szkiełkiem nakrywkowym, suszyć w temp. 30-40°C przez 1-3 tygodni.

2. Preparat można oglądać pod mikroskopem od razu (jeśli materiałem badanym są włosy lub rzęsy) lub po około 8-10 minutach (w przypadku analizy naskórka). W celu utwardzenia preparat można umieścić na ok. 4-6 godz. w cieplarni, w temperaturze 40-50°C.

W prześwietlonym preparacie można obserwować szczegóły budowy morfologicznej małych stawonogów, np. roztoczy [20].

W przypadku braku możliwości jednoznacznej oceny mikroskopowej, o ile zaistnieje taka potrzeba, do analizy można wykorzystać techniki biologii molekularnej [16].

• *Ctenocephalide* [22]

1. Maceracja (wytrawianie tkanek miękkich) – pchły umieścić w 10% KOH na 1-2 dni (w temperaturze pokojowej) lub na 5-15 minut w temp. 70°C.

Uwaga: Należy monitorować postęp maceracji pod lupą lub mikroskopem, ponieważ zbyt długie trzymanie w wysokiej temperaturze może spowodować deformację delikatnych struktur (w tym odpadanie szczeci), które są istotne w identyfikacji gatunku.

2. Płukanie – po zakończeniu maceracji preparat należy płukać kolejno w:

- wodzie destylowanej lub 70% etanolu (przez ok. 30 minut);
- 5% kwasie octowym (przez 30 minut);
- nowej świeżej wodzie destylowanej (przez 30 minut).

3. Odwadnianie – preparat należy moczyć w:

- kolejnych stężeniach etanolu: 50%, 75%, 95%, 100% (przez 30 minut);
- nowo przygotowanym 100% etanolu (przez 15 minut);
- mieszaninie alkohol etylowy – benzen (1:1); (przez 15 minut);
- benzenie (100%); (przez 15 minut);
- ksylenie (przez 10 minut);
- olejku goździkowym (przez 10 minut).

Uwaga: Przed rozpoczęciem odwadniania należy odpowiednio ułożyć pchłę na szkiełku podstawowym. Po każdym etapie można zostawić preparat (zabezpieczony przed wyschnięciem) do następnego dnia.

4. Zatapianie – użyć balsamu kanadyjskiego podgrzanego do temp. 40-50°C, najlepiej w łaźni wodnej).

5. Preparat zostawić w pozycji poziomej na ok. 30 dni (aż „stwardnieje”).

2.4. Raportowanie wyników badań

Raportowanie wyników badań dotyczących identyfikacji stawonogów pasożytniczych może stanowić wyzwanie, ze względu na dużą różnorodność próbek dostarczanych do laboratorium, np. pasożyty znajdujące się w materiale ludzkim (fragmenty tkanek), „okazy” zebrane z powierzchni ciała czy otoczenia pacjenta. Dodatkowym problemem jest znaczna zmienność osobnicza wielu stawonogów, utrudniająca prawidłową identyfikację gatunku (rozdział 5).

W przypadku analizy materiału klinicznego na wyniku badania powinny znajdować się informacje, takie jak na wyniku medycznego badania laboratoryjnego [4, 17].

W przypadku identyfikacji dostarczonych do laboratorium „okazów” biologicznych, będących formami rozwojowymi ektopasożytów, na wyniku/raporcie z przeprowadzonego badania powinny znaleźć się informacje uwzględniające:

- rodzaj/gatunek/stadium rozwojowe ektopasożyta oraz zastosowaną metodę badawczą;
- dane osoby, z której pozyskano materiał (jeśli pasożyty znajdowały się np. na włosach czy skórze);
- dane osoby dostarczającej materiał do badania (jeśli do analizy dostarczono „okaz biologiczny” zebrany ze środowiska, np. z pościeli, podłogi itp.);
- miejsce pozyskania pasożytów (skóra, pościel, ubranie, w przypadku kleszczy np. dane geograficzne – region kraju, porę dnia itp.);
- datę i godzinę dostarczenia materiału do laboratorium oraz datę i godzinę wykonania badania/analizy.

W przypadku stwierdzenia gatunków roztoczy, mających znaczenie medyczne (np. będących czynnikami etiologicznymi alergii), należy taką informację umieścić w raporcie badania [4].

W przypadku stawonogów niepasżytnicznych lub stawonogów niemających znaczenia dla zdrowia publicznego raport powinien zawierać informację, że w badanym materiale „nie stwierdzono stawonogów o znaczeniu medycznym” [4].

Nie powinno się podawać informacji dotyczących identyfikacji pasożytów innych niż pasżytnujące na ludziach, ponieważ może się to przyczynić do stwierdzenia fałszywych powiązań pomiędzy stanem klinicznym pacjenta a obecnością niepasżytnicznego stawonoga [7, 23].

W przypadku braku możliwości identyfikacji dostarczonego do laboratorium materiału, np. z powodu uszkodzenia, taka informacja powinna być zachowana w dokumentacji laboratorium.

3. BADANIE STAWONOGÓW PASOŻYTNICZYCH W KIERUNKU PRZENOSZONYCH PATOGENÓW

Istotnym jest, że w laboratorium diagnostycznym stawonogi pasżytniczne nie podlegają badaniu w kierunku obecności patogenów, które mogą przenosić, ponieważ badanie to nie jest medycznym badaniem diagnostycznym, nie ma żadnego znaczenia w ocenie stanu klinicznego pacjenta i nie wpływa na podejmowane przez lekarza decyzje, w tym o wdrożeniu terapii (ILADS). Wykrycie patogenów w ciele ektopasożyta nie świadczy o zakażeniu/zarażeniu pacjenta. Niewykrycie patogenów w ciele stawonoga nie wyklucza możliwości zakażenia/zarażenia pacjenta, który może być gospodarzem wielu, niezauważonych, jednocześnie pasżytnujących, bezkręgowców. Badania obecności patogenów w organizmach stawonogów pasżytnicznych mają jedynie wartość poznawczą i naukową. Analizowany materiał biologiczny nie pochodzi od ludzi, a zatem nie może być badany w podmiotach leczniczych.

4. PRZEGLĄD WYBRANYCH GATUNKÓW STAWONOGÓW

4.1. Stawonogi pasżytnujące na powierzchni skóry

Podczas pasżytnowania stawonogów na powierzchni skóry u pacjenta obserwuje się miejscowe zmiany skórne oraz odczyny alergiczne. Lokalizacja, wygląd zmian skórnych wraz z objawami klinicznymi mogą być wskazówką co do gatunku pasżytnującego stawonoga, a także stanowić przesłankę do diagnostyki pacjenta w kierunku czynników etiologicznych chorób transmisyjnych [7, 24, 25].

W Polsce największe znaczenie medyczne mają kleszcze miękkie *Argasidae* oraz kleszcze twarde *Ixodidae* [25, 26]. Ze względu na różnice w częstości i w okresie pasżytnowania poszczególnych gatunków i form rozwojowych roztoczy oraz zróżnicowane znaczenie w transmisji patogenów, przeprowadza się identyfikację tych stawonogów do gatunku i stadium rozwojowego (rozdział 5).

4.1.1. Gatunki występujące w Polsce Arachnida (Pajęczaki)

- ***Argas reflexus* (Obrzeżek gołębi), *A. polonicus* (Obrzeżek polski)**

Występowanie: w Europie, Afryce, Azji Mniejszej, a także w Ameryce Północnej. Bytują w miejscach gniazdowania gołębi (dzikich i hodowlanych), np.: w gołębnikach, kurnikach, na poddaszach, strychach. W przypadku braku dostępu do pierwotnych żywicieli obrzeżki mogą pasożytować nie tylko na małych gryzoniach, lecz także na ludziach (ryc. 1) [1, 6, 25].

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza preparatów mokrych lub suchych. W przypadku larw i nimf można wykonać preparaty stałe [1, 22].

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: larwa, nimfa (2-4 stadiów), postać dorosła (tab. I) [25].

Znaczenie medyczne: konsekwencją, najczęściej masowego ich pasożytowania, są obserwowane u ludzi miejscowe zmiany skórne, reakcje alergiczne, stres a także paraliż kleszczowy.



Rycina 1. *Argas* sp.: osobnik dorosły (G. Karbowski).

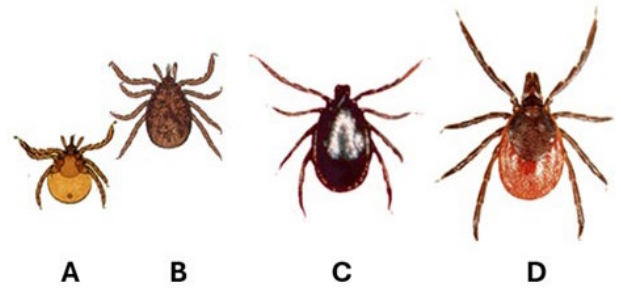
• *Ixodes ricinus* (Kleszcz pospolity)

Występowanie: w lasach i na terenach zurbanizowanych Europy, północno-zachodniej Afryki i w Azji Mniejszej [5, 6, 25].

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza preparatów mokrych lub suchych. Można wykonać preparaty stałe [1, 22].

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: larwa, nimfa, postać dorosła (samiec lub samica) (tab. I). U *Ixodidae* zaznacza się wyraźny dymorfizm płciowy (ryc. 2).

Znaczenie medyczne: może wynikać z (1) bezpośredniego wpływu na żywiciela, powodować rozpad jego tkanek w miejscu pasożytowania, zapobiegać krzepnięciu krwi (kontakt z toksycznymi związkami i proteazami zawartymi w ślinie kleszcza) oraz wywoływać reakcje alergiczne, stres i paraliż kleszczowy; (2) oddziaływania pośredniego poprzez transmisję patogenów (wirusów np. kleszczowego zapalenia mózgu [KZM], bakterii, np. *Borrelia burgdorferi* s.l., pasożytów, np. *Babesia microti*).



Rycina 2. *I. ricinus* – stadia rozwojowe: (A) Larwa (widok od strony brzusznej); (B) Nimfa; (C) Samiec; (D) Samica (G. Karbowski, A. Pawełczyk).

• *Dermacentor reticulatus* (Kleszcz łukowy)

Występowanie: zasiedla wilgotne obszary klimatu umiarkowanego zachodniej i wschodniej Europy (Francja Wielka Brytania, Hiszpania, po Ural), a także zachodniej Azji. W Polsce występuje w: obszarach dolin rzecznych, pastwiskach, łąkach, śródleśnych polanach, lasach mieszanych, torfowiskach, zakrzewionych terenach pastwiskowych. Dorosłe zimujące osobniki mogą gromadzić się w stertach siana, które pozostawiono na łąkach na okres zimowy (ryc. 3) [6, 8].

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza preparatów mokrych lub suchych. Można wykonać preparaty stałe [16, 24-26].

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: postaci dorosłe (samiec lub samica) (tab. I), bardzo rzadko larwy czy nimfy, ponieważ nie pasożytują one na człowieku. *D. reticulatus* to kleszcze norowo-gniazdowe, których przeddorsalne stadia rozwojowe bytują w norach swoich żywicieli (najczęściej drobnych gryzoni) [25-27].

Znaczenie medyczne: w miejscu pobierania pokarmu mogą pojawić się zmiany skórne, rzadziej reakcje alergiczne. Może być wektorem patogenów, takich jak np. *Babesia* sp. czy *Rickettsia* sp. Rzadziej niż inne gatunki kleszczy pasożytuje na ludziach.



Rycina 3. *D. reticulatus*: (A) Samica; (B) Samiec (G. Karbowski).

• ***Dermanyssus gallinae* (Ptaszeniec kurzy)**

Występowanie: gatunek kosmopolityczny.

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza form rozwojowych pasożytów, po wykonaniu preparatów mokrych lub stałych.

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: zwykle osobniki dorosłe (ryc. 4, tab. I).

Znaczenie medyczne: jest przede wszystkim pasożytem zewnętrznym drobiu, z szerokim spektrum żywicieli (ptaków i ssaków). U ludzi powoduje gamasoidozę, zwaną także dermanyssozą. Pasożytuje nocą, stąd objawy zauważalne w ciągu dnia. Najczęściej są to: miejscowe stany zapalne skóry, świąd, pokrzywka grudkowa [28].



Rycina 4. *Dermanyssus gallinae*: osobnik dorosły (materiał udostępniony przez AmerLab sp. z o.o., spin off UW).

• **Insecta (Owady)**

***Pediculus humanus capitis* (Wesz głowowa)**

Występowanie: gatunek kosmopolityczny.

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza form rozwojowych pasożytów, po wykonaniu preparatów mokrych lub stałych.

„Złoty standard” w diagnostyce: znalezienie żywych nimf lub postaci dorosłych na włosach lub skórze głowy (liczba zazwyczaj ok. 10/osobę); wykrycie jaj żywych (w odległości do ok. 6 mm-1 cm od podstawy włosa) lub pustych (w odległości > 1 cm od podstawy włosa lub przytwierdzonych do włosów [1, 24]. Osobniki *P. humanus capitis* można wykrywać także na zebranych i dostarczonych do laboratorium włosach głowowych.

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: jaja (gnidy), larwy, osobniki dorosłe (ryc. 5, tab. I).

Znaczenie medyczne: pasożytuje na owłosionej skórze głowy, szczególnie u dzieci.

Powoduje chorobę zwaną wszawicą głowową (*pediculosis capitis*), objawiającą się: intensywnym świądem, wtórnymi zakażeniami bakteryjnymi skóry (np. paciorkowce, gronkowce), niepokojem, może powodować zaburzenia snu, przede wszystkim u dzieci. Nie jest wektorem czynników zakaźnych, ale w warunkach

laboratoryjnych udowodniono zdolność pasożytów do przenoszenia niektórych patogenów, takich jak np. *Bartonella quintana*, *Acinetobacter*. Konsekwencją inwazji pasożytów może być dyskomfort pacjenta spowodowany stygmatyzacją, wykluczeniem z grupy społecznej [24].



Rycina 5. *P. humanus capitis*: (A) Larwa; (B) Osobnik dorosły; (C) Wiesz na włosie (G. Karbowski, A. Kaczmarek).

• ***P. humanus corporis* (Wesz odzieżowa)**

Występowanie: gatunek kosmopolityczny.

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza form rozwojowych pasożytów, po wykonaniu preparatów mokrych lub stałych.

„Złoty standard” diagnostyczny: znalezienie żywych nimf i dorosłych wszy oraz ich odchodów na odzieży (zwykle ok. 10 wszy/osobę), zlokalizowanych najczęściej w talii i pod pachami i/lub znalezienie jaj w fałdach i szwach odzieży (najczęściej w miejscach styku ubrania ze skórą) [24].

Stadia rozwojowe możliwe do identyfikacji w laboratorium: jaja (gnidy), larwy, osobniki dorosłe (tab. I).

