

## СОДЕРЖАНИЕ

---

---

Том 55, № 2, 2021

---

---

- Лизосомальные ферменты в адаптивных реакциях цестод рода *Triaenophorus* 91  
*Высоцкая Р. У., Иешко Е. П., Крупнова М. Ю., Аникиева Л. В., Лебедева Д. И.*
- Гамазовые клещи (Gamasina), связанные с мелкими наземными позвоночными на юге Нечерноземного центра России (Калужская область) 101  
*Корзиков В. А., Васильева О. Л., Коралло-Винарская Н. П., Медведев С. Г.*
- Аномалии экзоскелета *Ixodes pavlovskiy pavlovskiy* (Parasitiformes, Ixodidae) 125  
*Никитин А. Я., Вержуцкая Ю. А., Морозов И. М., Гордейко Н. С.*
- Методы сбора двукрылых насекомых комплекса гнуса (Diptera: Culicidae, Simuliidae, Ceratopogonidae, Tabanidae) 134  
*Халин А.В., Айбулатов С.В., Пржиборо А.А.*
- Памяти Виталия Александровича Ромашова (1921–2007).  
К 100-летию со дня рождения 174  
*Редколлегия и Паразитологическое общество*

## CONTENTS

---

---

Vol. 55, No. 2, 2021

---

---

- Lysosomal enzymes in adaptive responses of cestodes of the genus *Triaenophorus* 91  
*Vysotskaya R. U., Ieshko E. P., Krupnova M. Yu., Anikieva L. V., Lebedeva D. I.*
- Gamasid mites associated with small terrestrial vertebrates  
in the south of Central Non-Black Earth Region of Russia (Kaluga region) 101  
*Korzikov V. A., Vasil'eva O. L., Korallo-Vinarskaya N. P., Medvedev S. G.*
- Exoskeletal anomalies in *Ixodes pavlovskiy pavlovskiy* (Parasitiformes, Ixodidae) 125  
*Nikitin A. Ya., Verzhutskaya Yu. A., Morozov I. M., Gordeyko N. S.*
- Sampling techniques for bloodsucking dipterans  
(Diptera: Culicidae, Simuliidae, Ceratopogonidae, Tabanidae) 134  
*Khalin A. V., Aibulatov S. V., Przhiboro A. A.*
- In Memoriam. Dr. Vitaly A. Romashov (1921–2007).  
To 100-anniversary of the outstanding parasitologist 174  
*Editorial Board and The Russian Society of Parasitologists*

УДК 576.311.344:595.121.3:597.593

## LYSOSOMAL ENZYMES IN ADAPTIVE RESPONSES OF CESTODES OF THE GENUS *TRIAENOPHORUS*

© 2021 R. U. Vysotskaya<sup>a, \*</sup>, E. P. Ieshko<sup>a</sup>, M. Yu. Krupnova<sup>a</sup>,  
L. V. Anikieva<sup>a</sup>, D. I. Lebedeva<sup>a</sup>

<sup>a</sup> Institute of Biology, Karelian Research Centre, Russian Academy of Sciences,  
11 Pushkinskaya St., Petrozavodsk, 185910 Russia

\*e-mail: vysotskayaru@gmail.com

Received 28.01.2021

Received in revised form 04.03.2021

Accepted 06.03.2021

The activity of seven acid hydrolases (acid phosphatase, DNase, RNase,  $\beta$ -glucosidase,  $\beta$ -galactosidase, cathepsin B, cathepsin D) and tissue protein content were comparatively studied in two cestode species of the genus *Triaenophorus* (*T. crassus* and *T. nodulosus*) sampled from pike (*Esox lucius*) from Lake Kamennoye (northern Karelia). Differences between the lysosomal enzyme profiles of these species were identified. *Triaenophorus crassus* demonstrated higher activities of acid phosphatase and  $\beta$ -galactosidase. The activities of  $\beta$ -glucosidase, cathepsin B and DNase were reliably lower than in *T. nodulosus*. The lower ecological plasticity of *T. crassus* and the differences detected in the biochemical reactions in the two helminth species are indicative of a more strenuous relationships of *T. crassus* with its definitive host, pike, in comparing with *T. nodulosus*.

**Keywords:** *Triaenophorus*, *Esox lucius*, host specificity, lysosomal enzymes

**DOI:** 10.31857/S0031184721020010

The cestode genus *Triaenophorus* Rudolphi, 1793 is chiefly represented in freshwater bodies in Northern Europe, Siberia and North America by two species: *Triaenophorus nodulosus* Pallas, 1781 and *Triaenophorus crassus* Forel, 1868 (Kuperman, 1973). Both cestodes change three hosts over their complex life cycle. The first intermediate hosts for larval stages of both parasites are Copepoda. The range of second intermediate hosts of *T. nodulosus* is extensive, encompassing 57 fish species of 17 families. Plerocercoids of this helminth are most often found in the liver of perch and ruffe. The diversity of second intermediate hosts for *T. crassus* is much narrower, represented by 16 species of Salmonidae and the related Osmeridae and Thymallidae (Kuperman, 1973). The definitive host for the cestodes is the Northern pike *Esox lucius* L., in whose intestines the parasites mature and complete their development (Kuperman, 1973).

Tapeworms possess some unique features they have acquired while adapting to the parasitic lifestyle (Dubinina, 1974). Morphofunctionally and biochemically, they are very well adapted to their host (Shishova-Kasatochkina, Leutskaya, 1979; Sidorov et al., 1989). The digestive system being reduced in cestodes, their tegument performs the essential secretory, excretory, digestion and absorption functions. The helminth tegument is involved in many physiological and biochemical processes that balance the host-parasite relationship (Davydov, Mikryakov, 1988; Kuperman, 1988; Kuz'mina, 2005). The host organism responds to helminth invasion by launching versatile protective mechanisms to minimize the damage inflicted by the parasite (Izvekova, 2001; Sajid, McKerrow, 2002; Vysotskaya et al., 2003; Dzik, 2006; Dezfuli et al., 2014; Nikishin, 2016).

Adaptations in intestinal cestodes are rendered more complex by the dual environment of endoparasites, which have to adapt to the host (1<sup>st</sup> order environment) as well as respond to changes in the host's external environment (2<sup>nd</sup> order environment). Changes in the environment disrupt the host's food chains, wherefore facultative hosts get involved, resulting in the formation of "nonspecific parasitism" (Kuklin, Kuklina, 2005; Ieshko et al., 2012).

Over time, adaptation to new hosts results in speciation and emergence of new parasitic systems (Kuperman, 1973). The mechanisms of the organism's adaptation to the environment at the cellular level are built upon biochemical changes, including the reactions for supplying the organism with matter and energy, metabolic regulation, and protection against adverse impacts. An important role in the adaptive and protective responses of aquatic organisms belongs to lysosomal enzymes – special intracellular organelles containing several dozens of acid hydrolases (Vysotskaya, Nemova, 2008). Information about the activity of these enzymes in closely related species of the genus *Triaenophorus* and their participation in the process of adapting to the host is in deficit.

The aim was to study in a comparative manner the activity of lysosomal enzymes in tissues of adult cestodes *Triaenophorus nodulosus* and *Triaenophorus crassus* from pike intestines.

#### MATERIAL AND METHODS

Material for the study was sampled from northern Karelia, from Lake Kamennoye in the Kostomukshsky Strict Nature Reserve (Kem River catchment, White Sea) in June, 2011. The 18 pike specimens with body length (AC) ranged from 33 to 86 cm ( $62 \pm 3$ ) were investigated. The fish aged 2 – 14 years ( $7.6 \pm 0.7$ ) with body mass 328-5000 g ( $2184 \pm 285$ ).

The captured pikes were examined by partial helminthological dissection, with the prevalence (E) and intensity (M) of infection with the cestodes *T. nodulosus* and *T. crassus* determined as suggested by Bush et al. (1997). The fish were examined in June; all the retrieved cestodes were mature; data on *Triaenophorus* infection rates are given in Table 1.

Pike liver was used for comparisons of biochemical indices in the parasitic systems, since this lysosome-rich organ is actively involved in the host's adaptive responses. Whole cestodes were taken for the analyses. Tissue aliquots were rendered to 10% homogenates in 0.25 M sucrose solution with EDTA and 0.1% Triton X-100 non-ionic detergent, which destroys intracellular organelle membranes releasing the enzymes contained therein. The samples were centrifuged at 10 000 g in centrifuges with cooling. The supernatant fluid was analysed for the activity of seven lysosomal enzymes (acid phosphatase, DNase, RNase,  $\beta$ -glucosidase,  $\beta$ -galactosidase, cathepsin B, cathepsin D) and for protein content.