Znaczenie medyczne: lokalizuje się w szwach i włóknach ubrań, natomiast na skórze żywiciela bytuje tylko w celu pobrania krwi. Powoduje wszawicę odzieżową (*pediculosis corporis*), która najczęściej występuje w warunkach sprzyjających szerzeniu się pasożytów, takich jak: przeludnienie, zaniedbania higieniczne, bezdomność, a także w środowiskach o ograniczonym dostępie do opieki sanitarno-medycznej – np. w obozach dla uchodźców, zakładach karnych czy podczas katastrof humanitarnych. Wesz jest ważnym wektorem patogenów, takich jak *Rickettsia prowazekii*, *Bartonella quintana*, *Borrelia recurrentis*, będących czynnikami etiologicznymi chorób zakaźnych o znaczeniu epidemicznym, tj. duru plamistego, gorączki okopowej, duru powrotnego [5, 6].

• ***Pthirus pubis* (Wesz łonowa)**

Występowanie: gatunek kosmopolityczny.

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: jaja (gnidy), larwy, osobniki dorosłe (ryc. 6, tab. I).

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza form rozwojowych pasożytów, po wykonaniu preparatów mokrych lub stałych, stadia rozwojowe *Pthirus pubis* mogą znajdować się na dostarczonych do laboratorium włosach łonowych, rzadziej na rzęsach [6, 29].

„Złoty standard” diagnostyczny: znalezienie żywych nimf i postaci dorosłych wszy na włosach, blisko powierzchni skóry i/lub znalezienie jaj przytwierdzonych do trzonów włosów wzgórka łonowego i pod pachami, do włosów porastających klatkę piersiową i brodę (u mężczyzn); rzadziej do brwi i rzęs [24].

Znaczenie medyczne: wynika z bezpośredniego oddziaływania na żywiciela (reakcje alergiczne, kołtun, melanoadermia). Ektopasożyty (np. wesz głowowa) są nosicielami i biorą udział w transmisji *Rickettsia prowazekii* [6]. Konsekwencją inwazji *P. pubis* mogą być zmiany skórne w postaci niebieskoczerwonych plamek w miejscach pasożytowania czy zapalenie spojówek w przypadku pasożytowania na brwiach czy rzęsach [6, 24, 29].



Rycina 6. *Pthirus pubis*: osobnik dorosły (A. Pawełczyk, materiał udostępniony przez Zakład Parazytologii WB UW).

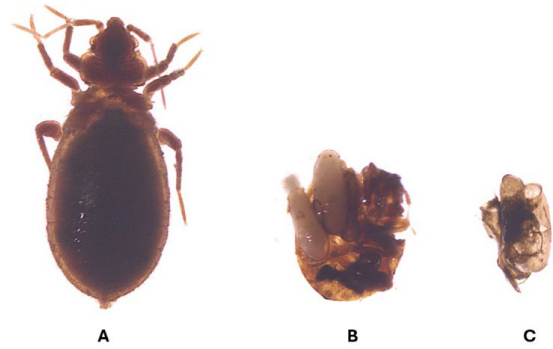
• *Cimex lectularius* (Pluskwa domowa)

Występowanie: gatunek kosmopolityczny.

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: jaja, larwy (5 stadiów), osobniki dorosłe (ryc. 7).

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa (mikroskop stereoskopowy) analiza form rozwojowych znajdujących się w preparacie mokrym. W przypadku larw można wykonać preparaty stałe (ryc. 7, tab. I).

Znaczenie medyczne: wynika z bezpośredniego oddziaływania pasożytów na żywiciela. W miejscu pokłucia obserwuje się okrągłe plamki z usytuowanym w środku, dobrze widocznym miejscem przebicia skóry. Mogą się tworzyć odczyny alergiczne i miejscowe obrzęki. Pokłucia mogą być bolesne, a pacjent może odczuwać swędzenie i pieczenie. Nie jest wyjaśniona rola epidemiologiczna *Cimicidae*. Stawonogi te występują na całym świecie [5, 8, 13].



Rycina 7. *C. lectularius*: (A) Osobnik dorosły; (B) Pakiet dwóch jaj z larwami; (C) Puste jajo (A. Pawełczyk).

• *Pulex irritans* (Pchła ludzka)

Występowanie: gatunek kosmopolityczny.

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: osobnik dorosły (samica lub samiec) (ryc. 8, tab. I).

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza form rozwojowych znajdujących się w preparacie mokrym.

Znaczenie medyczne: wywołuje reakcje alergiczne będące następstwem pasożytowania. Ektopasożyty te są wektorami wielu czynników chorobotwórczych, takich jak np. *Yersinia pestis*, *Rickettsia mosei*, *Francisella tularensis* oraz *Brucella melitensis*, *Salmonella*. Pchły są także żywicielami pośrednimi pasożytów, np. *Dipylidium caninum* czy *Hymenolepis nana* [5, 6, 22, 30, 31].



Rycina 8. *Pulex irritans*: osobnik dorosły (G. Karbowski).

• *Ctenocephalides canis* (Pchła psia), *C. felis* (Pchła kocia)

Występowanie: gatunki kosmopolityczne.

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: osobniki dorosłe (ryc. 9, tab. I).

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza form rozwojowych znajdujących się w preparacie mokrym.

Znaczenie medyczne: wywołują miejscowe zmiany skórne i odczyny alergiczne. Prawdopodobnie pasożytują częściej na człowieku niż *P. irritans*. Larwy owadów mogą być żywicielami pośrednimi tasiemców np. *H. nana*, *H. diminuta*, *D. caninum*. Biorą udział w rozprzestrzenianiu czynników etiologicznych dżumy oraz wysypkowego duru endemicznego szczurzego. *C. felis* mają istotniejsze znaczenie medyczne, ponieważ w strefie tropikalnej i subtropikalnej są wektorami *Bartonella henselae* oraz *Rickettsia felis* [6, 22, 31].



Rycina 9. *Ctenocephalides canis*: samica (G. Karbowski).

• ***Nosopsyllus fasciatus* (Pchła szczurza, europejska)**

Występowanie: gatunek kosmopolityczny [6, 22, 31].

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: osobnik dorosły (samica lub samiec) (tab. I).

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza form rozwojowych znajdujących się w preparacie mokrym.

Znaczenie medyczne: na człowieku pasożytuje rzadko, jednakże jej ukłucia są bolesne, a wokół miejsca pobierania pokarmu, po ok. 5-30 minutach, tworzy się bąbel, który w ciągu ok. 12-24 godzin może przejść w zmianę brodawkową. Odczuwany jest świąd o różnym nasileniu, a reakcja alergiczna może utrzymywać się ponad tydzień. Uważa się, że *N. fasciatus* stosunkowo rzadko przenosi czynnik etiologiczny dżumy, natomiast jest wektorem *S. typhi*, *F. tularensis* oraz *Trypanosoma lewisi* (u szczurów). Może być także żywicielem pośrednim tasiemca *H. diminuta* [6, 31, 32]. Należy zwrócić uwagę na gatunek *Amalareus penicilliger*, który jest pasożytem drobnych gryzoni, bardzo rzadko człowieka, ale może być mylony z *N. fasciatus* [33].

• ***Culex pipiens* (Komar kłujący)**

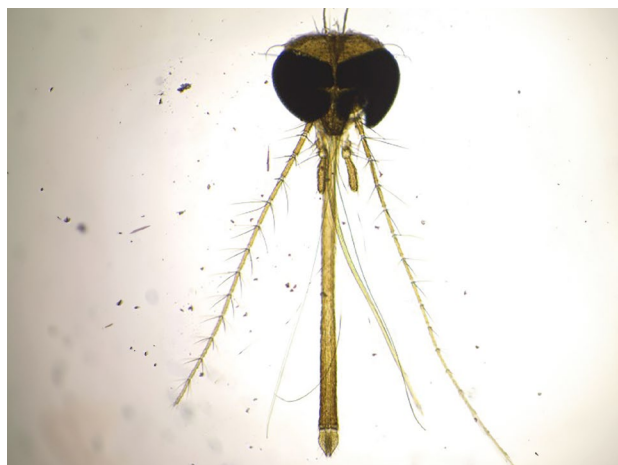
Występowanie: szeroki zasięg geograficzny, obejmujący regiony w klimacie umiarkowanym, w całej Europie, Azji i Australii, a także na wysokościach w Afryce i Ameryce. Jest to najczęściej spotykany gatunek komara w Polsce [3, 4].

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: osobniki dorosłe (samice) (ryc. 10, tab. I).

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza form rozwojowych znajdujących się w preparacie mokrym. Można wykonać preparat stały.

Znaczenie medyczne: bezpośrednią konsekwencją pasożytowania są miejscowe stany zapalne skóry, świąd, reakcje alergiczne [5, 6]. Ponadto owady te, w zależności od regionu geograficznego, przenoszą patogeny chorób transmisyjnych, takich jak np. wirus Zachodniego Nilu (WNV, *West Nile virus*), wirus japońskiego zapalenia mózgu (JEV), wirusy Usutu i Sindbis oraz mikrofilarie np. *Wuchereria bancrofti* (głównym wektorem jest *C. quinquefasciatus*) [5, 6].

Są także wektorami *Dirofilaria repens*, *D. immitis*.



Rycina 10. *Culicidae* – aparat gębowy kłująco-ssący (A. Kaczmarek).

• ***Anopheles maculipennis* (Komar widliszek)**

Występowanie: występuje w krajach strefy tropikalnej, subtropikalnej, a także w Europie i południowo-zachodniej Azji [5, 6].

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: osobniki dorosłe (samice); (ryc. 11, tab. I).

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza form rozwojowych znajdujących się w preparacie mokrym. Można wykonać preparat stały.

Znaczenie medyczne: główny przenosiciel zarodźców malarii (*Plasmodium vivax*, *P. ovale*, *P. falciparum*, *P. malariae*). Bezpośrednie konsekwencje pasożytowania nie

są znaczące i związane są ze świadem występującym w miejscu pobierania pokarmu oraz odczynami alergicznymi. Miejsca drapania mogą być wrotami wtórnych zakażeń bakteryjnych [5, 6].



Rycina 11. *Anopheles maculipennis*: samica (A. Pawełczyk).

• ***Neotrombicula autumnalis* (Śwędzik jesienny)**

Występowanie: Ameryka Północna, Afryka Północna, Azja Zachodnia i Środkowa, Europa, w tym Polska. Preferuje miejsca, takie jak: wilgotne łąki, pastwiska, pola uprawne, skraje lasów. Największą aktywność wykazuje późnym latem i jesienią (stąd nazwa *autumnalis*). Larwy oczekują na żywiciela, bytując w ściółce roślinnej i trawie (na terenach rolniczych, w ogrodach i parkach) [34].

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: larwa (jedyne stadium pasożytnicze).

Metoda identyfikacji: badanie mikroskopowe zeszkrobiny skóry pobranych z 3-5 różnych miejsc zmienionych chorobowo (najczęściej zlokalizowanych na brzuchu, biodrach, kończynach, pośladkach) [4, 34].

Znaczenie medyczne: pasożytem jest tylko stadium larwalne, które atakuje ssaki (w tym człowieka), ptaki, a czasem gady. Larwy nie piją krwi, lecz wprowadzają enzymy trawienne do skóry, powodując miejscowe rozpuszczanie tkanek, które następnie wysysają. Mechanizmy patogenetyczne są związane z bezpośrednim oddziaływaniem (toksycznym, alergizującym) na żywiciela związków znajdujących się w ślinie ektopasożyta. *N. autumnalis* wywołuje chorobę zwaną trombikulozą, może być też przyczyną wtórnych zakażeń bakteryjnych [6, 34, 35].

• ***Culicoides pulicaris***

Występowanie: gatunek szeroko rozprzestrzeniony w Europie, w tym w Polsce. Zasiedla wilgotne łąki, brzegi zbiorników wodnych, torfowiska, pastwiska.

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: najczęściej osobniki dorosłe (samice), które mają charakterystyczne plamki na skrzydłach. Sporadycznie larwy w próbkach wody i podłoża organicznego.

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza form rozwojowych. Preparat suchy lub mokry. Podczas identyfikacji bierze się pod uwagę cechy morfologiczne, takie jak: wielkość i barwa ciała, obecność i ułożenie plamek na skrzydłach, kształt czułków i tarczki (*scutum*).

Znaczenie medyczne: pasożytują tylko samice. Powodują bolesne ukłucia. U pacjentów obserwuje się miejscowy rumień, skórne reakcje alergiczne. Nie przenosi istotnych dla ludzi patogenów.

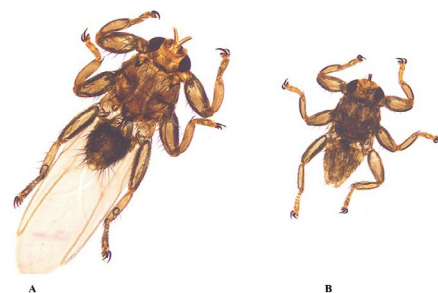
• ***Lipoptena cervi* (Strzyżak jelenica)**

Występowanie: Ameryka Północna (USA, Kanada), gatunek szeroko rozpowszechniony w strefie umiarkowanej Eurazji, pospolita w Polsce.

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: samice (ryc. 12).

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza form rozwojowych. Preparat suchy lub mokry.

Znaczenie medyczne: jest przyczyną pierwotnych i wtórnych reakcji alergicznych. Po ukąszeniu na skórze powstaje swędząca grudka utrzymująca się od 3 tygodni do roku w wyniku wtórnej reakcji alergicznej. Silnie swędzące, rumieniowate zmiany skórne mogą się utrzymywać przez kilka miesięcy [6, 35].



Rycina 12. *Lipoptena cervi*: (A) Postać dorosła; ze skrzydłami; (B) Postać dorosła bez skrzydeł (A. Kaczmarek).

• ***Wohlfartia magnifica* (Ścierwica duża)**

Występowanie: w Europie Południowej i Wschodniej, także w Polsce (bardzo rzadko spotykana tylko na obszarze Tatr) oraz w krajach Afryki Północnej i w Środkowej Azji [5, 6].

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: larwy po ekstrakcji z jam skórnych.

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza preparatów mokrych lub stałych.

Znaczenie medyczne: samice pasożyta rodzą larwy obok naturalnych otworów ciała (oczu, uszu, nosa) lub ran swoich żywicieli (zwierząt kręgowych, w tym także

człowieka). Larwy wnikają do żywych tkanek, powodując bolesną muszycę z towarzyszącymi jej zgorzelami i ropniami. Stawonogi te są między innymi przyczyną muszycy ocznej – zewnętrznej (zarażenia zewnętrżnych tkanek) lub wewnętrznej (larwy zlokalizowane w komorze przedniej oka, ciełe szklistym, pod siatkówką, w nerwie wzrokowym). W przebiegu pasożytności obserwuje się także wtórne zakażenia bakteryjne i grzybicze [5, 6]. Znane są także przypadki śmiertelne [5, 6]. Gatunek uważany za jednego z najgroźniejszych pasożytów człowieka w Europie.

• ***Tabanus bovinus* (Bąk bydlęcy)**

Występowanie: w Europie, w tym w Polsce, w okolicach pastwisk, lasów, łąk [36, 37].

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: samice.

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza form rozwojowych. Preparat suchy lub mokry.

Znaczenie medyczne: dorosła samica odżywia się krwią, podczas żerowania nacina skórę, tworząc bolesne ranki, często z następującym obrzękiem i odczynem zapalnym. Ma ograniczone znaczenie medyczne.

• ***Haematopota pluvialis* (Jusznica deszczowa)**

Występowanie: głównie w Europie, w tym w Polsce (jest najbardziej rozpowszechnionym przedstawicielem rodzaju *Haematopota*, jeden z najczęściej spotykanych w naszym kraju [37]).

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: samice.

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza form rozwojowych. Preparat suchy lub mokry.

Znaczenie medyczne: dorosłe samice odżywiają się krwią (hematofagi) zwierząt stałocieplnych, także ludzi. Ich ukłucia są bolesne, obserwuje się miejscowe zaczerwienienie skóry i obrzęk. U osób wrażliwych mogą być przyczyną nadwrażliwości typu I o gwałtownym przebiegu, ze względu na możliwość masowego ataku [6, 37, 38].

• ***Stomoxys calcitrans* (Bolimuszka, Mucha stajenna)**

Występowanie: gatunek kosmopolityczny, synantropijny, powszechnie występujący, także w Polsce [6, 39].

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: larwy lub osobniki dorosłe.

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza preparatów mokrych lub stałych.

Znaczenie medyczne: pasożyt często atakuje masowo,

powoduje bolesne ukłucia, jest przyczyną muszycy u ludzi i zwierząt. Postacie larwalne są fakultatywnymi pasożytami, które żerują w ranach żywicieli lub na ich szczątkach. Są przenosicielami czynników chorobowych, takich jak: *F. tularensis*, *Mycobacterium leprae*, *Bacillus anthracis*, *S. calcitrans* [5, 6, 39].

4.1.2. Gatunki niewystępujące w Polsce

Arachnidae (Pajęczaki)

• ***Haemaphysalis concinna* (Kleszcz nożycogłazszczki)**

Występowanie: występuje w Eurazji, natomiast w ciągu ostatnich kilku lat sporadycznie obserwowany także w Polsce [5, 6].

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza preparatów mokrych lub suchych. Można wykonać preparaty stałe [22, 27]. W przypadku identyfikacji gatunkowej *Haemaphysalis* spp., przydatne, a czasem konieczne, są klucze morfologiczne lub analiza molekularna (np. PCR, sekwencjonowanie genów mitochondrialnych) [27].

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: najczęściej nimfy i postacie dorosłe, rzadziej larwy (tab. II).

Znaczenie medyczne: w wyniku pasożytności obserwuje się miejscowe zmiany skórne, rzadziej odczyny alergiczne. Jest wektorem wielu patogenów, np.: *Coxiella burnetii*, *Francisella tularensis*, *Neoehrlichia mikurensis*, *Rickettsia heilongjiangensis*, *R. raoultii*, *R. sibirica*, *R. helvetica*, *R. koellianii*, *R. tarasevichiae*, *Babesia divergens* czy *B. microti*.

Insecta (Owady)

• ***Triatoma infestans* (Triatoma napastliwa)**

Występowanie: preferuje suche, ciepłe rejony o klimacie subtropikalnym i umiarkowanym. Występuje w krajach Ameryki Południowej – Boliwii (epicentrum obecnego występowania), Paragwaju, Argentynie (szczególnie północna i środkowa część), Peru (regiony południowe) – Ameryce Środkowej, Afryce, na Jawie [3, 4]. Jest to gatunek silnie synantropijny, najczęściej lokalizuje się w: glinianych ścianach domów i szczelinach dachów krytych strzechą, stodołach, zagrodach dla zwierząt, spiżarniach, szczelinach mebli i podłóg w ubogich domostwach.

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: osobniki dorosłe, nimfy i larwy (tab. II).

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa (mikroskop stereoskopowy) analiza form rozwojowych znajdujących się w preparacie mokrym. W przypadku larw można wykonać preparaty stałe.

Znaczenie medyczne: ukłucia są niebolesne, z nasilającym się miejscowym świądem, obserwuje się występowanie silnych odczynów alergicznych. *Triatoma* są wektorami *Trypanosoma cruzi*. Występujące w odchodach świdrowce są wcierane (podczas drapania) w uszkodzoną skórę żywiciela, w miejscu ukąszenia [5, 6, 32, 40]. Owady te są głównym celem programów eliminacyjnych choroby Chagasa w Ameryce Południowej (np. w Chile rozprzestrzenianie się tych *Triatoma* jest pod kontrolą).

• ***Rhodnius prolixus* (Pluskwa całująca)**

Występowanie: głównie w tropikalnych rejonach Ameryki Łacińskiej, a także w Ameryce Środkowej i północnej części Ameryki Południowej [6, 40].

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: osobniki dorosłe i larwy (tab. II).

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa (mikroskop stereoskopowy) analiza form rozwojowych znajdujących się w preparacie mokrym. W przypadku larw można wykonać preparaty stałe.

Znaczenie medyczne: ukłucia obserwowane są najczęściej w okolicach ust (stąd nazwa zwyczajowa pluskwa całująca – *kissing bugs*). Jest to jeden z najważniejszych biologicznych wektorów *T. cruzi*, czynnika etiologicznego choroby Chagasa [6, 40].

Jest także wektorem *T. rangeli*, która jest niepatogenna dla ludzi, ale może utrudniać diagnostykę, ze względu na morfologiczne podobieństwo do *T. cruzi* oraz częste współzarażenia stwarzające możliwość reakcji krzyżowych w testach diagnostycznych [41].

• ***Xenopsylla cheopsis* (Pchła szczurza tropikalna)**

Występowanie: zasiedla kraje strefy zwrotnikowej i subtropikalnej (Indie, Bliski Wschód, Afryka, Ameryka Środkowa i Południowa, Azja Południowo-Wschodnia).

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: osobnik dorosły (samica lub samiec) (tab. II).

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza form rozwojowych znajdujących się w preparacie mokrym.

Znaczenie medyczne: powoduje dotkliwie pokłucia, a także reakcje alergiczne. Jest przede wszystkim wektorem *Yersinia pestis* oraz *Rickettsia typhi* [6].

• ***Aedes aegypti* (Komar doskwierz)**

Występowanie: Afryka Subsaharyjska, Ameryka Łacińska, Azja Południowa i Południowo-Wschodnia, Wyspy Pacyfiku, południowa część Europy [5, 6].

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: osobniki dorosłe (samice) (tab. II).

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza form rozwojowych znajdujących się w preparacie mokrym. Można wykonać preparat stały.

Znaczenie medyczne: pasożytowanie (często masowe) jest przyczyną silnych stanów zapalnych i reakcji alergicznych. Komary są wektorami patogenów, takich jak np.: *Dengue virus* (DENV 1-4), *Zika virus* (ZIKV), *Chikungunya virus* (CHIKV), *Yellow fever virus* (YFV) [5, 6].

• ***Forcipomyia sibirica* (Kuczman syberyjski)**

Występowanie: Alaska, Azja Północna (Syberia, Mongolia, Kazachstan), północna Skandynawia (Norwegia, Szwecja, Finlandia); typowe siedliska to: tundra, tajga, torfowiska, podmokłe lasy.

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: najczęściej dorosłe osobniki (samice), czasem larwy z próbek gleby lub wody.

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza *scutum*, głaszczek, skrzydeł (małe, podługne, proporcjonalne do ciała, stanowiące ok. 1,5-2 mm jego długości całkowitej, zaokrąglone na końcach, z ciemnymi plamkami, w charakterystycznym, asymetrycznym układzie, typowym dla gatunku), ciała (koloru ciemnobrązowego, ciemnoszarego). Można wykonać preparaty suche (owady złapane w pułapki) lub mokre (owady przechowywane w alkoholu).

Znaczenie medyczne: pasożytują wyłącznie samice. Są przyczyną bolesnych ukłuć, z obserwowanym rumieniem, świądem. Obserwuje się alergię skórne. Jest to najbardziej agresywny dla ludzi gatunek rodzaju *Forcipomyia*. Reakcje skórne mogą utrzymywać się nawet do 2 tygodni. Nie jest wektorem istotnych patogenów [42].

• ***Simulium (Odagmia) ornatum S. damnosum* (Meszki)**

Występowanie: na Wyspach Kanaryjskich, Azorach, Maderze, Wyspach Zielonego Przylądka, w krajach Afryki powyżej zwrotnika Raka, poza pasem przybrzeżnym Półwyspu Arabskiego, na Wyspach Japońskich, w Azji Mniejszej i Azji (regiony Azji, położone na północ od Himalajów) [4]. Obecne są także w Europie. W Polsce ten gatunek nie występuje, natomiast gatunki *S. reptans* czy *S. maculatum* spotyka się w części południowej kraju, głównie w Karpatach i Beskidach, w okolicach wartkich, czystych rzek, strumieni i potoków (idealne siedlisko dla larw) [5, 6, 43, 44].

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: osobniki dorosłe – pasożytują samice (larwy i poczwarki są wolnożyjące) (tab. II).

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza form rozwojowych. Preparat suchy lub mokry. Rzadko bezpośrednio identyfikowane, rozpoznanie pasożytowania przeprowadza się zwykle na podstawie objawów klinicznych.

Znaczenie medyczne: konsekwencją pasożytowania mogą być ostre, zapalne, ropne i martwicze lub alergiczno-obrzękowe reakcje skórne. Substancje zawarte w ślinie meszek, wprowadzane przez samice podczas pobierania krwi od kręgowców, powodują symuliozę (simuliotoksykozę), w przebiegu której może dojść do wstrząsu anafilaktycznego zarówno u ludzi, jak i zwierząt [44]. Niektóre gatunki *Simulium* spp. są wektorami pasożytów, np. *S. ornatum*, *Simulium damnosum* – wektory *Onchocerca volvulus*. Znaczenie medyczne gatunków *Simulium* spp. występujących w Polsce wynika z ich bezpośredniego pasożytowania [44].

• *Phlebotomus papatasi* (Moskit)

Występowanie: występują w południowej Europie, Afryce, Azji, Ameryce Południowej [5, 6]. Osobniki dorosłe oraz larwy gnieźdzą się w przedścionkach mieszkań, szopach, nawozie, pod kamieniami i w śmietnikach [6].

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: samice.

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza form rozwojowych. Preparat suchy lub mokry.

Znaczenie medyczne: mogą atakować masowo, prowadząc do silnych reakcji alergicznych. W miejscach pokłucia odczuwana jest bolesność z widocznym zaczerwienieniem i opuchlizną, które mogą utrzymywać się ponad 30 dni. Możliwe występowanie silnych reakcji alergicznych. Są wektorami *Leishmania donovani* oraz *L. tropica*, a także przyczyną choroby wirusowej – gorączki papataci (gorączki trzydniowej) [5, 6].

• *Lutzomyia verrucarum*

Występowanie: w Ameryce Środkowej i Południowej, gatunek endemiczny dla Peru (region andyjski, 1000-3000 m n.p.m.), występuje również w Ekwadorze i Boliwii (rzadziej). Preferuje środowisko górskie, chłodniejsze i wilgotne, w pobliżu siedzib ludzkich.

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: samice.

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza form rozwojowych. Preparat suchy lub mokry.

Znaczenie medyczne: główny wektor *Leishmania peruviana* (wywołuje leiszmaniozę skórną andyjską [*Andean cutaneous leishmaniasis*]), ale też *L. braziliensis*, *L. guyanensis* czy *Bartonella bacilliformis* (udział w transmisji z małp i psów na ludzi) [4, 45].

• *Chrysops* spp.

Występowanie: niemal kosmopolitycznie, najliczniej w: Ameryce Północnej (głównie *Chrysops callidus*, *C. niger*), a także Europie, Azji, Afryce Środkowej i Australii. Preferują lasy deszczowe, tereny podmokłe, wilgotne łąki, torfowiska, okolice zbiorników wodnych, gdzie rozwijają się larwy [46]. W Polsce spotyka się *Ch. caecutiens*, *Ch. relictus*, *Ch. vidatus*, *Ch. sepulchralis* [5, 6].

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: samice.

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza form rozwojowych. Preparat suchy lub mokry.

Znaczenie medyczne: dorosła samica odżywia się krwią. Podczas żerowania nacina skórę, tworząc bolesne rany, często z narastającym obrzękiem i odczynem zapalnym. W strefie tropikalnej *Ch. dimidiata* i *Ch. silacea* są przenosicielami nicieni *Loa loa* [6]. Występujące gatunki *Chrysops* spp. w Polsce nie mają znaczenia w transmisji patogenów.

• *Glossina* spp.

Występowanie: Afryka Zachodnia (Nigeria, Ghana, Wybrzeże Kości Słoniowej, Sierra Leone, Liberia), Afryka Środkowa (Kamerun, Kongo, RPA), Afryka Wschodnia (Uganda, zachodnia część Kenii).

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: osobniki dorosłe (samce i samice).

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza form rozwojowych. Preparat suchy lub mokry.

Znaczenie medyczne: podczas pasożytowania owad powoduje bolesne ukłucia, obserwuje się także występowanie reakcji alergicznych. Jest przenosicielem świdrowca gambijskiego [4, 47]. *Glossina palpalis*, *G. fuscipes*, *G. tachinoides* – wektory *Trypanosoma brucei gambiense*; *G. morsitans*, *G. pallidipes*, *G. swynnertoni* – wektor *T. b. rhodesiense*; *G. fuscus* – wektory *T. congolense*, *T. vivax*, *T. brucei* (patogenów trypanosomoz zwierzęcych); *G. brevipalpis*, *G. longipennis* – wektor *T. congolense* (czynnik etiologiczny choroby bydła).

4.2. Stawonogi pasożytujące w skórze i warstwie podskórnej

Podczas pasożytowania stawonogów, lokalizujących

się w naskórku czy tkankach, obserwuje się często zmiany chorobowe na skórze, reakcje alergiczne (miejscowe lub uogólnione), będące następstwem odpowiedzi immunologicznej na toksyny lub inne alergeny wprowadzone do organizmu żywiciela podczas pasożytowania [5, 6].

Z uwagi na zróżnicowanie systematyczne przynależność opisanych gatunków do poszczególnych taksonów przedstawiono w tabeli III.

4.2.1. Gatunki występujące w Polsce

Arachnidae

• *Demodex brevis* (Nużeniec krótki), *D. folliculorum* (Nużeniec ludzki)

Występowanie: gatunki kosmopolityczne [5, 6].

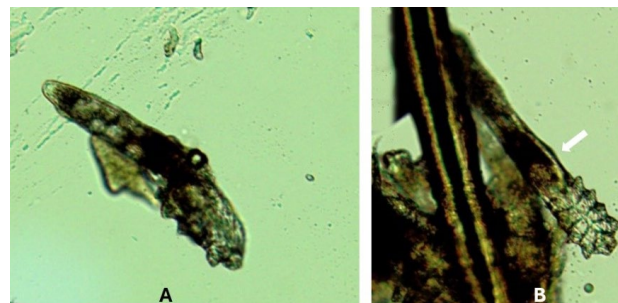
Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: larwa, protonimfa, tritonymfa, postać dorosła (ryc. 13).