Analytical studies were done using equipment of the Core Facility of the Karelian Research Centre of the Russian Academy of Sciences (Tissue Lyser LT homogenizer, Qiagen, Germany; Allegra 64R centrifuge, Beckman Coulter, USA; spectrophotometer SF-2000, OKB-Spektr, Russia).

The substrate in determinations of the activity of acid phosphatase (EC 3.1.3.2) was sodium  $\beta$ -glycerophosphate (Barrett, Heath, 1980). The enzyme activity was expressed in micrograms of hydrolytically generated inorganic phosphorus, whose quantity was calculated based on its reaction with chromogenic reagent (Kahovkova, Odavic, 1969). The activity of acid nucleases – DNase (EC3.1.22.1) and RNase (EC3.1.4.23) – was determined as suggested by Pokrovskii and Archakov (1968) and Levitskii et al. (1973), respectively. The substrates were deoxyribonucleic acid (pH 5) and ribonucleic acid (pH 5.2) solutions in acetate buffer. Hydrolytic reaction products were quantified by spectrophotometry at 260 nm. The activity of the enzymes was expressed in relative units  $\Delta D_{260}$ . Determination of the activity of acid  $\beta$ -glucosidase (EC 3.2.1.21) was based on photometric determination of the *para*-nitrophenol amount released by the reaction (Pokrovskii et al., 1971). The substrate was a *p*-nitrophenyl- $\beta$ -D-glucopyranoside solution in a citrate buffer (pH 5). The activity of  $\beta$ -galactosidase (EC 3.2.1.23) was measured as suggested by Barrett and Heath (1980). The substrate was sodium *p*-nitrophenyl- $\beta$ -D-galactopyranoside (pH 4). The activity of both glycosidases was expressed in micromoles of *p*-nitrophenol per unit time per mg protein. The activity of acid proteases was determined by modified spectrophotometric techniques: for cathepsin B (EC 3.4.22.1) – based on break-up of 0.065 M Na-benzoyl-L-arginine ethyl ester solution in acetate buffer (pH 5), for cathepsin D (EC 3.4.23.5) – based on the hydrolysis of 1% bovine haemoglobin in acetate buffer at pH 3.6 (Alekseenko, 1968). Protease activity was expressed in relative units of change in optical density ( $\Delta D$ ) per mg protein: cathepsin B – at 525 nm, cathepsin D – at 280 nm. Protein content in the samples was determined according to the techniques suggested by Bradford (1976).

Data on cestode infection rates in pike were processed and analysed using Past software (Hammer et al., 2001), differences between biochemical parameters were tested for reliability using the Mann-Whitney U-test (Gubler, Genkin, 1969). Differences were considered significant with  $p \leq 0.05$ .

## RESULTS

All the examined pikes from Lake Kamennoye were quite intensively infected with the cestodes *Triaenophorus crassus* and *T. nodulosus* (Table 1). The intensity of the *T. nodulosus* (1–73) infection was much lower than the *T. crassus* (25–175) infection rates.

**Table 1.** Summary statistics of infection with cestodes of the genus *Triaenophorus* in pike from Lake Kamennoye

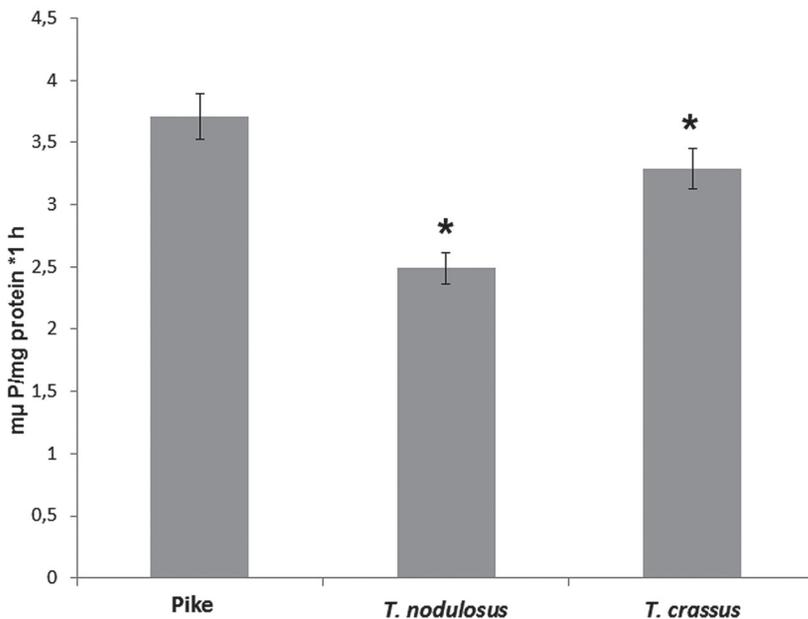
Index	<i>T. nodulosus</i>	<i>T. crassus</i>
Number of examined pikes	18	18
Infection prevalence, %	100	100
Min intensity	1	25
Max intensity	73	175
Mean intensity	21.57	64
SE	4.89	13.23
Variance	334.88	2451.53
SD	18.30	49.51
Median	15.5	42
Variance/mean s <sup>2</sup> /M	15.52	38.31

The results of the biochemical study of the cestodes are shown in Figures 1-4. It follows from the reported data that the activity of lysosomal enzymes in parasite tissues was commensurate with the respective indices in the host's liver. This is indicated by the activity of the lysosomal marker enzyme – acid phosphatase (Fig. 1). One should remark that the activity of this enzyme in *T. crassus* was notably higher than in the other cestode.

The difference between *T. nodulosus* and *T. crassus* in tissue acid RNase activity was not significant (Fig. 2), whereas the other nuclease – DNase, was significantly lower in *T. crassus*.

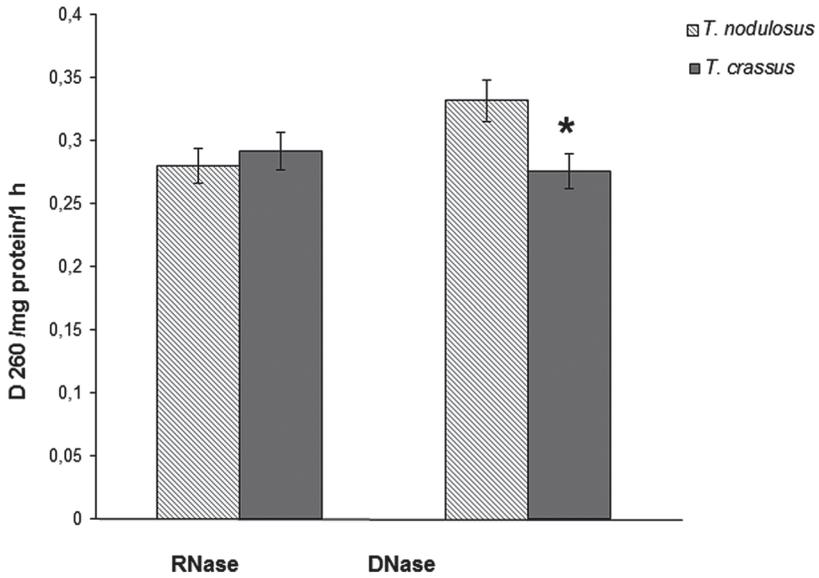
The most significant differences between the cestodes concerned the activity of glycosidases (Fig. 3). Firstly, the absolute values of  $\beta$ -galactosidase activity in both worms were significantly higher than those of  $\beta$ -glucosidase. Secondly, galactosidase activity in *T. crassus* was higher and glucosidase activity was lower than in *T. nodulosus*.

The same was true for the activity of both proteases (Fig. 4). Their levels in *T. crassus* were lower than in *T. nodulosus*. Note also that cathepsin B activity in cestodes was 2–3 times higher than in the host's liver ( $1.02 \pm 0.04$  relative units –  $\Delta D_{525}$ /mg protein per hour). On the contrary, the cathepsin D activity of cestodes was 4 times lower than in the pike's liver ( $0.91 \pm 0.05$  relative units -  $\Delta D_{280}$ /mg protein per hour). The variation of soluble protein content in the samples was not so significant: this index in *T. nodulosus* tissues was  $74.5 \pm 3.7$ , in *T. crassus* –  $77.5 \pm 3.2$ , and in pike liver –  $62.7 \pm 4.4$  mg/g dry mass.