Metoda identyfikacji: w przypadku *D. brevis* to mikroskopowa analiza wyciśniętej na szkiełko podstawowe zawartości przewodów łojowych, które należy zmacerować w 10% KOH lub kwasem mlekowym i obejrzeć pod mikroskopem bądź sporządzić preparaty trwałe z zastosowaniem płynu Hoyer'a. W przypadku *D. folliculorum* na szkiełku podstawowym (w kropli 4-5% KOH lub NaOH) umieszcza się rzęsy i/lub brwi. Preparat można oglądać od razu, można też utwardzić (umieścić w kropli płynu Hoyer'a na 4-6 godz. w 40-50°C). W prześwietlonym preparacie widoczne będą szczegóły budowy morfologicznej [48].

Wystandaryzowaną metodą diagnostyczną nużycy, w przypadku obydwu gatunków, jest biopsja powierzchni skóry (SSSB), która polega na określeniu liczby pasożytów/1 cm³ skóry. Za wskaźnik patogenności przyjmuje się 5 nużeńców. W dniu badania pacjent nie powinien stosować żadnych kosmetyków na twarz [29].

„Złoty standard” diagnostyczny: wykrycie larw, nimf i postaci dorosłych w preparacie bezpośrednim z powierzchni zmian skórnych, w wydzielinie z gruczołów łojowych, na rzęsach lub brwiach oraz mieszkach włosowych [29, 48, 49].

Znaczenie medyczne: pasożyty najczęściej nie powodują zmian patologicznych. Konsekwencją inwazji mogą być trądzik, zaskórniki i rozszerzenie torebek włosowych. W przypadku umiejscowienia pasożyta w torebkach rzęs może dochodzić do zapalenia spojówek. Nużeńce występują na całym świecie [48, 49].



Rycina 13. *Demodex folliculorum*: (A) Osobnik dorosły; (B) Osobnik dorosły na włosie (K. Goździk).

• *Sarcoptes scabiei* (Świerzbowiec ludzki)

Występowanie: gatunek kosmopolityczny.

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: jaja, larwy, nimfy, samice.

Metoda identyfikacji: badanie mikroskopowe zeszkrobiny skóry pobranych z obrzeża 5 różnych miejsc zmienionych chorobowo (np. z okolic pomiędzy palcami rąk, nadgarstków, podbrzusza, piersi, okolic intymnych). Zeszkrobiny należy wytrawić w 10% KOH. Preparaty należy wykonać, wykorzystując olej mineralny.

Uwaga: W przypadku badań histopatologicznych, w których uszkodzeniu uległa struktura morfologiczna ektopasożytów, istotną cechą odróżniającą *Sarcoptes* sp. od *Demodex* spp. jest miejsce lokalizacji – *Sarcoptes* sp. zwykle bytuje w wydrążonych podczas pasożytowania „norach” skórnych, podczas gdy *Demodex* spp. występuje w gruczołach łojowych i mieszkach włosowych [5, 6, 29].

„Złoty standard” w diagnostyce: znalezienie świerzbowców, jaj lub kuleczek odchodów w preparacie bezpośrednim z powierzchni zmian skórnych (zeszkrobiny, usunięcie igłą samicy widocznej na końcu korytarza, jako biały lub szary punkcik); pomocne może być również badanie dermatoskopowe [29].

Znaczenie medyczne: pasożyt jest czynnikiem etiologicznym świerzbu. Podczas inwazji, w następstwie reakcji alergicznej, pacjent odczuwa świąd, który nasila się w porze nocnej, podczas rozgrzania ciała, szczególnie w czasie reinwazji. Na skórze, wokół drążonych przez świerzbowce „korytarzy”, obserwuje się opuchliznę i zaczerwienienie. Intensywność objawów klinicznych jest uzależniona od stanu układu odpornościowego pacjenta [6, 38].

4.2.2. Gatunki niewystępujące w Polsce

• *Tunga penetrans* (Pchła piaszkowa)

Występowanie: głównie w regionach tropikalnych i subtropikalnych, krajach Ameryki Łacińskiej, Afryki

subsaharyjskiej oraz w Indiach (rzadko), na Filipinach (pojedyncze przypadki), w rejonach Karaibów i u wybrzeży Pacyfiku. W Polsce naturalnie nie występuje (stwierdza się przypadki zawleczenia). Typowe siedliska bytowania to: piaszczyste gleby (suche, odsłonięte, ubite), w pobliżu ludzi (podłogi domostw, podwórza, zagrody) czy zagród zwierząt [50].

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: osobniki dorosłe pasożytujące w skórze żywiciela.

Metoda identyfikacji: dermatoskopowa, preparat histopatologiczny (makro- i mikroskopowa analiza form rozwojowych znajdujących się w preparacie mokrym).

Znaczenie medyczne: powoduje chorobę zwaną tungiozą, która może prowadzić do poważnych powikłań miejscowych i ogólnoustrojowych. W miejscu występowania pasożyta stwierdza się martwicę skóry oraz ból (pod paznokciami nóg). Obserwowanymi powikłaniami pasożytowania są miejscowe obrzęki i owrzodzenia, a także zakażenia tęrczem czy gangrena, mogące prowadzić do amputacji całej kończyny [5, 6, 29, 50].

• *Cordylobia antropophaga* (Mucha tumbu)

Występowanie: głównie w Afryce Subsaharyjskiej (Kamerun, Nigeria, Ghana, Togo, Uganda, Kenia, Zambia, Kongo), ale jej zasięg obejmuje także kraje Afryki Wschodniej (Etiopia, Somalia), Afryki Zachodniej, znane są przypadki zawleczenia do USA [6].

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: larwy.

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza preparatów mokrych lub stałych.

Znaczenie medyczne: larwy są przyczyną muszycy niewędrującej czyrakowatej. U żywiciela, w miejscu pasożytowania, pod skórą, tworzy się bolesny, tkliwy guz pasożytniczy, na miejscu którego (po wypadnięciu larw) powstaje najczęściej ropień. Po przebyciu inwazji obserwuje się odporność żywiciela na kolejne zarażenia [51].

• *Cuterebra myiasis*

Występowanie: na terenie Ameryki Północnej i Południowej, Australii i Oceanii [6, 52].

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: larwy po ekstrakcji z jam skórnych.

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza preparatów mokrych lub stałych.

Znaczenie medyczne: jest przyczyną podskórnych ropni zlokalizowanych na twarzy, skórze głowy, szyi, ramionach lub klatce piersiowej [6, 52].

• *Dermatobia hominis* (Muchówka ludzka/torsalo)

Występowanie: gatunek neotropikalny, występuje od Meksyku po Amerykę Południową [6].

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: larwy po ekstrakcji z jam skórnych.

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza preparatów mokrych lub stałych.

Znaczenie medyczne: w wyniku inwazji na skórze pacjenta obserwuje się twardą (czasem bolesną i swędzącą), uniesioną zmianę skórną z centralną martwicą. Najczęściej zlokalizowana jest na kończynach, rzadziej na narządach płciowych, skórze głowy, piersi i oku. Zdarza się, że podczas kąpieli albo zakrywania rany pacjenci mogą wyczuwać poruszające się larwy [6].

4.3. Stawonogi niebędące pasożytami człowieka o znaczeniu medycznym i epidemiologicznym

Należy zwrócić uwagę, że wśród stawonogów, które mogą być dostarczone do identyfikacji do laboratorium parazytologicznego, zdarzają się osobniki (głównie larwy) należące do gatunków niebędących pasożytami. Mogą one stanowić zagrożenie zdrowotne ludzi poprzez rozwój reakcji nadwrażliwości, a także mechaniczne przenoszenie patogenów oraz kontaminację żywności czy powierzchni w przestrzeni publicznej [53, 54].

Mogą to być np. gatunki:

- roztoczy pasożytów lub komensali zwierząt (ptaków lub ssaków) znajdowane u ludzi przypadkowo, np. *Acarus siro* (rozkruszek mączny);
- stawonogów pasożytujących na zwierzętach dzikich (jelenie, sarny) lub udomowionych (owce, bydło, konie), które w sporadycznych przypadkach mogą pasożytować na człowieku, np. *Gasterophilus intestinalis* (giez jelitowy) czy *Hypoderma bovis* (giez bydłowy) [5];
- których stadia rozwojowe żerują na martwej materii organicznej, przypadkowo lokalizujące się u ludzi np. będące mechanicznymi wektorami patogenów, np. *Musca domestica*;
- będące szkodnikami spożywczymi, które w sporadycznych sytuacjach mogą przejawiać zachowania pasożytnicze, np. występujący w bliskim sąsiedztwie człowieka *Blattella germanica* (prusak) czy w magazynach *Acarus siro*;

- żerujące na martwej materii organicznej, np. larwy chrząszczy z gatunku *Dermestes lardarius*, po kontakcie z ludźmi mogą być przyczyną reakcji alergicznych.

• ***Dermatophagoides farinae***

Występowanie: gatunek kosmopolityczny, synantropijny [53, 55, 56].

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: osobniki dorosłe.

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza preparatów mokrych lub suchych, można wykonać preparaty stałe.

Znaczenie medyczne: roztocze występujące w kurzu domowym oraz produktach pochodzenia roślinnego, a także w produktach mącznych. Następstwem kontaktu z alergenami roztocza mogą być silne odczyny alergiczne, takie jak np. nieżyt nosa, napady astmy oraz objawy atopowego zapalenia skóry [55, 56].

• ***Acarus siro* (Rozkruszek mączny)**

Występowanie: gatunek pospolicie występujący na świecie, synantropijny [4, 30, 57].

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: osobniki dorosłe.

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza preparatów mokrych lub suchych, można wykonać preparaty stałe.

Znaczenie medyczne: żeruje w wielu produktach spożywczych (ser, ziarno, kasza, mąka), głównie magazynowanych, wyrządzając poważne szkody gospodarcze. U ludzi powoduje silne reakcje alergiczne, takie jak np.: zmiany skórne, egzemę, świąd, zapalenie spojówek, nieżyt nosa, astmę oskrzelową, które są odpowiedzią na znajdujące się w pyłach alergeny [6, 56, 58].

• ***Lucilia sericata* (Mucha zielona)**

Występowanie: gatunek kosmopolityczny.

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: najczęściej larwy, a także poczwarki i osobniki dorosłe.

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza preparatów mokrych lub stałych.

Znaczenie medyczne: możliwe jest przygodne pasażowanie larw owadów w przewodzie pokarmowym człowieka [5, 6]. Odgrywa istotną rolę w medycynie sądowej, weterynarii oraz, co szczególnie istotne, w medycynie klinicznej, zwłaszcza w leczeniu ran [5, 6].

• ***Fannia canicularis* (Muszka jesienna)**

Występowanie: gatunek kosmopolityczny.

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: samice, larwy.

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza form rozwojowych. Preparat suchy lub mokry.

Znaczenie medyczne: larwy żerują na martwej materii organicznej, mogą być pasożytami przypadkowymi ludzi i zwierząt, powodując muszycę [6, 56].

• ***Calliphora vicina* (Mucha plujka)**

Występowanie: gatunek kosmopolityczny, występuje zwykle w klimacie umiarkowanym [2, 6].

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: najczęściej larwy, a także poczwarki i osobniki dorosłe.

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza preparatów mokrych lub stałych.

Znaczenie medyczne: larwy lokalizują się w ranach, ropiejących wrzodach skórnych, w uszkodzonych jelitach i mięśniach. Odżywiają się produktami żywnościowymi (które zanieczyszczają), a także tkankami zwłok ludzkich lub padłych zwierząt, natomiast osobniki dorosłe odżywiają się ropą i krwią z ran. Powodują muszycę [2, 5, 6]. Stawonogi są ważne w medycynie sądowej, ponieważ obecność muchy w zwłokach może pomóc w określeniu czasu śmierci w ramach dochodzeń sądowych.

• ***Paederus fuscipes***

Występowanie: szeroko rozpowszechniony w strefie tropikalnej i subtropikalnej, występuje również w cieplejszych rejonach strefy umiarkowanej. W Europie, w krajach, takich jak: Hiszpania, Grecja, Turcja, Węgry, Rumunia. Spotykany także w Polsce, w zachodniej części kraju. Zamieszkuje: wilgotne łąki, brzegi rzek i stawów, tereny uprawne (np. kukurydza, warzywa), kompostownie, szklarnie, obrzeża pól [54].

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: larwy, osobniki dorosłe.

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza preparatów mokrych lub suchych, można wykonać preparaty stałe.

Znaczenie medyczne: na skutek przypadkowego zgnicenia poruszającego się po skórze chrząszcza, dochodzi do uwolnienia hemolimfy zawierającej toksyczną pederynę, która u ludzi wywołuje zapalenie skóry obejmujące: rumień, pęcherze, martwicę naskórka, błon śluzowych lub świąd (*dermatitis linearis*), u zwierząt gospodarskich jest przyczyną zatrucia pokarmowych [47]. *Paederus*

fuscipes jest owadem nocnym, którego przyciągają źródła światła (wlatuje np. do domów czy szklarni) [54].

• ***Gasterophilus intestinalis* (Giez jelitowy)**

Występowanie: gatunek kosmopolityczny, pospolity w całej Polsce [57].

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: larwy, osobniki dorosłe.

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza preparatów mokrych lub suchych, można wykonać preparaty stałe.

Znaczenie medyczne: gatunek pasożytuje w jelitach koni, natomiast człowiek jest rzadkim żywicielem przypadkowym. U ludzi larwy zwykle osiedlają się pod skórą lub przedostają się do oka, w skrajnych przypadkach prowadząc do ślepoty, rzadziej do przewodu pokarmowego. Pasożytowaniu towarzyszą miejscowe, krwawe zmiany skórne, zaczerwienienie, świąd, ogólny dyskomfort lub reakcje alergiczne [57].

• ***Hypoderma bovis* (Giez bydłęcy)**

Występowanie: jest pospolity w strefie klimatu umiarkowanego.

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: larwy.

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza preparatów mokrych lub suchych, można wykonać preparaty stałe.

Znaczenie medyczne: rzadko pasożytuje u ludzi. Przyczyną muszycy są larwy, które najczęściej lokalizują się w skórze, drażąc widoczne „korytarze” (zespół larwy migrującej: *cutaneous larva migrans*). Pacjent może odczuwać świąd, nierzadko obserwuje się też wtórne zakażenia bakteryjne [5].

• ***Blattella germanica* (Prusak)**

Występowanie: pospolicie na całym świecie, gatunek synantropijny.

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: larwy, osobniki dorosłe samce i samice.

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza preparatów mokrych lub suchych, można wykonać preparaty stałe.

Znaczenie medyczne: owad synantropijny, odżywiający się i zanieczyszczający produkty spożywcze. Występuje najczęściej w: spiżarniach, magazynach, kuchniach, stołówkach, szpitalach. Nie pasożytuje, ale podczas snu ludzi może powodować uszkodzenia ciała, np.

przegryzając skórę (wprowadza ślinę z toksynami) albo błonę bębenkową (po dostaniu się do uszu) [6]. Zdarza się, że karaczany są przynoszone do laboratorium, zwykle w celu odróżnienia od pluskiew.

• ***Musca domestica* (Mucha domowa)**

Występowanie: gatunek kosmopolityczny.

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: larwy, osobniki dorosłe.