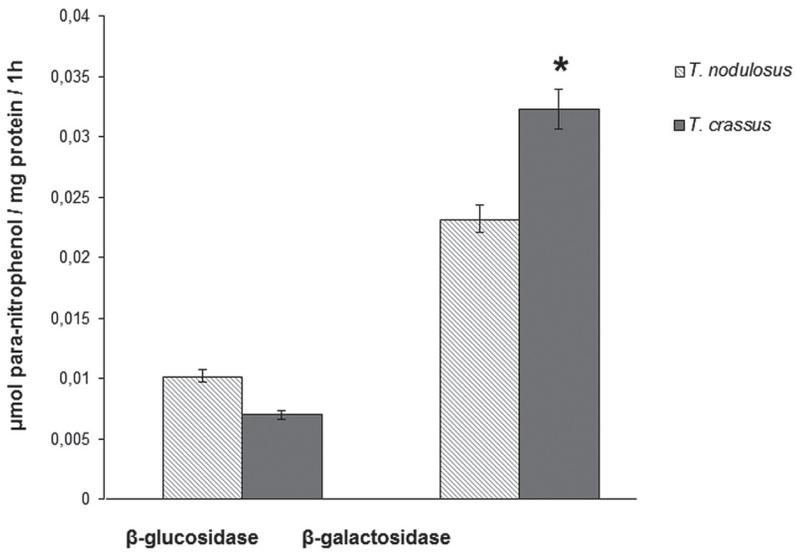


**Figure 1.** Acid phosphatase activity in tissues of adult cestodes of the genus *Triaenophorus* and the liver of their host – pike.  $n = 5$ .

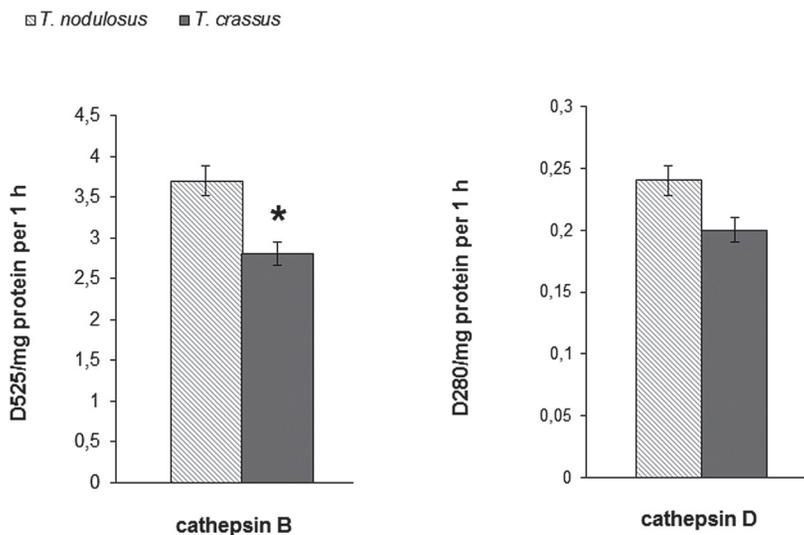
\*Differences between variants are significant at  $p \leq 0.05$ .



**Figure 2.** Nuclease activity in tissues of adult cestodes of the genus *Triaenophorus*.  $n = 5$ . \*Differences between variants are significant at  $p \leq 0.05$ .



**Figure 3.** Glycosidase activity in tissues of adult cestodes of the genus *Triaenophorus*.  $n = 5$ . \*Differences between variants are significant at  $p \leq 0.05$ .



**Figure 4.** Protease activity in tissues of adult cestodes of the genus *Triaenophorus*.  $n = 5$ .  
\*Differences between variants are significant at  $p \leq 0.05$ .

#### DISCUSSION

It seems a highly aggregated distribution, indicated by the  $s^2/M$  ratio, was demonstrated by *T. crassus* (Table 1), suggesting pike was more susceptible to infestation by this species as compared to *T. nodulosus*.

Cestodes of the genus *Triaenophorus* are systematically close species. The ranges of distribution of both *T. nodulosus* and its host of the genus *Esox* are almost the same. The distribution area of *T. crassus* is somewhat narrower. It occupies the northern part of pike's range and covers circumpolar Holarctic regions. The definitive and the first intermediate hosts are the same for both helminth species. The most significant difference between them is the localisation of plerocercoids in the second intermediate host: muscles of salmoniform fishes for *T. crassus*, and usually liver of Percidae for *T. nodulosus*. Adaption to the environment inside their respective second intermediate hosts has been the key factor for the divergence of these cestode species (Kuperman, 1973). The differences detected in the adaptive responses of the helminths in our study also suggest that *T. crassus* is a stricter definitive host specialist than *T. nodulosus*. The leading role in the species' adaptations belongs to biochemical changes, including changes in the lysosomal enzyme complex activity. These enzymes are involved in membrane and cellular digestion processes (Vysotskaya, Nemova, 2008). Cestode tegument is rich in structures participating in lysosome formation (Kuperman, 1988). A higher activity of acid phosphatase in *T. crassus* tissues compared to *T. nodulosus* indicates that the former generates more lysosomes and that the costs of its adaptation to

the host are higher. Acid phosphatase is known as a broad-spectrum phosphoric monoester hydrolase, which has an important role in the metabolism of carbohydrates, lipids, nucleic acids and phosphorus compounds and, hence, in supplying the organism with energy.

Another enzyme whose activity was significantly higher in *T. crassus* than in the other cestode was  $\beta$ -galactosidase. The level of this glycosidase can be elevated when the parasite's adaptive reactions involve galactose-containing lipids and proteoglycans, which act as metabolic regulators (Vdovichenko, Vysotskaya, 2013). Also, considering that carbohydrate metabolism is the principal source of energy for helminths, when the stores of energy substrates have mostly been exhausted, alternative mechanisms can be launched to support tissue bioenergy, and then the role of lysosomal glycosidases, including  $\beta$ -galactosidase, will grow (Vysotskaya, Nemova, 2008).

We have previously demonstrated that the activity of the lysosomal protease cathepsin B in tissues of *T. nodulosus* cestodes is several times higher than in pike organs (Vysotskaya et al., 2015). The lysosomal proteolytic system is the main player in protein metabolism. On top of cleaving proteins to peptides and amino acids, lysosomal proteases perform a number of specific functions for renewal of proteins, activation of precursors of biologically active proteins and peptides, including hormones (Turk et al., 2001; Buhling et al., 2004; Nemova, Bondareva, 2005). Cathepsin B participates in the degradation of many intra- and extracellular proteins (Brix et al., 2008; Arampatzidou et al., 2011; Yadati et al., 2020). Cathepsin B was shown to take part in apoptosis and immunoregulation processes (Turk, Turk, 2009). The high activity of cathepsin B we observed in the tissues of both cestodes suggests that this enzyme is actively involved in the parasites' protective response to impact from the host. Probably that activity of cathepsin B in *T. crassus* was significantly lower than in *T. nodulosus* due to the effect of the peptide antibiotics the host produces to protect itself against various infection agents, including invasion by helminths (Dezfuli et al., 2014). Besides, proteases, as well as other acid hydrolases, can be inhibited by own proteins produced by the parasite to protect against the host's proteolytic enzymes and excreted at host-helminth contact sites (Holt et al., 2006; Chen et al., 2017; Izvekova, Frolova, 2019; Vidak et al., 2019). The assumption that the cestodes in question can respond differently to the same impact from the host is supported by the recently obtained data on qualitative and quantitative differences in the protein composition of these species (Kochneva et al., 2018).

Thus, according to the biochemical aspects of host-parasite relationships, as well as data on the distribution, life cycles, and host affiliations, *T. crassus* appears to be a stricter specialist than *T. nodulosus*. It is adapted to living in cold oligotrophic waters. Its first intermediate hosts are northern copepodite species. The parasite's distribution in water bodies is mainly associated with vendace – a very common species in northern lakes (Potapova, 1978; Valtonen et al., 1989). The other species – *T. nodulosus* has a broader distribution and a much wider range of second intermediate hosts, including salmoniform fishes. The key role in maintaining *T. nodulosus* abundance belongs to perch and ruffe – the main items in pike's diet (Kuperman, 1973). Differences in ecological valence and specialisation between *Triaenophorus* species are the reasons for the different resilience of their parasitic systems through the natural succession in water bodies and under human impact. To wit,

Lake Kostomukhskoye, contaminated by wastes from iron-ore mine and mill, exhibits a poorer species composition of the biota, including a drastic reduction of the fish fauna. Vanishing of vendace, the main intermediate host for *T. crassus*, from the lake entails the extinction of the parasite, in spite of the presence of other aquatic organisms involved in its life cycle. In this situation, the decline of aquatic animal diversity similarly leads to changes in the structure of the *T. nodulosus* parasitic system in line with changes in the host's trophic links, since the main intermediate host (perch) is also absent from the lake. A typical intermediate host is recruited into the parasite's life cycle (Ieshko et al., 2012). Research into the biochemical aspects of relationships in the *T. nodulosus*–pike parasitic system in a water body altered by human activities has demonstrated that the main contributor to the adaptive response to the adverse environmental impact is the host. The parasite, on the other hand, also contributes to overall homeostasis in the system by adjusting its metabolism to the host's condition (Vysotskaya et al., 2015). It is there for ease to say that the host-parasite relationship in the *T. nodulosus*–pike system is highly balanced at the fine biochemistry level. The fact that of the two cestode species of the genus *Triaenophorus* only *T. nodulosus* occurred in the technogenic suppressed lake suggests that this parasitic system has a higher adaptive potential than that of *T. crassus*.

Our studies revealed differences between the biochemical and population parameters of the two cestode species, which evidence a more strenuous process of adaptation to the host in *T. crassus*. This, together with a narrower range of second intermediate hosts and a lower ecological plasticity, corroborates the assumption about a later speciation of *T. crassus* compared to *T. nodulosus*. Of the two ancient and steady parasitic systems, the original one is the *T. nodulosus* – pike *Esox lucius* L. system.

#### ACKNOWLEDGEMENTS

The studies were financed from the federal budget under state assignments to KarRC RAS ( No. 0218-2019-0075, 0218-2019-0076 and AAAA-A17-117031710039-3).

#### REFERENCES

- Alekseenko L.P. 1968. Methods for determination of activity of proteolytic enzymes. In: Orekhovich V.N. (ed.). Modern Methods in Biochemistry. Moscow, Meditsina, 115–130. [in Russian]
- Arampatzidou M., Rehders M., Dauth S., Yu D.M.T., Tedelind S., Brix K. 2011. Imaging of protease functions—current guide to spotting cysteine cathepsins in classical and novel scenes of action in mammalian epithelial cells and tissues. Italian Journal of Anatomy and Embryology 116 (1): 1–19.
- Barrett A.J., Heath, M.F. 1980. Lysosomal enzymes. In: Dingle J.T. (ed.). Lysosomes – A Laboratory Handbook. Amsterdam, North Holland Publishing Co, 25–156.
- Bradford M.M. 1976. A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. Analytical Biochemistry 72: 248–254.
- Brix K., Dunkhorst A., Mayer K., Jourdans S. 2008. Cysteine cathepsins: cellular roadmap to different functions. Biochimie 90: 194–207.
- Buhling F., Waldburg N., Reisenauer A., Heimburg A., Golpon H., Welte T. 2004. Lysosomal cysteine proteases in the lung: role in protein processing and immunoregulation. European Respiratory Journal 23: 620–628.
- Bush A.O., Lafferty K.D., Lotz J.M., Shostak A.W. 1997. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. Journal of Parasitology 83 (4): 575–583.
- Chen L., He B., Hou W., He L. 2017. Cysteine protease inhibitor of *Schistosoma japonicum* – A parasite-derived negative immunoregulatory factor. Parasitology Research 116 (3): 901–908.

- Gubler E.V., Genkin, A.A. 1969. Application of Nonparametric Statistics Criteria to Assess the Differences between Two Groups of Observations in Biomedical Research. Moscow, Meditsina, 29 pp. [in Russian]
- Davydov V.G., Mikryakov V.R. 1988. Adaptive structures of the integument of some cestodes related to the protection of parasites from the effects of the host organism. In: Sonin M.D. (ed.). Immunological and Biochemical Aspects of the Relationships between Helminth and Host. Moscow, Nauka, 88–100. [in Russian]
- Dezfuli B.S., Giari L., Lorenzoni M., Manera M., Noga E.J. 2014. Perch liver reaction to *Triaenophorus nodulosus* plerocercoids with an emphasis on piscidins 3, 4 and proliferative cell nuclear antigen (PCNA) expression. *Veterinary Parasitology* 200: 104–110.
- Dubinina M.N. 1974. State and the next tasks of systematics of tapeworms (Cestoidea Rud., 1808). *Parazitologiya* 8 (4): 281–292. [in Russian]
- Dzik J.M. 2006. Molecules released by helminth parasites involved in host colonization. *Acta Biochemica Polonica* 53 (1): 3–64.
- Hammer Ø., Harper D.A.T., Ryan P.D. 2001. PAST: Paleontological statistics software package for Education and Data Analysis. *Paleontol Electron* 4, 1: 9 pp. [http://palaeo-electronica.org/2001\\_1/past/issue1\\_01.htm](http://palaeo-electronica.org/2001_1/past/issue1_01.htm)
- Holt O.J., Gallo F., Griffiths G.M. 2006. Regulating secretory lysosomes. *Journal of Biochemistry* 140 (1): 7–12.
- Ieshko E.P., Lebedeva D.I., Anikieva L.V., Ilmast N.V. 2012. Population biology of cestodes of genus *Triaenophorus* in natural and man-made water bodies. *Parazitologiya* 46 (6): 434–443. [In Russian]
- Izvekova G.I. 2001. Physiological specificity of the interaction between *Triaenophorus nodulosus* (Cestoda) and its host – fishes. *Parazitologiya* 35 (1): 60–68. [in Russian]
- Izvekova G.I., Frolova T.V. 2019. Certain characteristics of trypsin activity inhibition by cestodes *Triaenophorus nodulosus* and *Eubothrium rugosum*. *Parazitologiya* 53 (1): 73–81. [in Russian]
- Kahovkova J., Odavic R. 1969. A simple method of the quantitative analysis of phospholipids separated by thin layer chromatography. *Journal of Chromatography* 40 (1): 90–96.
- Kochneva A., Borvinskaya E., Bedulina D. 2018. The study of protein composition of *Triaenophorus* sp. at different stages of the life cycle and in different body segments. *Bioinformatics of Genome Regulation and Structure Systems Biology (BGRS/BSB-2018): The Eleventh International Conference (20–25 Aug. 2018, Novosibirsk, Russia)*; Abstracts/ Novosibirsk State University. Novosibirsk: ICGSB RAS, 2018. DOI: 10.18699/BGRSSB-2018-081
- Kuzmina V.V. 2005. Physiological and biochemical basis of exotrophy in fish. Moscow, Nauka, 302 pp. [in Russian]
- Kuklina V.V., Kuklina M.M. 2005. Helminths of Birds of the Barents Sea: Fauna, Ecology, and Impact on Hosts. *Apacity, Kol'sky Nauchny Tsent RAS*, 289 pp. [in Russian]
- Kuperman B.I. 1973. Tapeworms of the Genus *Triaenophorus* – Fish Parasites. Leningrad, Nauka, 208 pp. [in Russian]
- Kuperman B.I. 1988. Functional morphology of lower cestodes: ontogenetic and evolutionary aspects. Leningrad, Nauka, 168 pp. [in Russian]
- Levitskii A.P., Barabash R.D., Konovets V.M. 1973. Seasonal characteristics of ribonuclease and  $\alpha$  amylase activity of saliva and salivary glands in Wistar rats. In: Kreps E.M. (ed.). *Biochemical Evolution*, Leningrad: Nauka, 192–195. [in Russian]
- Nemova N.N., Bondareva L.A. 2005. Proteolytic Enzymes. Petrozavodsk, KRC RAS, 92 pp. [in Russian]
- Nikishin V.P. 2016. Morphofunctional diversity of glycocalyx in tapeworms. *Advances in Modern Biology* 136 (5): 506–526. [in Russian]
- Pokrovskii A.A., Archakov A.I. 1968. Methods of separation and enzymatic identification of subcellular fractions. In: Orekhovich V.N. (Ed.). *Modern Methods in Biochemistry*. Moscow, Meditsina, 5–59. [in Russian]
- Pokrovskii A.A., Kravchenko L.V., Tutel'yan V.A. 1971. The study of activity of lysosomal enzymes in the presence of aflatoxin and mitomycin C. *Biochemistry* 36 (4): 690–696. [in Russian]
- Potapova O.I. 1978. Large vendace *Coregonus albula* L. Leningrad, Nauka, 133 pp. [in Russian]
- Sajid M., McKerrow J.H. 2002. Cysteine proteases of parasitic organisms. *Molecular and Biochemical Parasitology* 120: 1–21.
- Shishova-Kasatochkina O.A., Leutskaia Z.K. 1979. Biochemical aspects of the relationship between helminth and host (exchange of proteins, vitamins and steroids in the process of parasitism). Moscow, Nauka, 152 pp. [in Russian]
- Sidorov V.S., Vysotskaya R.W., Smirnov L.P., Guryanova S.D. 1989. Comparative biochemistry of fish helminths. Amino acids, proteins, lipids. Leningrad, Nauka, 152 pp. [in Russian]