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza preparatów mokrych lub suchych, można wykonać preparaty stałe.

Znaczenie medyczne: związane z mechanicznym przenoszeniem wielu gatunków patogenów. Sama nie pasożytuje, ale jej rola w rozprzestrzenianiu zakażeń i skażeniu środowiska jest dobrze udokumentowana. Może być wektorem pasożytów (np. *Cryptosporidium* spp., *Giardia* spp., *Entamoeba histolytica*), bakterii (np. *Salmonella* spp., *Shigella* spp., *Escherichia coli*, *Campylobacter jejuni*) [2, 58, 59].

• ***Clogmia albipunctata* (Muszka kanalizacyjna)**

Występowanie: gatunek kosmopolityczny, występuje we wszystkich strefach klimatycznych, zwłaszcza w miastach.

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: larwy, rzadziej osobniki dorosłe.

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza preparatów mokrych lub suchych, można wykonać preparaty stałe.

Znaczenie medyczne: brak. Larwy te pojawiają się w pobliżu odpływów kanalizacyjnych, prysznicowych lub umywalkowych (ryc. 14). Mogą być także obecne w toaletach, skąd przypadkowo mogą przedostać się do kału, sugerując obecność stawonogów pasożytniczych [60].



Rycina 14. Larwy ćmianek (A. Pawełczyk, materiał udostępniony przez AmerLab sp. z o.o., spin off UW).

• ***Ephestia kuehniella* (Mklik mączny, Mól pszeniczny, Mól przemysłowy), *Ephestia cautella* (Mącznik spichrzowy), *Plodia interpunctella* (Omacnica spichrzanka)**

Występowanie: gatunki kosmopolityczne.

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: larwy (mola pszenicznego są białe z ciemniejszymi końcami, w przypadku *P. interpunctella* są białe, później żółtopomarańczowe, z ciemnymi poprzecznymi paskami), osobniki dorosłe (rzadko spotykane).

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza form rozwojowych pasożytów, po wykonaniu preparatów mokrych lub stałych.

Znaczenie medyczne: są to przede wszystkim gatunki szkodników magazynowych, obecne nie tylko w produktach żywnościowych, lecz także w miejscach ich przechowywania. Najczęstsze problemy zdrowotne obserwowane u ludzi, związane są reakcjami alergicznymi pojawiającymi się w odpowiedzi na białka owadów. Do najczęstszych objawów należą: pokrzywka, wysypki skórne, a także astma [61, 62].

• ***Lepisma saccharina* (Rybnik cukrowy)**

Występowanie: gatunek kosmopolityczny.

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: osobniki dorosłe.

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza form rozwojowych pasożytów, po wykonaniu preparatów mokrych lub stałych.

Znaczenie medyczne: brak. Są odpowiedzialne za zanieczyszczenie żywności czy inne szkody (np. niszczenie papieru), ale nie są ektopasożytami człowieka i nie przenoszą żadnych patogenów. Żywią się materiałem bogatym w polisacharydy – skrobią, cukrami, celulozą, klejami organicznymi, papierem, tapetami, resztkami jedzenia, a także złuszczonej naskórki ludzkiej i kurzem. Bytują w ciepłych, wilgotnych pomieszczeniach, wykazując nocną aktywność. Mogą przeżyć rok bez pożywienia, ich czas życia szacuje się do ośmiu lat. U niektórych osób, zwłaszcza przy dużej inwazji, mogą być przyczyną alergii [63].

• ***Tenebrio molitor* (Mącznik młynarek)**

Występowanie: gatunek kosmopolityczny.

Stadia rozwojowe możliwe do określenia w laboratorium: larwy, rzadziej osobniki dorosłe.

Metoda identyfikacji: makro- i mikroskopowa analiza form rozwojowych pasożytów, po wykonaniu preparatów mokrych lub stałych.

Znaczenie medyczne: nie jest powszechnie związany z reakcjami alergicznymi, jednak u niektórych osób obserwuje się nadwrażliwość na białka owadów, co może prowadzić do reakcji alergicznych (pokrzywka, astma, wysypka). Odżywia się produktami zbożowymi. Larwy są białe, często występują w okolicy produktów spożywczych.

4.4. Larwy much

Zdarza się także, że identyfikacji wymagają larwy różnych gatunków much (*Diptera*). W takim przypadku wystarczające jest wykluczenie stadiów rozwojowych należących do gatunków pasożytniczych człowieka.

Zakażenie żywego człowieka lub innego kręgowca larwami much (*Diptera*) określane jest mianem „myjazy” [64]. Myjaza u ludzi może występować najczęściej w postaciach: skórnej, ran, usznej oraz nosowo-gardłowej. Opisane są także przypadki myjazy odbytniczej, jam ciała, a także myjazy przewodu pokarmowego [64].

Myjazę klasyfikuje się jako:

- obligatoryjną (np. *Chrysomya bezziana*, *Cochliomyia hominivorax*, *Dermatobia hominis*) – larwy do przeżycia i rozwoju wymagają żywej tkanki żywiciela. Nie mogą rozwijać się w środowisku zewnętrznym ani w martwej materii organicznej. Powodują ciężkie postaci myjazy, np. głęboką myjazę skórną lub myjazę ran, czasem z martwicą i wtórnymi infekcjami bakteryjnymi;
- fakultatywną (np. *L. sericata*, *C. vicina*) – larwy zwykle rozwijają się w martwej materii organicznej (np. w padlinie), ale w pewnych warunkach mogą rozwijać się w ranach lub tkankach martwiczych żywego żywiciela. Właściwości tych stawonogów wykorzystywane są w terapii larwalnej;
- przypadkową – larwy przypadkowo połknięte przez żywiciela lub rozwijające się z jaj złożonych w żywej tkance [65].

5. IDENTYFIKACJA WYBRANYCH GATUNKÓW EKTOPASOŻYTÓW Z WYKORZYSTANIEM KLUCZA DO OZNACZANIA STAWONOGÓW

Poprawna identyfikacja stawonogów (w tym ektopasożytów) opiera się zwykle na analizie ich cech

morfologicznych. Najczęściej wykorzystuje się klucze dychotomiczne, oparte na wyborze jednej, poprawnej opcji z dwóch różnych, po czym postępuje się zgodnie z zawartymi w kluczu wytycznymi, aż do ostatniego wyboru, który określa gatunek lub rodzaj analizowanego bezkręgowca.

Tabela IV. Klucz do oznaczania wybranych gatunków ektopasożytów.

Punkt	Opis	Przejdź do punktu
1	1_Odnóża kroczone dobrze wykształcone, długości przynajmniej równej szerokości segmentu, na którym są osadzone, skrzydła obecne lub nie.	2
	2_Odnóża kroczone krótkie lub ich brak, skrzydeł brak.	34
2	1_Odnóży kroczych trzy pary, ciało mniej lub bardziej wyraźnie podzielone na głowę, tułów odwłok, skrzydła obecne lub nie.	3
	2_Odnóży kroczych trzy lub cztery pary, ciało nie jest wyraźnie podzielone na części, skrzydeł brak.	26
3	1_Skrzydła obecne.	4
	2_Skrzydeł brak.	16
4	1_Ciało wyraźnie spłaszczone grzbietowo-brzusznie.	5
	2_Ciało tylko nieznacznie spłaszczone lub nie całkiem spłaszczone.	6
5	1_Ciało krępe, brunatne z czarnymi plamkami na odwłoku, dł. 4-5 mm, nogi rozstawione na boki, czułki krótkie, tworzą pochewkę dla ryjka, jedna para błoniastych skrzydeł zrzucanych po dostaniu się na żywiciela, tułów pokryty szczecinkami – <i>Lipoptena cervi</i> (strzyżak) (ryc. 15).	
	2_Ciało wydłużone, czułki długie, dwie pary skrzydeł, nasadowa część pierwszej pary skrzydeł zgrubiała, skrzydła układają się płasko na odwłoku (ryc. 16).	20
6	1_Owady delikatnej budowy, ciało pokryte włoskami, aparat gębowy typu kłująco-ssącego w postaci wysuniętej do przodu kłujki, czułki cienkie średniej długości lub długie, skrzydła długie, wąskie.	7
	2_Owady mocno zbudowane, aparat gębowy typu gryząco-ssącego, czułki krótkie, pogrubione lub nieznacznie dłuższe od głowy.	11
7	1_Kłujka stosunkowo krótka, nie przekracza długości głowy, ciało owłosione, dł. 2,0- 2,5 mm, owalne skrzydła w spoczynku uniesione do góry – <i>Phlebotomus</i> sp. (moskit).	
	2_Kłujka dłuższa od głowy, ciało pokryte łuskami nadającymi rysunek (ryc. 17).	8 (komar)
8	1_Ciało dł. 3-4 mm, brązowoszare, nogi czarne z białymi pierścieniami u nasady, stopy pozbawione przyłg, odwłok ostro zakończony, u samicy zaopatrzony w przydatki <i>cerci</i> – <i>Aedes</i> sp. (doskwierz).	
	2_Odwłok tępo zakończony, bez przydatków u samicy.	9
9	1_Ciało 10 mm długości, brązowoszare, liczne białe pierścienie na nogach, stopy pozbawione przyłg, biała plama na środkowej linii drugiego tergitu odwłoka – <i>Culiseta</i> .	
	2_Ciało poniżej 10 mm długości, nogi jednolicie ubarwione lub z pojedynczymi, jasnymi pierścieniami.	10
10	1_Ciało brązowoszare dł. 6-8 mm, głaszczki długości kłujki, stopy bez przyłg, tarczka grzbietowa <i>scutellum</i> z równomiernie zaokrągloną tylną krawędzią i jednym rzędem sterczących szczecinek – <i>Anopheles</i> sp. (widliszek).	
	2_Ciało brązowożółte dł. 5-6 mm, głaszczki krótsze od kłujki, stopy zaopatrzone w przyłgi, tarczka grzbietowa <i>scutellum</i> z trójpłatową tylną krawędzią, każdy płat z oddzielnym rzędem sterczących szczecinek – <i>Culex</i> sp. (komar kłujący) (ryc. 18).	



Tabela IV. cd. Klucz do oznaczania wybranych gatunków ektopasożytów.

Punkt	Opis	Przejdź do punktu
11	1_Ciało długości poniżej 10 mm, krępe.	12
	2_Ciało długości powyżej 10 mm, czułki 3- lub 4-członowe zakończone wicią, oczy jaskrawo zabarwione.	14
12	1_Czulki krótsze od głowy.	13
	2_Czulki 13-15-członowe, nieznacznie dłuższe od głowy, ciało ciemnoszare dł. 1-1,5 mm, nogi brązowe, odwłok wąski, skrzydła pokryte włoskami tworzącymi deseń <i>Culicoides</i> (kuczman) (ryc. 17).	
13	1_Ciało ciemno zabarwione, dł. 3,2-4,5 mm, tułów wypukły, z garbem, odwłok szerokości tułowia, czułki krótkie, 9-11-członowe, skrzydła ze zgrubiałymi podłużnymi żyłkami, w spoczynku ułożone daszkowato – <i>Simulium</i> sp. (meszka).	
	2_Ciało krępe, ciemnoszare z czterema podłużnymi pręgami na tułowiu, dł. 6-8 mm, czułki krótkie, trzyczłonowe, oczy duże czerwono-brunatne, skrzydła w spoczynku rozstawione – <i>Stomoxys calcitrans</i> (bolimuszka).	
14	1_Ciało jednolicie szare, golenie I-II pary nóg bez ostróg, czułki dłuższe niż głowa, wić czułkowa 3-członowa, trzon czułków bez zęba, oczy pokryte barwnymi plamami lub smugami, skrzydła z marmurkowatym deseniem, w spoczynku złożone – <i>Haematopota pluvialis</i> (jusznicza deszczowa) (ryc. 19).	
	2_Wiść czułkowa 4-członowa, oczy z przepaską, skrzydła przezroczyste lub z plamkami, w spoczynku lekko rozstawione na boki.	15
15	1_Ciało dł. 20-25 mm, brunatne, tułów pokryty włoskami, odwłok z poprzecznymi jaśniejszymi pierścieniami, golenie I-II pary nóg bez ostróg, czułki długości głowy, oczy z 1-4 przepaskami, skrzydła przezroczyste – <i>Tabanus</i> sp. (bąk) (ryc. 19).	
	2_Ciało dł. 15-20 mm, odwłok z jaśniejszą plamą, golenie III pary nóg z ostrogami, skrzydła z ciemnym deseniem, czułki dłuższe niż głowa, oczy zabarwione w plamy i smugi <i>Chrysops</i> sp. (ślepak) (ryc. 19).	
16	1_Ciało spłaszczone grzbietobrzusnie, nogi haczykowate, stopy zakończone pazurem, który z wyrostkiem goleni tworzy rodzaj szczypiec.	17 (wszy)
	2_Nogi skoczne lub bieżne.	18
17	1_Ciało brudnobiałe dł. 3-4 mm, głowa w przedniej części zwężona, tułów nieco dłuższy niż szeroki, odwłok owalny, dł. 2-4,7 mm – <i>Pediculus humanus capitis</i> (wesz ludzka głowowa), <i>Pediculus humanus corporis</i> (wesz ludzka odzieżowa).	
	2_Ciało dł. 1,5-2,5 mm, głowa w przedniej części zaokrąglona, tułów krótki i szeroki, odwłok szeroki, skrócony. Po bokach ciała przydatki opatrzone wiązką szczecin – <i>Phthirus pubis</i> (wesz łonowa).	
18	1_Nogi bieżne, kłujka ułożona w zagłębieniu po stronie brzusznej.	19
	2_Ciało bocznie spłaszczone, nogi skoczne, kłujka skierowana pionowo w dół.	21 (pchły)
19	1_Ciało dł. 4-5 mm, barwy czerwono-brązowej, owalne, silnie spłaszczone, zwężające się ku przodowi, głowa pięciokątna, czułki czteroczłonowe, tułów nie jest wyraźnie wyodrębniony od odwłoka, skrzydła szczątkowe – <i>Cimex lectularius</i> (pluskwa domowa).	
	2_Ciało wydłużone, głowa wydłużona, tułów wyraźnie wyodrębniony od odwłoka, dorosłe zaopatrzone w skrzydła).	20 (<i>Reduviidae</i>)
20	1_Ciało długości 25-30 mm, pokryte podłużnymi pasami, czułki w pobliżu szczytu głowy, głowa z wyraźną, boczną modelowością za gałką oczną, udo gładkie, obrzeże odwłoka wąskie z lekko zaznaczonymi pierścieniami – <i>Rhodnius</i> (ryc. 16).	
	2_Ciało długości 25-30 mm, w miarę jednolicie ubarwione lub z nielicznymi jaśniejszymi pasami, czułki umieszczone mniej więcej w połowie odległości między wierzchołkami głowy a przednią krawędzią oczu, okolica pozagałkowa bez zgrubień bocznych, udo zaopatrzone w kolce, obrzeże odwłoka szerokie, z wyraźnie wybarwionymi pierścieniami – <i>Triatoma</i> .	