- Turk B., Turk V. 2009. Lysosomes as “suicide bags” in cell death: myth or reality? *Journal of Biological Chemistry* 284: 21783–21787.
- Turk V., Turk B., Turk D. 2001. Lysosomal cysteine proteases: facts and opportunities. *The EMBO Journal* 20: 4629–4633.
- Valtonen E.T., Rintamäki P., Lappalainen M. 1989. *Triaenophorus nodulosus* and *T. crassus* in fish from Northern Finland. *Folia Parasitologica* 26: 351–370.
- Vdovichenko E.A., Vysotskaya R.U. 2013. The comparative characteristics of the activity of lysosomal glycosidases of pikes living in water objects with different rates of anthropogenic load. *Fundamental research* 4 (5): 1134–1138. [in Russian]
- Vidak E., Javoršek U., Virovišek M., Turk B. 2019. Cysteine cathepsins and their extracellular roles: shaping the microenvironment. *Cells* 8 (3): 264–273.
- Vysotskaya R.U., Ieshko E.P., Evseeva N.V. 2003. A comparative biochemical research in the *Schistocephalus solidus* (Cestoda) — three-spined stickleback *Gasterosteus aculeatus* L. system. *Parazitologiya* 37: 503–511. [in Russian]
- Vysotskaya R.U., Krupnova M.Y., Ieshko E.P., Anikieva L.V., Lebedeva D.I. 2015. Ecological and biochemical aspects of parasite-host interactions in transformed aquatic bodies: a case study of the cestode *Triaenophorus nodulosus* and its host, the northern pike *Esox lucius*. *Biology Bulletin* 42 (3): 246–253.
- Vysotskaya R.U., Nemova N.N. 2008. Lysosomes and lysosomal enzymes of fish. Moscow, Nauka, 284 pp. [in Russian]
- Yadati T., Houben T., Bitorina A., Shiri-Sverdlov R. 2020. The ins and outs of cathepsins: physiological function and role in disease management. *Cells* 9 (7): 1679–1705.

## ЛИЗОСОМАЛЬНЫЕ ФЕРМЕНТЫ В АДАПТИВНЫХ РЕАКЦИЯХ ЦЕСТОД РОДА *TRIAENOPHORUS*

Р. У. Высоцкая, Е. П. Иешко, М. Ю. Крупнова,  
Л. В. Аникиева, Д. И. Лебедева

**Ключевые слова:** *Triaenophorus*, *Esox lucius*, гостальная специфичность, лизосомальные ферменты

### РЕЗЮМЕ

Проведено сравнительное изучение активности семи кислых гидролаз (кислой фосфатазы, ДНКазы, РНКазы, β-глюкозидазы, β-галактозидазы, катепсина В, катепсина D) и содержания белка в тканях двух видов цестод рода *Triaenophorus* (*T. crassus* и *T. nodulosus*) из щуки озера Каменного (Северная Карелия). Установлены различия в ферментных профилях лизосом у изученных паразитов. Для *Triaenophorus crassus* характерны более высокие значения активности кислой фосфатазы и β-галактозидазы, активность же β-глюкозидазы, катепсина В и ДНКазы была более низкой, чем у *T. nodulosus*. Выявленные различия в показателях заражения и параметрах распределения численности цестод в популяции хозяина (*Esox lucius* Linnaeus, 1758) свидетельствуют о более напряженном приспособительном процессе к хозяину у *T. crassus*, что наряду с более узким кругом вторых промежуточных хозяев и меньшей экологической пластичностью подтверждает более позднее происхождение этого вида по сравнению с *T. nodulosus*.

УДК 576.895.422

**ГАМАЗОВЫЕ КЛЕЩИ (GAMASINA),  
СВЯЗАННЫЕ С МЕЛКИМИ НАЗЕМНЫМИ ПОЗВОНОЧНЫМИ  
НА ЮГЕ НЕЧЕРНОЗЕМНОГО ЦЕНТРА РОССИИ  
(КАЛУЖСКАЯ ОБЛАСТЬ)**

**© 2021 г. В. А. Корзиков<sup>a, \*</sup>, О. Л. Васильева<sup>a</sup>,  
Н. П. Коралло-Винарская<sup>b</sup>, С. Г. Медведев<sup>c</sup>**

<sup>a</sup> ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Калужской области»,  
ул. Баррикад, 181, Калуга, 248018 Россия

<sup>b</sup> Омский научно-исследовательский институт природно-очаговых инфекций,  
пр. Мира, 7, Омск, 644080 Россия

<sup>c</sup> Омский государственный педагогический университет,  
наб. Тухачевского, 14, Омск, 644099 Россия

<sup>c</sup> Зоологический институт РАН,  
Университетская наб., 1, Санкт-Петербург, 199034 Россия  
\* e-mail: korzikoff\_va@mail.ru

Поступила в редакцию 14.11.2020 г.

После доработки 16.12.2020 г.

Принята к печати 03.03.2021 г.

Представлены результаты сборов 34 видов гамазовых клещей (Gamasina), ассоциированных с мелкими наземными позвоночными на территории Калужской области, которые относятся к 19 родам из 9 семейств. Гематофаги представлены 20 видами. Клещи *Laelaps clethrionomydis* и *L. agilis* составили 52 % от всех собранных клещей.

**Ключевые слова:** гамазовые клещи, мелкие млекопитающие, рептилии, птицы, *Laelaps clethrionomydis*, *Laelaps agilis*

**DOI:** 10.31857/S0031184721020034

Изучение фауны кровососущих членистоногих на региональном уровне служит основой для дальнейшего формирования межрегиональных кадастров (Медведев, 2011). Фауна паразитических гамазовых клещей (Gamasina) наземных позвоночных Калужской обл. изучена недостаточно. Единственная сводка по гамазовым клещам мелких млекопитающих центральных областей европейской России, включающая сборы и с территории Калужской обл., была опубликована Повалишиной (1966). В этой публикации были указаны 7 паразитических видов гамазид. При характеристике фауны клещей ринониссид (Rhinonyssidae) – эндопаразитов птиц России и сопредельных стран также использовались сборы с Калужской обл. (Бутенко и др., 2019).

Имеется ряд публикаций о фауне и экологии свободноживущих копрофильных гамазовых клещей Калужской обл., а также видов, связанных с лесным навозником – жуком *Anoplotrupes stercorarius* Scriba, 1791 (Макарова, 1992, 1993, 1995). Московская и Тульская области изучены несколько лучше: имеются литературные данные не только по свободноживущим, но и по паразитическим гамазовым клещам (Мясников, 1963; Лопатина и др., 1998; Никулина, 2004; Лопатина, Петрова-Никитина, 2007). Фауна почвообитающих гамазид Московской обл. насчитывает не менее 204 видов (Петрова, 1982).

В 2019 г. нами было опубликовано краткое сообщение о 9 массовых видах гамазовых клещей, связанных с мелкими млекопитающими Калужской обл. (Васильева и др., 2019). Цель настоящей работы состоит в уточнении видового состава гамазовых клещей мелких наземных позвоночных (рептилий, птиц и мелких млекопитающих), обитающих на территории Калужской обл.