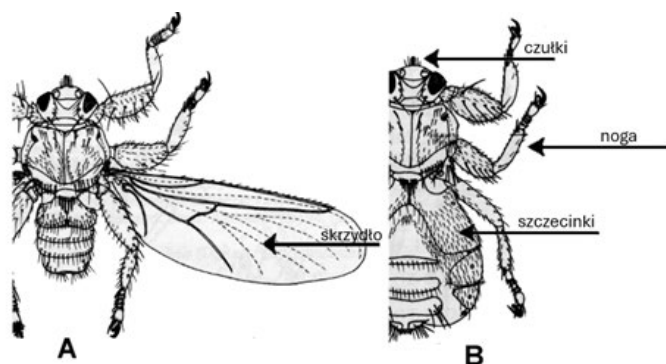
Tabela IV. cd. Klucz do oznaczania wybranych gatunków ektopasożytów.

Punkt	Opis	Przejdź do punktu
21	1_Żebro zewnętrzne na biodrach II pary nóg obecne; na II-VII tergitach dwa rzędy szczecin, obecny grzebyk policzkowy (ryc. 20).	22 (Ceratophyllidae)
	2_Żebra zewnętrznego na biodrach II pary nóg brak; na II-VII tergitach jeden rząd szczecin, brak grzebyka policzkowego (ryc. 20).	23
22	1_Obecne grzebienie na głowie i przedtułowiu, ciało dł. 1,5-3 mm (samice większe), barwy jasnobrunatnej, oczy dobrze rozwinięte – <i>Ctenocephalides canis</i> (pchła psia), <i>C. felis</i> (pchła kocia).	
	2_Grzebieni brak.	24
23	1_Oko małe, głowa zaokrąglona, ciało dł. 3-4 mm, barwy jasnobrunatnej – <i>Amalareus penicylliger</i> .	
	2_Oko duże, głowa zaokrąglona, ciało dł. 3-4 mm, barwy jasnobrunatnej – <i>Nosopsyllus fasciatus</i> (pchła szczurza europejska).	
24	1_Na wewnętrznej stronie trzeciej pary nóg brak, grupa lub szereg krótkich kolców, ciało dł. 1-1,2 mm, tułów skrócony – <i>Tunga penetrans</i> (pchła piaskowa).	25 (Pulicidae)
	2_Na wewnętrznej stronie trzeciej pary nóg grupa lub szereg krótkich kolców.	
25	1_Szczecina oczna poniżej oka, biodra III pary nóg z rzędem cienkich szczecinek na tylnobocznej powierzchni, ciało dł. 2-4 mm, ciemnobrunatne – <i>Pulex irritans</i> (pchła ludzka).	
	2_Szczecina oczna osadzona powyżej oka lub na wysokości górnego brzegu, wewnętrzna powierzchnia bioder III pary pozbawiona szczecinek, ciało dł. do 2,5 mm, jasnobrunatne – <i>Xenopsylla cheopsis</i> (pchła szczurza tropikalna).	
26	1_Cała powierzchnia ciała skórzasta, miękka, pokryta brodawkami, narządy gębowe na brzusznej stronie ciała, ciało dł. do 6 mm, barwy szarej, nogi jaśniejsze – <i>Argas reflexus</i> (obrzezek gołębi).	27
	2_Ciało przynajmniej częściowo pokryte twardymi tarczками.	
27	1_Nogogłaszczki lub szczękonożki w formie szczypiec.	28
	2_Odnóża gębowe nie tworzą szczypiec.	29 (kleszcze)
28	1_Przetchlinki za III biodrami, miękkie powłoki ciała prążkowane. Ciało owalne, dł. 0,6-0,75 mm, białawe, po zerowaniu czerwone – <i>Dermanyssus gallinae</i> (ptaszyniec).	
	2_Przetchlinki na gnatosomie, ciało gęsto owłosione, najczęściej czerwone, dorosłe dł. 1,7 mm, barwy żółtawej, larwy ok. 0,2 mm, czerwonomarańcowe, pokryte włoskami – <i>Neotrombicula autumnalis</i> (swędzik jesienny).	
29	1_Cztery pary nóg (ryc. 21B, C, D).	30
	2_Trzy pary nóg (ryc. 21A).	32
30	1_1_Narządy gębowe dłuższe niż podstawa gnatosomy, bruzda analna przed otworem odbytowym, ciało dł. 3,5-4,5 mm, owalne, gnatosoma i tarczka grzbietowa czarna, pokrywa tylko część ciała, części miękkie czerwone, nogi czarne lub ciemnobrunatne, po napiciu osiąga ponad 10 mm, nabiera początkowo białawej, potem srebrzystej barwy – <i>Ixodes ricinus</i> (kleszcz pospolity – dorosłe samice) (ryc. 21C).	
	1_2_Narządy gębowe dłuższe niż podstawa gnatosomy, bruzda analna przed otworem odbytowym, ciało dł. 2-2,5 mm, owalne, gnatosoma i tarczka grzbietowa czarna, zakrywa całe ciało, nogi czarne lub ciemnobrunatne – <i>Ixodes ricinus</i> (kleszcz pospolity – dorosłe samce) (ryc. 21D).	
	1_3_Narządy gębowe dłuższe niż podstawa gnatosomy, bruzda analna przed otworem odbytowym, ciało dł. 1-1,5 mm, owalne, gnatosoma i tarczka grzbietowa brunatne, pokrywa tylko część ciała, części miękkie białawe z ciemno przeświecającym jelitem, nogi czarne lub ciemnobrunatne, po napiciu osiąga ponad do 2 mm, nabiera początkowo białawej, potem srebrzystej barwy <i>Ixodes ricinus</i> (kleszcz pospolity – nimfa) (ryc. 21B).	

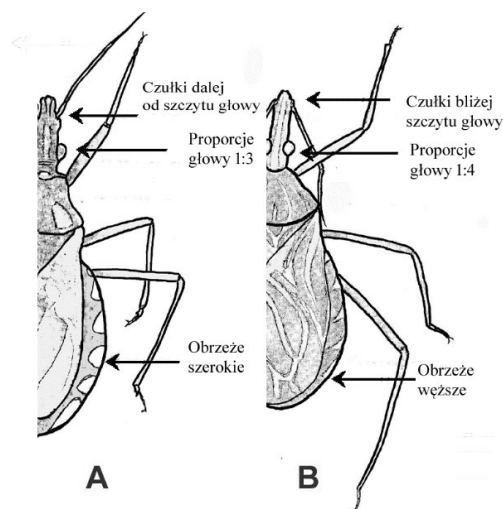


Tabela IV. cd. Klucz do oznaczania wybranych gatunków ektopasożytów.

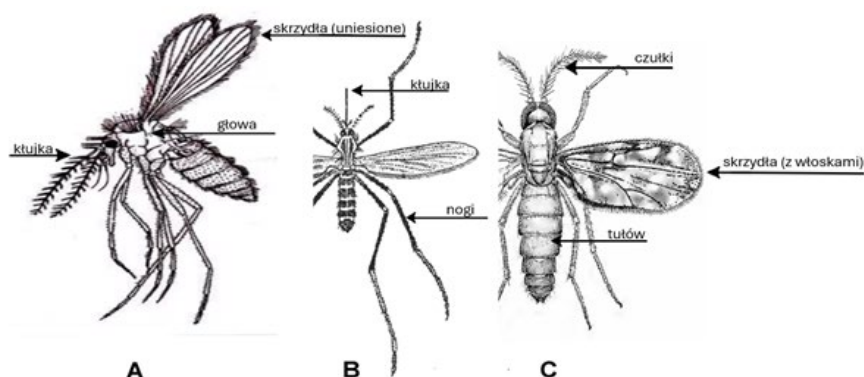
Punkt	Opis	Przejdź do punktu
30	2_Narządy gębowe krótsze niż podstawa gnatosomy, bruzda analna za otworem odbytowym, tylna krawędź ciała z girlandą.	31
	1_1_Drugi człon głaszczków z boku silnie wystający w formie kolców, ciało ciemnożółte dł. 3-4 mm, po napiciu do 10 mm, brak oczu – <i>Haemaphysalis concinna</i> (kleszcz nożycogłaszczki – dorosły).	
	1_2_Drugi człon głaszczków z boku silnie wystający w formie kolców, ciało ciemnożółte dł. 1-1,5 mm, po napiciu do 2-3 mm, brak oczu – kleszcz nożycogłaszczki – nimfa.	
31	1_3_Drugi człon głaszczków z boku lekko poszerzony, ciało dł. 3-4 mm, barwy ciemnobrunatnej z jaśniejszym marmurkowatym rysunkiem na tarczce grzbietowej, części miękkie matowe, pobrużdżone, para oczu położonych z boku tarczki grzbietowej; po napiciu osiąga do 15 mm, barwa od jasnobrunatnej do ciemnosrebrzystej – <i>Dermacentor reticulatus</i> (kleszcz łąkowy – dorosła samica).	
	1_4_Drugi człon głaszczków z boku lekko poszerzony, ciało dł. 3-4 mm, barwy ciemnobrunatnej z jaśniejszym marmurkowatym rysunkiem na tarczce grzbietowej, tarczka grzbietowa pokrywa całe ciało, czwarta para bioder powiększona, para oczu położonych z boku tarczki grzbietowej – <i>Dermacentor reticulatus</i> (kleszcz łąkowy – dorosły samiec).	
	1_5_Drugi człon głaszczków z boku lekko poszerzony, ciało dł. do 1 mm, barwy jasnożółtej z dwoma pomarańczowymi plamkami z boku tarczki grzbietowej, para oczu położonych z boku tarczki grzbietowej; po napiciu osiąga do 5 mm, nabierając barwy od jasnobrunatnej do ciemnosrebrzystej – <i>Dermacentor reticulatus</i> – (kleszcz łąkowy – nimfa).	
32	1_Narządy gębowe dłuższe niż podstawa gnatosomy, na tylnej krawędzi idiosomy brak girlandy, ciało dł. do 0,5 mm, żółtawe z ciemniejszymi nogami – <i>Ixodes ricinus</i> (kleszcz pospolity – larwa) (ryc. 21, 22A).	
	2_Narządy gębowe krótsze niż podstawa gnatosomy, na tylnej krawędzi idiosomy girlanda.	33
33	1_1_Głaszczki 3-członowe, brak oczu, ciało dł. do 0,5 mm, jasnożółte z ciemniejszymi nogami – <i>Haemaphysalis concinna</i> (kleszcz nożycogłaszczki – larwa) (ryc. 22C).	
	1_2_Głaszczki 4-członowe, oczy obecne, ciało dł. do 0,5 mm – <i>Dermacentor reticulatus</i> (kleszcz łąkowy – larwa) (ryc. 22B).	
34	1_Odnóża kroczone mniej lub bardziej wykształcone, chociaż mogą być w postaci szczątkowej.	35
	2_Odnóży kroczone całkowicie brak.	36
35	1_1_Ciało o zarysie owalnym lub okrągłym, dł. ok. 0,35 mm, barwy białawej, pokryte kolcami i szczecinkami, pierwsze dwie pary nóg z przylgami – <i>Sarcoptes scabiei</i> (świerzbowiec).	
	1_2_Ciało wydłużone, dł. 0,38 mm, barwy szarobiaławej – <i>Demodex folliculorum</i> (nużeniec), <i>Demodex brevis</i> .	
36	1_Ciało spłaszczone, jasnobrązowe, dł. do 6 mm, pokryte wypustkami (ryc. 23A) – <i>Fannia canicularis</i> .	
	2_Ciało obłe, pokryte kolcami lub nie.	37
37	1_Ciało bez kolców, przetchlinki mają proste szpary oddechowe, pole tylnych przetchlinek kompletne – <i>Lucilia sericata</i> , <i>Calliphora vicina</i> – larwy (ryc. 23B, C).	
	2_Ciało pokryte kolcami lub szczecinkami.	38
38	1_1_Ciało jednolicie białe, dł. do ok. 20 mm, tylna część jest wyraźnie pogrubiona w porównaniu z częścią przednią – <i>Dermatobia hominis</i> – larwa (ryc. 23D).	
	1_2_Ciało jednolicie białe, dł. do ok. 20 mm, jednolicie walcowate – <i>Cuterebra</i> sp., tumbu <i>Cordylobia antropophaga</i> , <i>Wohlfahrtia magnifica</i> – larwy (ryc. 23E).	



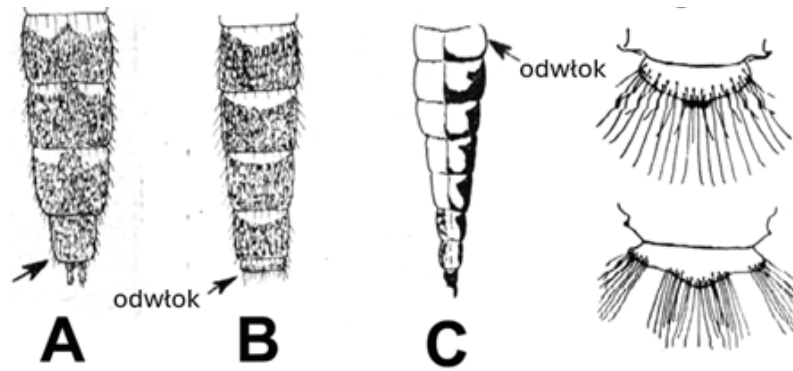
Rycina 15. *Lipoptena* sp., cechy charakterystyczne: (A) Postać uskrzydłona; (B) Postać bezskrzydła (rys. G. Karbowski).



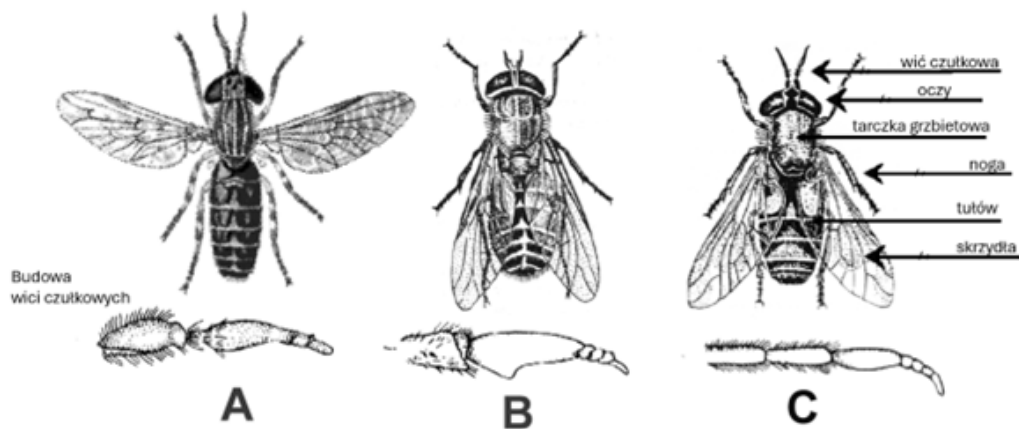
Rycina 16. *Reduviidae*, cechy charakterystyczne. (A) *Triatoma* sp. (czułki w połowie odległości między wierzchołkiem głowy a krawędzią oczu, głowa 4 razy dłuższa od szerokości, obrzeże odwłoka szerokie, z wyraźnymi pierścieniami); (B) *Rhodnius* sp. (czułki w pobliżu szczytu głowy, głowa 3 razy dłuższa od szerokości, obrzeże odwłoka wąskie z lekko zaznaczonymi pierścieniami) (rys. G. Karbowski).



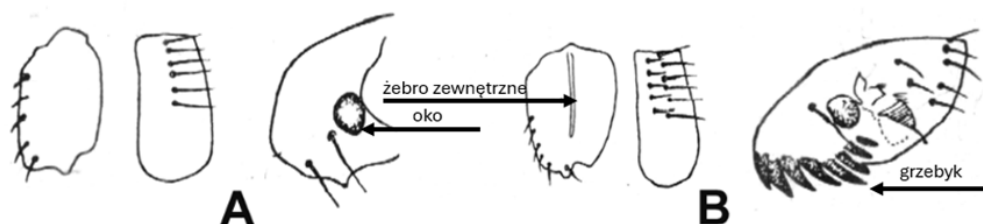
Rycina 17. Cechy charakterystyczne pozwalające odróżnić: (A) *Phlebotomus* sp. (kłujka nie przekracza długości głowy, ciało owłosione, owalne skrzydła uniesione do góry); (B) *Aedes* sp. (kłujka dłuższa do głowy, nogi ponad dwukrotnie dłuższe od ciała); (C) *Culicoides* sp. (czułki nieznacznie dłuższe od głowy, skrzydła pokryte włoskami tworzącymi deseń) (rys. G. Karbowski).



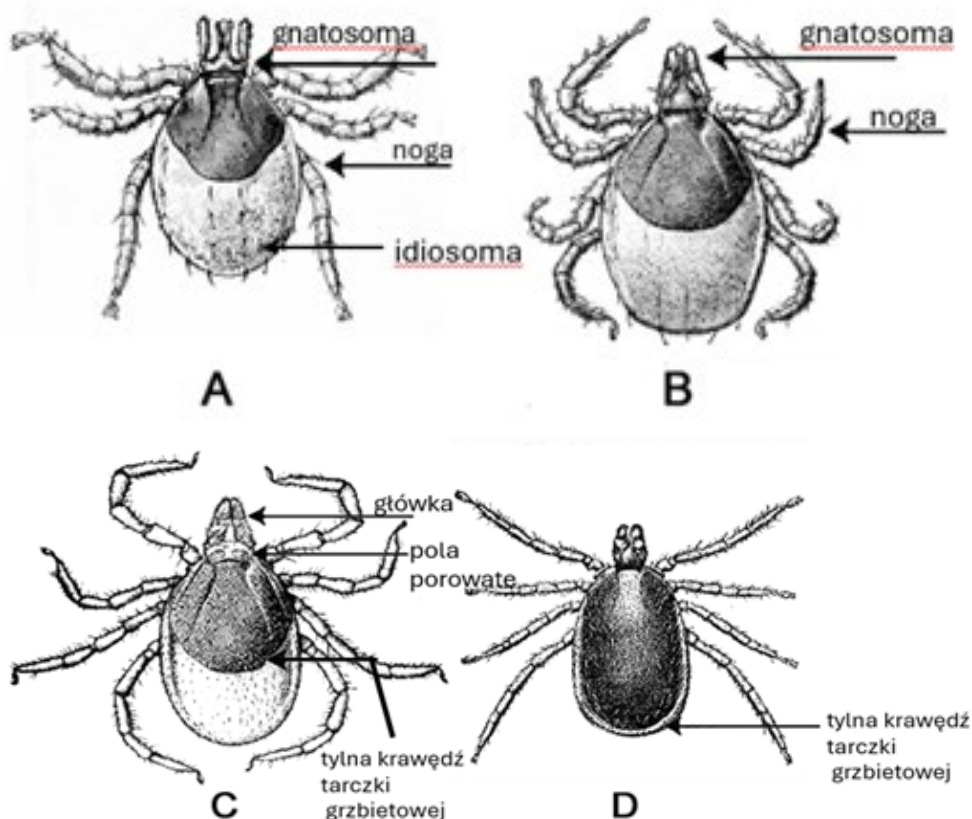
Rycina 18. Culicidae, cechy charakterystyczne: (A) Odwłok *Aedes* sp.; (B) Odwłok *Anopheles* sp.; (C) Odwłok *Culex* sp.; (D) Tarczka grzbietowa *Anopheles* sp.; (E) Tarczka grzbietowa *Culex* sp. (rys. G. Karbowski).



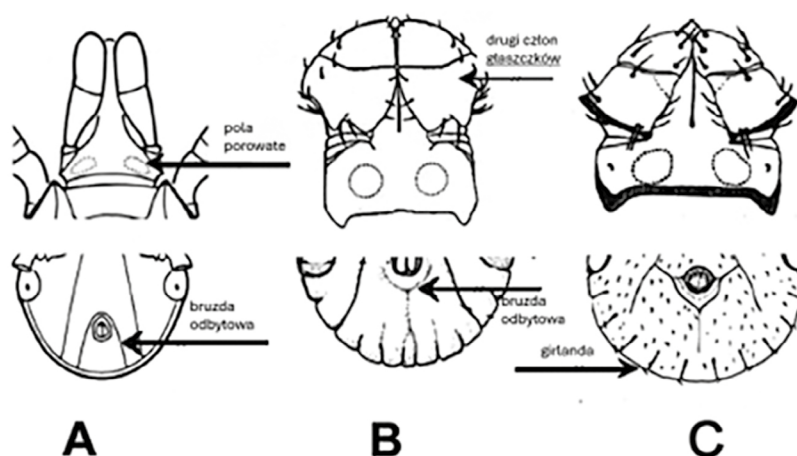
Rycina 19. Tabanidae, pokrój ciała, czułek i cechy charakterystyczne: (A) *Haematopota* sp. (wić czułkowa 3 członowa, oczy pokryte barwnymi plamami lub smugami, skrzydła z marmurkowatym deseniem); (B) *Tabanus* sp. (tułów pokryty włoskami, odwłok z poprzecznymi jaśniejszymi pierścieniami, czułki krótsze niż głowa, trzeci trzon czułków z zębem, oczy z 1-4 przepaskami); (C) *Chrysops* sp. (odwłok z jaśniejszą plamą, golenie III pary nóg z ostrogami, skrzydła z ciemnym deseniem, czułki dłuższe niż głowa, oczy zabarwione w plamy i smugi) (rys. G. Karbowski).



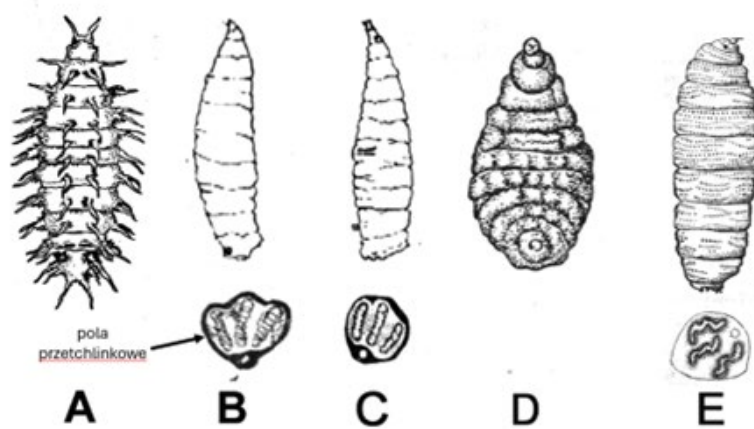
Rycina 20. Pchły – cechy charakterystyczne: (A) *Pulex irritans* (brak żebro zewnętrznego na biodrach II pary nóg, brak grzebyka policzkowego); (B) *Ctenocephalides* sp. (żebro zewnętrzne i grzebyk policzkowy obecne) (rys. G. Karbowski).



Rycina 21. Stadia rozwojowe kleszczy Ixodidae (*I. ricinus*) i cechy charakterystyczne: (A) Larwa: trzy pary nóg, tarczka grzbietowa pokrywa część tylną głowotułowia (idiosomy); (B) Nimfa: cztery pary nóg, tarczka grzbietowa pokrywa część idiosomy; (C) Samica: cztery pary nóg, tarczka grzbietowa pokrywa część idiosomy, na głowce (gnatosomie) widoczne pola porowate; (D) Samiec: cztery pary nóg, tarczka grzbietowa pokrywa całość idiosomy (rys. G. Karbowski).



Rycina 22. Cechy charakterystyczne dla: (A) *Ixodes* sp. (bruzda analna przed otworem odbytowym, główka (gnatosoma) dłuższa niż szeroka); (B) *Dermacentor* sp. (bruzda analna za otworem odbytowym, tylna krawędź ciała z girlandą (podzielona na płaty), u larw 9 płatów; (C) *Haemaphysalis* sp. (drugi człon głaszczków z boku w formie kolców, u larw 11 płatów girlandy) (rys. G. Karbowski).



Rycina 23. Larwy much wywołujących muszycę – pokrój i tarczka oddechowa: (A) *Fannia fannicularis*; (B) *Lucilia* sp.; (C) *Calliphora* sp.; (D) *Dermatobia hominis*; (E) *Cordylobia antropophaga* (rys. G. Karbowskiak).

Zawarty w niniejszym artykule klucz został opracowany do pomocy w identyfikacji gatunków pasożytniczych stawonogów naturalnie występujących w Polsce oraz możliwych do znalezienia u pacjentów powracających z krajów strefy tropikalnej. Zgodnie z potrzebami laboratoriów diagnostycznych uwzględniono w nim pasożytnicze stadia rozwojowe stawonogów, stąd w przypadku pcheł klucz pomaga w identyfikacji postaci dorosłych, a w przypadku muszyc identyfikowane są tylko larwy (ryc. 20, 23, tab. II).

6. WNIOSKI

Obserwowana, stale rosnąca liczebność stawonogów pasożytniczych na świecie, zmieniający się ich zasięg geograficzny, a także ich różne znaczenie w łańcuchu epidemiologicznym chorób zakaźnych człowieka stanowią istotną przesłankę do prowadzenia w laboratorium parazytologii medycznej działań w celu identyfikacji ektopasożytów.

Program ustawicznego kształcenia diagnostów laboratoryjnych, uwzględniający między innymi zagadnienia akaroentomologii medycznej (w tym umiejętności korzystania z klucza do oznaczania stawonogów), przyczynia się do podniesienia kwalifikacji diagnostów, gdyż daje podstawę do rzetelnego wykonania badań w tym kierunku.

Umożliwienie oznaczania stawonogów pasożytniczych w laboratorium parazytologicznym stanowi również odpowiedź na potrzeby pacjentów/lekarzy poszukujących profesjonalnych miejsc, w których takie badania

można wykonać. Połączenie dobrej praktyki laboratoryjnej (rzetelności wykonywanych badań z profilaktyką) może przyczynić się do skutecznego ograniczenia „szarej strefy” w badaniach parazytologicznych.

Podziękowania

Autorzy pracy składają podziękowania dr n. biol. Katarzynie Goździk i dr hab. Małgorzacie Bednarskiej z Zakładu Parazytologii Wydziału Biologii UW oraz dr n. med. i n. o zdr. Adamowi Kaczmarskiemu z Zakładu Mikrobiologii i Parazytologii Wydziału Lekarskiego Collegium Medicum UKSW za udostępnienie preparatów, pomoc w realizacji zdjęć oraz wyrażenie zgody na ich wykorzystanie w niniejszym opracowaniu.

7. INDEKS NAZW ŁACIŃSKICH I POLSKICH GATUNKÓW STAWONOGÓW WYMNIENIONYCH W ARTYKULE

Acari – roztocze

Acarus siro (Rozkruszek mączny)
Argas reflexus (Obrzeżek gołębi)
Argas polonicus (Obrzeżek polski)
Demodex folliculorum (Nużeniec ludzki)
Demodex brevis (Nużeniec krótki)
Dermacentor reticulatus (Kleszcz łąkowy)
Dermanyssus gallinae (Ptaszyniec)
Dermatophagoides farinae (Roztocz kurzu domowego)
Haemaphysalis concinna (Kleszcz nożycogłazszczki)
Ixodes ricinus (Kleszcz pospolity)
Neotrombicula autumnalis (Śwędzik jesienny)
Sarcoptes scabiei (Świerzbowiec ludzki)

Insecta – Owady*Aedes aegypti* (Komar doskwierz)*Amalareus penicilliger**Anopheles maculipennis* (Komar widliszek)*Blatella germanica* (Karaczan, prusak)*Calliphora vicina* (Plujka pospolita)*Chrysomya bezziana**Chrysops silacea**Chrysops dimidata**Chrysops disticipennis**Cimex lectularius* (Pluskwa domowa)*Clogmia albipunctata* (Muszka kanalizacyjna)*Ctenocephalides canis* (Pchła psia)*Ctenocephalides felis* (Pchła kocia)*Cochliomyia hominivorax**Cordylobia antropophaga* (Mucha tumbu)*Culex pipiens* (Komar kłujący)*Culicoides pulicaris* (Komarniczek pchłowy)*Cuterebra myasis**Dermatobia hominis* (Muchówka ludzka/torsalo)*Ephestia kuehniella* (Mklik mączny, mól pszeniczny, mól przemysłowy),*Ephestia cautella* (Mącznik spichrzowy)*Fannia canicularis* (Muszka jesienna)*Forcipomyia sibirica* (Kuczman syberyjski)*Gasterophilus intestinalis* (Giez jelitowy)*Glossina palpalis**G. fuscipes**G. tachinoides**G. morsitans**G. pallidipes**G. swynnertoni**G. fusca**G. brevipalpis**G. longipennis**Haematopota pluvialis* (Jusznica deszczowa)*Hypoderma bovis* (Giez bydłęcy)*Lepisma saccharina* (Rybak cukrowy)*Lipoptena cervi* (Strzyżak sarni, strzyżak jeleni)*Lucilia sericata* (Mucha zielona)*Lutomyia verrucarum**Musca domestica* (Mucha domowa)*Nosopsyllus fasciatus* (Pchła szczurza, europejska)*Paederus fuscipennis**Phlebotomus papatasi* (Moskit)*Pediculus humanus capitis* (Wesz ludzka głowowa)*Pediculus humanus corporis* (Wesz ludzka odzieżowa)*Plodia interpunctella* (Omacnica spichrzanka)*Pthirus pubis* (Wesz łonowa)*Pulex irritans* (Pchła ludzka)*Rhodnius prolixus* (Pluskwa całująca)*Simulium* (*Odagmia*) *ornatum* *S. damnosum* (Meszki)*Stomoxys calcitrans* (Bolimuszka, Mucha jesienna)*Tabanus bovinus* (Bąk bydłęcy)*Tenebrio molitor* (Mącznik młynarek)*Triatoma infestans* (*Triatoma* napastliwa)*Tunga penetrans* (Pchła piaskowa)*Wohlfahrtia magnifica* (Ścierwica duża)*Xenopsylla cheopsis* (Pchła szczurza, tropikalna)**8. PIŚMIENICTWO**