### **Характеристика региона исследований и прокормителей гамазовых клещей**

Калужская обл. (далее – Регион) расположена в пределах лесной зоны европейской части России. Северо-западная, западная и юго-западная части Региона (всего около  $\frac{2}{3}$  его территории) относятся к подзоне хвойно-широколиственных лесов, представленных преимущественно ельниками различных типов. Здесь Регион граничит на севере с Москвой и Московской обл., а на западе – со Смоленской обл. Центральная и восточная части Региона (около  $\frac{1}{3}$  территории) принадлежат к подзоне широколиственных лесов. Однако в настоящее время коренные леса занимают небольшую часть подзоны широколиственных лесов, так как значительная часть этой территории распахана под нужды сельскохозяйственной деятельности. Древесный ярус в таких лесах образован елью европейской с примесью сосны, березы, осины, липы сердцевидной, ясеня обыкновенного, вяза и дуба черешчатого (География ..., 1975).

На востоке Калужская обл. граничит с Тульской обл., а на юге – с Брянской и Орловской обл., на территории, которых проходит северная граница зоны лесостепи. Лесостепная зона, со своей своеобразной фауной, на территории Региона не представлена.

Фауна наземных позвоночных Региона характерна для юга лесной зоны европейской части России. Фауна мелких млекопитающих включает 35 видов, среди которых преобладают грызуны (22 вида). Так, на территории Калужской обл. отмечено обитание двух видов беличьих, четырех видов соневых, восьми видов хомяковых, семи видов мышинных и одного вида мышовковых. Кроме того, здесь обитают два вида ежиных, восемь видов землеройковых и два вида кротовых, а также один вид кунных (Алексеев и др., 2011). Среди грызунов фоновыми видами (Корзиков и др., 2017, 2019) являются европейская рыжая и обыкновенная полевки, полевка-экономка, полевая и желтогорлая мыши, малая лесная мышь, мышь-малютка, среди насекомоядных – обыкновенная бурозубка, фауна гамазид которых нами была и изучена. Орнитофауна Калужской обл. насчитывает 181 вид гнездящихся птиц, однако гамазиды были собраны только с птиц четырех видов воробьинообразных птиц. Кроме того, на территории области обитают три вида ящериц, на одном из которых обнаружены гамазиды.

### **Методики сбора**

За период с 2017 по 2020 г. исследования были выполнены в 53 пунктах сборов (табл. 1), из которых 37 расположены в подзоне хвойно-широколиственных лесов, а 16 — широколиственных. Кроме того, были проанализированы данные более ранних

сборов из архивных и коллекционных материалов зоолого-энтомологической группы ФБУЗ «Центр гигиены и эпидемиологии в Калужской области».

Сбор и изучение гамазовых клещей мелких млекопитающих проводился во все сезоны года. В итоге было обследовано 1239 особей мелких млекопитающих 14 видов, а также две ящерицы, девять птиц четырех видов и два гнезда деревенской ласточки (табл. 2). Всего было собрано 2537 экз. гамазовых клещей 34 видов. Среди осмотренных позвоночных гамазовые клещи не были обнаружены на зарянке, белогрудом еже, малой и равнозубой бурозубках, водяной куторе и водяной полевке.

Отлов мелких млекопитающих проводился методом ловушко-линий (Кучерук, Коренберг, 1964; Шефтель, 2018). Отработано 9590 ловушко-суток в четырех основных станциях: открыто-полевых – 4505, околородных – 1900, закрытых полевых (стога, ометы и т.п.) – 1525, населенных пунктах (преимущественно, сельских) – 1660. Осматривали птиц, случайно попавших в давилки, птичьи гнезда разбирали вручную; голубей и ящериц ловили вручную.

Для определения видовой принадлежности использовался ряд сводок (Брегетова, 1956; Определитель членистоногих ..., 1958; Определитель обитающих..., 1977), а также работы по современной систематике этой группы (Vinarski, Korallo-Vinarskaya, 2016, 2017). Таксономическая идентификация гамазовых клещей проводилась с использованием микроскопа «МИКМЕД-5» путем изготовления временных препаратов в глицерине. Ряд трудноопределимых эктопаразитов заключался в среду Фора.

Для характеристики типов питания клещей использовали схему, предложенную Тагильцевым с соавторами (1990). Отнесение типа питания конкретного вида к той или иной группе проводилось на основе литературных данных (Земская, 1973; Тагильцев, Тарасевич, 1982; Тагильцев и др., 1990; Коралло-Винарская и др., 2016). Согласно этим данным, виды, представленные в наших материалах, распределяются по шести группам:

1. Хищники. Потребители мелких беспозвоночных (клещи, коллемболы, нематоды и др.) в гнездах позвоночных. Нередко форезируют на хозяевах гнезд. Возможна частичная гематофагия за счет поедания членистоногих – кровососов в стадии насыщения и остатков крови.

2. Сапрофаги. Привлекаются наличием трупов позвоночных на разных стадиях разложения, экскрементов и остатков пищи. Часто форезируют на насекомых некрофагах.

3. Разноядные. Клещи-эврифаги, привлекаемые в гнездо хозяина в основном благоприятным гидротермическим режимом, но и наличием корма. Гематофагия возможна, как и у облигатных хищников.

4. Факультативные гематофаги, хищники и сапрофаги. При отсутствии кровяного питания все жизненные функции сохраняются.

5. Облигатные неисклчючительные гематофаги. Неисклчючительные кровососы. Дополнительное питание за счет хищничества, реже сапрофагии.

6. Облигатные исклчючительные гематофаги. Исклчючительные кровососы, иногда с длительным питанием.

Общая характеристика ареалов и биотопическая приуроченность видов приводятся на основании различных литературных сводок по гамазовым клещам (Брегетова, 1956; Земская, 1973; Определитель обитающих..., 1977; Никулина, 2004; Макарова, 2009, 2012; Marchenko, 2002; Salmane, Kontschan, 2005a, 2005b; Vinarski, Korallo-Vinarskaya, 2016, 2017).

Математическая обработка проводилась в пакетах программ Microsoft Excel и Past. Сравнение проводили с помощью многомерного неметрического шкалирования на основе индекса Брея-Кертиса (Beals, 1984), учитывающего обилие эктопаразитов.

**Таблица 1.** Места находок (точки сбора) гамазовых клещей на рептилиях, птицах и мелких млекопитающих на территории Калужской области.

**Table 1.** Sample sites for gamasid mites from reptilians, birds and small mammals in Kaluga region.

№	Место сбора	Месяц и год обследования	Описание биотопа	Географические координаты	Колич. видов	Всего, экз.
Пресмыкающиеся						
Подзона хвойно-широколиственных лесов						
1	д. Афанасово	03.20	Луг	N54°56'27.5048" E36°24'52.6973"	1	1
Птицы						
Подзона хвойно-широколиственных лесов						
2	г. Калуга, Городской бор	04.18	Сосняк неморальный	N54°31'32.5109" E36°11'22.2924"	1	1
3	г. Калуга, ул. Чичерина	11.19	Кормушка для птиц	N54°32'04.5836" E36°15'33.8057"	1	5
Подзона широколиственных лесов						
4	д. Ладьино	06.19	Деревенский дом, строения	N54°24'27.0904" E36°41'13.9974"	1	10
5	с. Березницкого стеклозавода, пойма оз. Ленивое	10.19	По периметру построек	N53°57'47.8355" E35°48'44.6103"	2	4
Мелкие млекопитающие						
Подзона хвойно-широколиственных лесов						
6	д. Брянново	08.19	Мезофитный луг	N54°25'36.4099" E34°43'05.2046"	6	23
7	д. Брянново, пойма р. Свотица	08.19	Бурьян	N54°25'32.1675" E34°43'03.5324"	3	4
8	д. Шеняно-Слобода	09.18, 05.19	Заболоченный луг у ручья	N54°45'51.5400" E35°54'22.8915"	4	7
9	д. Шеняно-Слобода	04.18, 09.18, 05.19	По периметру и внутри построек	N54°45'38.2958" E35°53'54.2670"	11	82
10	д. Шеняно-Слобода	04.18, 09.18, 05.19	Сосняк неморальный	N54°45'55.4092" E35°54'25.9695"	9	23
11	д. Шеняно-Слобода	04.18	Луг у заруды	N54°45'41.5405" E35°54'27.7668"	3	3
12	д. Шеняно-Слобода	04.18, 09.18, 05.19	Мезофитный луг	N54°45'40.1311" E35°53'56.8566"	8	20
13	д. Ильинское	08.19	Мезофитный луг	N54°55'43.2921" E36°48'25.1208"	1	4