- Moss P, Beeching MJ. Infectious Diseases (Third Edition). 2010; 1: 128–139. DOI: 10.1016/B978-0-323-04579-7.00011-3.
- Graczyk T, Knight R, Tamang L. Mechanical transmission of human protozoan parasites by insects. Clin Microbiol Rev. 2005; 18(1): 128–132. DOI: 10.1128/CMR.18.1.128-132.2005.
- Matchison BA, Pritt B. Laboratory identification of arthropod ectoparasites. Clin Microbiol Rev. 2014; 27(1): 48–67. DOI:10.1128/CMR.00008-13.
- Siuda K. Stawonogi – wektory chorób transmisyjnych. Wiadomości parazytologiczne. 1998; 44(1): 21–35.
- Buczek A. Choroby pasożytnicze. Koliber, Lublin 2010.
- Deryło A. Parazytologia i akaroentomologia medyczna. Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa 2012.
- Gizaw Z, Engdaw TG, Nigusie A, et al. Human ectoparasites are highly prevalent in the rural communities of Northwest Ethiopia: A community-based cross-sectional study. Environmental Health Insights. 2021; 15: 1–7. DOI: 10.1177/11786302211034463.
- Muhammad A, Bashir R, Mahmood M, et al. Epidemiology of ectoparasites (Ticks, Lice, and Mites) in the Livestock of Pakistan: A Review. Front. Vet. Sci. 2021; 8: 780738. DOI: 10.3389/fvets.2021.780738.
- Diaz JH. The epidemiology, diagnosis, management, and prevention of ectoparasitic diseases in travelers. J Trav. Med. 2006; 13(2): 100–111. DOI: 10.1111/j.1708-8305.2006.00021.
- Kupfer TR, Fessler DMT. Ectoparasite defence in humans: relationships to pathogen avoidance and clinical implications. Philos Trans R Soc Lond B Biol Sci. 2018; 373(1751): 20170207. DOI: 10.1098/rstb.2017.020.
- Pojmańska T. Leksykon parazytologiczny. Polskie Towarzystwo Parazytologiczne Instytut Parazytologii im. Witolda Stefańskiego. PAN, Warszawa 2016.
- Senbeto YA. Review on importance, diagnosis and control methods of ectoparasites. Int. J. Adv. Res. Biol. Sci. 2022; 9(9): 81–92. DOI: 10.22192/ijarbs.2022.09.09.009.
- Fofana D, Yao KP, Koné N, et al. Diagnosis of Cimicidae, ectoparasites linked to human habitat in Côte d'Ivoire. J Parasitol and Vect Biol. 2023; 15(1): 21–25. DOI: 10.5897/JPV.2021.0419.

14. Lantos P, Rumbaugh J, Bockenstedt LK, et al. Clinical Practice Guidelines by the Infectious Diseases Society of America (IDSA), American Academy of Neurology (AAN), and American College of Rheumatology (ACR): 2020 Guidelines for the Prevention, Diagnosis and Treatment of Lyme Disease. *Clin Inf Dis*. 2021; 73(1): 1–9.. DOI: 10.1002/acr.24495.
15. Błaszak Cz. *Zoologia. Stawonogi, Część 1. Tom 2.* Wydawnictwo Naukowe PWN, Warszawa 2013.
16. Reunchit P. State of the art techniques for diagnosis of medical parasites and arthropods. *Diagnostics*. 2021; 11: 1545. DOI: 10.3390/diagnostics11091545.
17. Rozporządzenie Ministra Zdrowia z dnia 30 czerwca 2025 r. w sprawie standardów jakości dla laboratoriów. *Dz. U.* 2025; poz. 961.
18. Durdle A. Insects as vectors of DNA in a forensic context. *WIREs Forensic Sci*. 2020; 2: e1355. DOI: doi.org/10.1002/wfs2.1355.
19. Kandi V, Lal SK, Shruthi A, et al. Persistent pediatric aastro-intestinal miasis: a case report of fly larval infestation with *Musca domestica* with review of literature. *J Glob Inf Dis*. 2013; 5: 3. DOI: 10.4103/0974-777X.116874.
20. Cielecka D, Salamatin R, Garbacewicz A. Usage of the Hoyer's medium for diagnostics and morphological studies of some parasites. *Wiad Parazytol*. 2009; 55(3): 265–270. PMID: 19856844.
21. Siuda K. *Kleszcze (Acari: Ixodida) Polski. Cz. 1, Zagadnienia ogólne.* Polskie Towarzystwo Parazytologiczne, Warszawa 1993.
22. Skuratowicz W. *Klucze do oznaczania owadów Polski. XXIX. Pchły.* Polskie Towarzystwo Parazytologiczne, Warszawa 1967.
23. Wells B, Burgess S, McNeilly TN, et al. Recent developments in the diagnosis of ectoparasite infections and disease through a better understanding of parasite biology and host responses. *Mol Cell Prob*. 2012; 26: 47e53. DOI: 10.1016/j.mcp.2011.07.002.
24. Fu YT, Yao C, Deng YP, et al. Human pediculosis, a global public health problem. *Inf Dis Pov*. 2022; 11: 58. DOI: 10.1186/s40249-022-00986-w.
25. Siuda K. *Kleszcze Polski (Acari: Ixodida). Część II. Systematyka i rozmieszczenie.* Polskie Towarzystwo Parazytologiczne, Warszawa 1993.
26. Kubiak K, Szymańska H, Dziekońska-Rynkio J. Tick-borne pathogens in questing adults *Dermacentor reticulatus* from the Eastern European population (north-eastern Poland). *Sc Rep*. 2024; 14(1): 698. DOI: 10.1038/s41598-024-51299-x.
27. Estrada-Peña A. *Ticks of domestic animals in the Mediterranean Region. A guide to identification of species.* University of Zaragoza, Zaragoza 2004.
28. Banovic P, Foucault-Simonin A, Papi L, et al. One health approach to study human health risks associated with *Dermanyssus gallinae* mites. *Heliyon*. 2024; 10: e30539. DOI: doi.org/10.1016/j.heliyon.2024.e30539.
29. Szostakowska B, Żarnowska H, Kosik Bogacka D, et al. Wytczne Polskiego Towarzystwa Diagnostyki Laboratoryjnej i Polskiego Towarzystwa Parazytologicznego w zakresie laboratoryjnych czynności w parazytologii medycznej. 2025. *Diagn Lab*. 2025; 61(1): 1–22. DOI: 10.5604/01.3001.0054.49564.
30. Medvedev S, Sedikhin JV, Krasnov BR. Intraspecific variation of body size in fleas: effects of host sex and flea phenology. *Parasitol Res*. 2020; 119(10): 3211–3220. DOI: 10.1007/s00436-020.
31. Bitam I, Dittmar K, Parola P, et al. Fleas and flea-borne diseases. *Int J Inf Dis*. 2010; 14: e667–e676. DOI: 10.1016/j.ijid.2009.11.011.
32. Monteiro FA, Escalanteand AA, Beard BC. Molecular tools and triatomine systematics: a public health perspective. *Trends Parasitol* 2001; 17(7): 344–347. DOI: 10.1016/s1471-4922(01)01921-3.
33. Brinck-Lindroth G. Differentiation and Distribution of the flea *Amalareus penicilliger* (Grube, 1851) in Western and Central Europe. *Inst Syst & Evol*. 1974; 5: 256–276.
34. Parcell BJ, Sharpe G, Jones B, et al. Conjunctivitis induced by a red bodied mite, *Neotrombicula autumnalis*. *Parasite*. 2013; 20: 25. DOI: 10.1051/parasite/2013025.
35. Maślanko W, Bartosik K, Raszewska-Famielec M, et al. Exposure of humans to attacks by Deer Keds and consequences of their bites – a case report with environmental background. *Insects*. 2020; 3(12): 859. DOI: 10.3390/insects11120859.
36. Margues R, Jimenez-Garcia D, Escobar LE, et al. Spatial epidemiology of *Tabanus* (Diptera: Tabanidae) vectors of *Trypanosoma*. *Parasit Vectors*. 2025; 18(1): 128. DOI: 10.1186/s13071-025-06708-z.
37. Baldacchino F, Desquesnes M, Mihok S. Tabanids: Neglected subjects of research, but important vectors of disease agents! *Infect Genet Evol*. 2014; 28: 596–615. DOI: 10.1016/j.meegid.2014.03.029.
38. Heukelbach J, Feldmeier H. Ectoparasites – the underestimated realm. *Lancet*. 2004; 363: 889–891.
39. Duvallet G, Hogsette JA. Global diversity, distribution, and genetic studies of stable flies (*Stomoxys* sp.). *Diversity*. 2023; 15(5): 600. DOI: 10.3390/d15050600.
40. Lima-Cordón RA, Monroy MC, Stevens L. et al. Description of *Triatoma huehuetenanguensis* sp. n. a potential Chagas disease vector (Hemiptera, Reduviidae, Triatominae). *ZooKeys* 2019; 820: 51–70. doi: 10.3897/zookeys.820.27258.
41. Santos LF, Rocha FS, MG Lorenzo, Guarneri A. Revisiting the development of *Trypanosoma rangeli* in the vertebrate host. *Mem Inst Oswaldo Cruz*. 2024; 22(119): e240138. DOI: 10.1590/0074-02760240138.
42. Navai S, Dominiak P, Szadziwski R. Vertebrate blood-feeding biting midges of the Subgenus *Lasiohelea* kieffer of *Forcipomyia* meigen in Europe (Diptera: Ceratopogonidae) with New Synonyms. *Annales Zoologici*. 2017; 67(4): 823–835. DOI: 10.3161/00034541ANZ2017.67.4.016.
43. Wegner E. Mass occurrences of blackflies (Diptera: Simuliidae) and control actions against them in Poland. *Acta entomologica serbica*, Supplement 2006; 155–159.
44. Sitarz M, Buczek A, Buczek W. Skin lesions and systemic reactions in humans infested by blackflies (Diptera: Simuliidae) in recreational areas in Southeastern Poland. *J. Clin. Med*. 2021; 10: 788. DOI: 10.3390/jcm10040788.
45. Cohnstaedt LW, Beati L, Caceres AG, et al. Phylogenetics of the phlebotomine sand fly group *Verrucarum* (Diptera: Psychodidae: Lutzomyia). *Am J Trop Med Hyg*. 2011; 84(6): 913–922. DOI: 10.4269/ajtmh.2011.11-0040.
46. Kelly-Hope L, Paulo R, Thomas B, et al. *Loa loa* vectors *Chrysops* spp.: perspectives on research, distribution, bionomics, and implications for elimination of lymphatic filariasis and onchocerciasis. *Parasit Vectors*. 2017; 10(1): 172. DOI: 10.1186/s13071-017-2103-y.
47. Geiger A, Fardeau ML, Njiokou F, et al. *Glossina* spp. Gut bacterial flora and their putative role in fly hosted trypanosome development. *Front Cel Inf Microb*. 2013; 3: 1–8. DOI: 10.3389/fcimb.2013.00034.
48. Rather PA, Hassan I. Human *Demodex* mite: The versatile mite of dermatological importance. *Indian J Dermatol*. 2014; 59(1): 60–66. DOI: 10.4103/0019-5154.123498.
49. Liua J, Shehaa H, Tsenga SG. Pathogenic role of *Demodex* mites in blepharitis. *Parasites. Curr Opin Allergy Clin Immunol*. 2010; 10(5): 505–510.
50. Pampiglione S, Fioravanti ML, Gustinelli A, et al. Sand flea (*Tunga* spp.) infections in humans and domestic animals:

- state of the art. *Med Vet Entomol.* 2009; 23(3): 172–186. DOI: 10.1111/j.1365-2915.2009.00807.x.
51. Biernat B, Gładysz P, Kuna A, et al. Myiasis by *Cordylobia anthropophaga* and *C. rodhaini* (Diptera: Calliphoridae) in Polish travelers to Africa with new molecular data. *J. Med Entomol.* 2025; 62(2): 471–474. DOI: doi.org/10.1093/jme/tjaf006.
 52. Delshad A, Rubin A, Almeida L, et al. *Cuterebra cutaneous* myiasis: case report and world literature review. *Int J Dermatol.* 2008; 47(4): 363–366. DOI: 10.1111/j.1365-4632.2008.03532.x
 53. Bergmann KC. Biology of house dust mites and storage mites. *Allergo J Int.* 2022; 31: 272–278. DOI: 10.1007/s40629-022-00231-8.
 54. Nasir S, Akram W, Khan RR, et al. *Paederus* beetles: the agent of human dermatitis. *J Ven Anim Tox including Trop Dis.* 2015; 21: 5. DOI:1186/s40409-015-0004-0.
 55. Boer R. Mites and the science of acarology. *House Dust Mites* 2023; 12–29. DOI: 10.1016/B978-0-443-19111-4.00013-7.
 56. Murillo AC, Hubbard CB, Hinkle NC, et al. Big problems with little house fly (Diptera: Fanniidae). *J Integ Pest Manag.* 2021; 12(1): 1–10. DOI: 10.1093/jipm/pmaa023.
 57. Draber-Mońko A. *Fragmenta faunistica Tom VI.* Polska Akademia Nauk Instytut Zoologiczny, Warszawa 1970.
 58. Kandi V, Lal SK, Shruthi A, et al. Persistent pediatric astro-intestinal miasis: a case report of fly larval infestation with *Musca domestica* with review of literature. *J Glob Inf Dis.* 2013, 5: 3. DOI: 10.4103/0974-777X.116874.
 59. Feldmeyer H. Ectoparasites and arthropod vectors: Ectoparasite infestations chapters and articles. *International Encyclopedia of Public Health.* 2008. DOI: 10.1016/B978-012373960-5.00501-3.
 60. Akhoundi M, Ranorohasimanana NM, Brun S. *Clogmia albipunctata* (Nematocera; Psychodidae) as the etiologic agent of myiasis: true or false? *Diagnostics.* 2022, 12: 2129. DOI: doi.org/10.3390/diagnostics12092129.
 61. Sambaraju KR, Donelson L, Bozic J, et al. Oviposition by female *Plodia interpunctella* (Lepidoptera: Pyralidae): Description and time budget analysis of behaviors in laboratory studies. *insects.* 2016; 7(1): 4. DOI: 10.3390/insects7010004.
 62. Allotey J, Goswami L. Comparative biology of two phycitid moths, *Plodia interpunctella* (Hubn.) and *Ephestia cautella* (Wlk.) on some selected food media. *Int J Trop Ins Sci.* 1990; 11(2): 209–215. DOI: 10.1017/S1742758400010596.
 63. Manishkumar J, Prithiv RV, Solanki CB, et al. Silverfish (*Lepisma saccharina*): an overview and their management. *Agricultura & Food.* 2020; 2: 3.
 64. Jayawardana PP, Yahathugoda TC. An accidental intestinal myiasis caused by *Cochliomyia macellaria*. *Case Reports in Pediatrics* 2021; 1: 1–6. DOI: doi.org/10.1155/2021/6678411.
 65. Kandi V, Lal SK, Shruthi A, et al. Persistent pediatric aastro-intestinal miasis: a case report of fly larval infestation with *Musca domestica* with review of literature. *J Glob Inf Dis.* 2013, 5: 3. DOI: 10.4103/0974-777X.116874.