14	д. Гришино	10.19	Елово-осиновый лес	N54°52'18.8705" E35°35'30.3676"	3	54
15	д. Коново	10.19	Осинник у ручья	N54°53'17.2640" E35°37'51.2894"	4	177
16	д. Мяглево	10.19	Мезофитный луг	N54°53'35.1959" E35°39'11.6926"	5	19
17	д. Вежи	10.19	Березняк	N54°11'47.4351" E34°21'44.9666"	6	19
18	д. Вежи	10.19	Мезофитный луг	N54°11'42.5819" E34°22'02.2079"	8	69
19	д. Голосилловка	10.19	Хвойно-широколиственный лес	N54°09'13.1546" E34°20'28.2184"	5	51
20	д. Голосилловка	10.19	Поле овса	N54°09'15.9057" E34°20'30.7952"	3	3
21	г. Людиново	07–08.19	Сосняк-зеленомошник	N53°51'58.6970" E34°24'56.6572"	5	14
22	д. Березовка	07–08.19	Ксерофитный луг	N55°52'28.7719" E34°22'31.2465"	7	80
23	д. Вербежичи	07–08.19	Гигрофитный луг	N53°50'58.1403" E34°22'16.5902"	3	11
24	д. Вербежичи, пойма р. Болвы	07–08.19	Граница ивняка и луга у реки	N53°51'04.8339" E34°23'36.0308"	8	77
25	д. Войлово	08.19	Березняк	N53°47'51.1704" E34°32'15.6194"	2	3
26	д. Петушки	08.19	Ельник-кисличник	N54°31'46.8342" E35°14'10.4080"	5	32
27	д. Александровка	04.19, 08.19	Сосняк-зеленомошник	N54°54'22.8414" E35°00'25.3289"	8	193
28	д. Александровка, пойма р. Воря	08.19	Бурьян у реки	N54°54'15.6529" E35°00'15.9046"	10	33
29	д. Александровка	04.19, 08.19	Стерня овса	N54°54'16.4764" E35°00'21.0223"	1	206
30	д. Беляево	06.18	Ельник-кисличник	N54°47'23.4994" E35°06'07.0297"	3	3
31	д. Беляево	06.18	Мезофитный луг	N54°47'27.6285" E35°05'59.5367"	5	8
32	д. Палатки	08.18	По периметру и внутри построек	N54°45'13.7543" E35°21'57.3385"	3	7
33	д. Палатки	08.18	Широколиственный лес	N54°45'18.7085" E35°22'01.4133"	5	23
34	д. Палатки	08.18	Лесной луг	N54°45'16.0470" E35°21'59.0847"	6	25
35	г. Калуга, Городской бор	05.18, 09.18, 12.18, 03.19, 06.19, 12.19, 03.20	Сосняк неморальный	N54°31'32.5109" E36°11'22.2924"	12	699
36	г. Калуга, Подзавалье, пойма р. Яченка	08.18	Гигрофитный луг у реки	N54°32'17.1599" E36°13'48.2045"	1	1

Таблица 1. Продолжение  
Table 1. Continuation

№	Место сбора	Место и год обследования	Описание биотопа	Географические координаты	Колич. видов	Всего, экз.
Мелкие млекопитающие						
Подзона хвойно-широколиственных лесов						
37	г. Калуга, Городской бор, северо-восток	08.18	Сосняк сложный	N54°32'14.9794" E36°13'34.1303"	2	9
38	г. Калуга, с. Муратовского щебзавода	03.19	Широколиственный лес	N54°35'51.6130" E36°12'32.8135"	3	43
39	г. Калуга, ул. Чичерина	11.19	Помещения	N54°32'04.5836" E36°15'33.8057"	1	5
Подзона широколиственных лесов						
40	п. Бабынино	05.18	Березняк	N54°23'31.4394" E35°42'16.5228"	2	2
41	с. Березницкого стеклозавода, пойма оз. Ленивое	05.18, 08.18, 10.19	Луг, переходящий в березняк	N53°57'53.7456" E35°48'31.2851"	7	54
42	с. Березницкого стеклозавода	05.18, 08.18, 10.19	По периметру и внутри построек	N53°57'47.8355" E35°48'44.6103"	3	65
43	с. Березницкого стеклозавода	05.18, 08.18	Сосняк сложный	N53°57'47.4833" E35°48'50.5364"	4	12
44	с. Березницкого стеклозавода	04.19, 10.19	Сосняк неморальный	N53°57'51.9563" E35°48'37.8818"	5	29
45	с. Березницкого стеклозавода	08.18, 04.19, 10.19	Мезофитный луг	N53°57'53.6856" E35°48'24.1108"	11	67
46	д. Подборки	01.19	Помещение	N54°10'48.2485" E35°56'02.7353"	1	1
47	с. Воротыньск	12.17	Высокотравный луг	N54°26'10.1783" E36°02'35.2255"	1	1
48	с. Воротыньск	12.17	Рулоны сена	N54°17'14.0805" E36°08'25.6653"	2	14
49	д. Косьмово	02.19	Рулоны сена	N54°25'12.1682" E36°30'36.9115"	3	58
50	д. Лучкино	02.20	Рулоны сена	N54°21'53.6117" E36°04'27.0866"	3	149
51	с. Калуж. опытная с/х станция	01.19	Рулоны соломы	N54°25'19.2396" E36°05'51.2545"	1	5
52	с. Петрищево	09.19	Луг у заграды	N54°36'55.4155" E36°56'32.8568"	2	7
53	с. Петрищево	09.19	Поле	N54°36'50.2880" E36°56'25.5403"	5	22

Таблица 2. Объём исследованного материала на территории Калужской области в 2017–2020

Table 2. The bulk of material sampled in Kaluga region in 2017–2020

Виды хозяев	Семейства гамазовых клещей									Общий итог
	Parasitidae	Acoesejidae	Rhodacariidae	Macrocheilidae	Laelaptidae	Haemogamasidae	Hirtonyssidae	Macronyssidae	Dermanyssidae	
Живородящая ящерица – <i>Zootoca vivipara</i> (Jacquin, 1787)	2	-	-	-	-	-	-	1/1	-	1/1
Зарянка – <i>Erithacus rubecula</i> L., 1758	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Большая синица – <i>Parus major</i> L., 1758	2	1/2	-	-	1/2	-	-	-	-	2/4
Обыкновенный поползень – <i>Sitta europaea</i> L., 1758	1	1/1	-	-	-	-	-	-	-	1/1
Деревенская ласточка – <i>Hirundo rustica</i> (Linnaeus, 1758)	7	-	-	-	-	-	-	-	1/10	1/10
Сизый голубь – <i>Columba livia</i> (Gmelin, 1789)	1	-	-	-	-	-	-	-	1/5	1/5
Белогрудый еж – <i>Erinaceus roumanicus</i> Barrett-Hamilton, 1900	4	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Европейский крот – <i>Talpa europaea</i> L., 1758	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Обыкновенная бурозубка – <i>Sorex araneus</i> L., 1758	122	2/2	1/2	-	2/2	3/10	1/1	-	-	9/17
Малая бурозубка – <i>S. minutus</i> L., 1766	8	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Равнозубая бурозубка – <i>S. isodon</i> Turon, 1924	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Обыкновенная кутора – <i>Neomys fodiens</i> (Pennant, 1771)	3	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Таблица 2. Продолжение  
Table 2. Continuation

Виды хозяев	Всего хозяев	Семейства гамазовых клещей									Общий итог
		Parasitidae	Acosejidae	Rhodacaridae	Macrocheilidae	Laelaptidae	Haemogamasidae	Hirtonyssidae	Macronyssidae	Dermanyssidae	
Полевая мышь – <i>Arodemus agrarius</i> Pallas, 1771	143	1/2	1/17	2/5	-	5/62	3/6	2/28	-	-	14/120
Малая лесная мышь – <i>Sylvaeetus uralensis</i> Pallas, 1811	118	3/19	1/1	2/8	-	5/48	3/26	3/10	-	-	17/112
Желтогорлая мышь – <i>S. flavicollis</i> Melchior, 1834	97	2/8	1/1	1/21	-	4/564	5/48	2/9	-	-	15/651
Мышь-малютка – <i>Micromys minutus</i> Pallas, 1771	18	-	-	-	-	1/14	-	1/31	-	-	2/45
Домовая мышь – <i>Mus musculus</i> L., 1758	34	-	-	-	-	2/2	-	-	-	-	2/2
Обыкновенная полёвка – <i>Microtus arvalis</i> Pallas, 1778 и восточноевропейская полёвка – <i>M. rossiaemeridionalis</i> Ognev, 1924	143	-	1/95	1/1	-	3/185	2/27	2/25	-	-	9/333
Полевка-экономка – <i>Alexandromys oesopotus</i> Pallas, 1776	98	1/8	-	-	1/1	3/213	5/42	1/4	-	-	11/268
Европейская рыжая полёвка – <i>Myodes glareolus</i> Schreber, 1780	447	3/77	2/6	2/19	2/2	5/706	5/148	2/10	-	-	21/968
Водяная полёвка – <i>Arvicola amphibius</i> (L., 1758)	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Примечания. В числителе – число видов, в знаменателе – число экземпляров. Прочерк – нет материала.

## Аннотированный список гамазовых клещей

Сем. PARASITIDAE Oudemans, 1901

1. *Pergamasus* sp.

Материал. 8 экз. (7 ♀, 1 ♂) с 5 видов животных. Все обнаруженные экземпляры были собраны в лесных биотопах с апреля по сентябрь. 40 % собраны с рыжей полевки, а 25 % с желтогорлой мыши. Представители рода обнаружены в точках сбора – 2, 10, 24, 33, 35, 37 и 43. Хищные клещи, обитают в лесной подстилке и поверхностном слое почвы в открытых биотопах, в норах животных.

2. *Poecilochirus necrophori* Vitzthum, 1930

Материал. 105 экз. (50 ♀, 55 НИ) с 6 видов мелких млекопитающих. Все экземпляры были собраны с июня по сентябрь в различных стациях. Почти 70 % взяты с трупов рыжей полевки. Обнаружен в точках сбора – 9, 10, 23, 26, 32–37, 42 и 45.

Имеет палеарктический тип ареала. Некрофаг, форезирующий на жуках (мертвоедах, могильщиках и жукелицах), также обнаруживается на трупах различных позвоночных и постоянно встречается в убежищах мелких млекопитающих и птиц, иногда в помете. На сопредельных территориях отмечен в Тульской и Московской областях (Мясников, 1963; Петрова, 1982).

3. *Poecilochirus subterraneus* (Müller, 1860)

Материал. 4 экз. (4 НИ) с 2 видов мелких млекопитающих. Особи этого вида учтены в мае в луговых и лесных биотопах.  $\frac{3}{4}$  всех клещей собраны с рыжей полевки. Обнаружен в точках сбора – 10, 12. Имеет палеарктический тип ареала. Некрофаг, встречается на жуках-могильщиках, с которых переходит на падаль, трупы мелких млекопитающих. На сопредельных территориях отмечен в Московской обл. (Петрова, 1982).

4. *Holoparasitus excipuliger* (Berlese, 1905)

Материал. 2 экз. (2 ♂) с большой синицы. Большая синица попала в ловушку и клещ, вероятно, перешел на ее труп из лесной подстилки. Нами встречен в октябре. Обнаружен в точке сбора – 5. Имеет европейский тип ареала. Приурочен преимущественно к лесным, околородным биотопам, агроэкосистемам. Хищный клещ, обитающий в лесной подстилке и во мху. На сопредельных территориях отмечен в Тульской и Московской областях (Петрова, 1982; Лопатина, Петрова-Никитина, 2007).

Сем. ACEOSEIIDAE Baker et Wharton, 1952

5. *Cheiroseius serratus* (Halbert, 1915)

Материал. 1 экз. (1 ♀) с рыжей полевки. Нами встречен в августе. Обнаружен в точке сбора – 26. Имеет палеарктический тип ареала и полизонален в широтном отношении. Приурочен к луговым, лесным и болотным биотопам. Подстилочный влаголюбивый вид. Разноядный клещ. На сопредельных территориях этот вид отмечен в Московской области (Петрова, 1982).

6. *Lasioseius berlesei* (Oudemans, 1938)

Материал. 2 экз. (2 ♀) с 2 видов мелких млекопитающих. Нами особи *L. berlesei* собраны с малой лесной и желтогорлой мыши в августе, октябре. Обнаружен в точках сбора – 20, 29. Имеет палеарктический тип ареала. Обитает в лесной подстилке, во мху, под корой деревьев, в гнездах грызунов. Разноядный клещ. На сопредельных территориях вид обнаружен в Московской области (Петрова, 1982).

7. *Proctolaelaps pygmaeus* (Müller, 1860)

Материал. 117 экз. (117 ♀) с 3 видов мелких млекопитающих. Клещ *P. pygmaeus* был учтен в феврале-марте. 80 % обнаруженных клещей собраны с трупов обыкновенной полевки. Обнаружен в точках сбора – 35, 49, 50. Имеет космополитическое распространение и полизонален в широтном отношении. Приурочен к луговым, лесным биотопам. Обитает в подстилке, компосте, в норах и гнездах позвоночных животных. Разноядный клещ. На сопредельных территориях отмечен в Тульской и Московской областях (Мясников, 1963; Петрова, 1982).

Сем. RHODACARIDAE Oudemans, 1902

8. *Euryparasitus emarginatus* C.L. Koch, 1839

Материал. 4 экз. (2 ♀, 2 НИ) с 3 видов животных. Половина (50 %) клещей *E. emarginatus* была обнаружена на полевой мыши. Нами встречен в мае, сентябре. Обнаружен в точках сбора – 8, 12. Палеарктический вид. Хищник. Обитает в различных биотопах: лесной подстилке, мху, трухлявых пнях, гнездах грызунов и птиц, подпольях жилых домов. На сопредельных территориях отмечен в Тульской и Московской областях (Мясников, 1963; Петрова, 1982; Лопатина др., 1998).

9. *Cyrtolaelaps mucronatus* G. et R.Canestrini, 1881

Материал. 52 экз. (5 ♀, 47 НИ) с 6 видов мелких млекопитающих. Большая часть особей *C. mucronatus* собрана с желтогорлой мыши (40 %) и рыжей полевки (35 %). Встречен во все сезоны года. Обнаружен в точках сбора – 9, 21, 22, 24, 25, 27, 29, 35, 41, 44, 45. Имеет палеарктический тип ареала, полизонален в широтном отношении. Хищник, встречается в лесной подстилке, на пашне, в гнездах грызунов, на мелких млекопитающих. На сопредельных территориях отмечен в Тульской и Московской областях (Мясников, 1963; Петрова, 1982; Лопатина др., 1998).

Сем. MACROCHELIIDAE Vitzthum, 1930

10. *Macrocheles montanus* (Willmann, 1951)

Материал. 1 экз. (1 ♀) с рыжей полевки. Нами встречен в октябре. Обнаружен в точке сбора – 44. Имеет палеарктическо-гренландский тип ареала, приуроченный в основном к средним широтам. Приурочен к лесам, садам, околоводным лугам. Сапрофаг, встречается в лесной подстилке, под корой, в гнездах грызунов. На сопредельных территориях отмечен в Московской области (Петрова, 1982).

11. *Macrocheles* sp.

Материал. 2 экз. (2 ♀) с 2 видов грызунов. Собраны только с рыжей полевки и полевки-экономки в августе-сентябре. Видовое определение было затруднено в связи с повреждением экзоскелета. Представители рода обнаружены в точках сбора – 34, 35. Свободноживущие клещи, обитающие в лесной подстилке, гумусе, под камнями, в гнездах птиц и мелких млекопитающих.

Сем. LAELAPIDAE Berlese, 1892

12. *Hypoaspis heselhausi* Oudemans, 1912

Материал. 1 экз. (1 ♀) с рыжей полевки. Нами встречен в декабре. Обнаружен в точке сбора – 35. Имеет палеарктический тип ареала. Разноядный клещ, встречается в подстилке, на пашне, в гнездах грызунов и шмелей. На сопредельных территориях отмечен в Московской области (Петрова, 1982).

13. *H. lubrica* Oudemans et Voigts, 1904

Материал. 1 экз. (1 ♀) с рыжей полевки. Нами встречен в мае. Обнаружен в точке сбора – 9. Имеет голарктический тип ареала. Разноядный клещ, встречается в подстилке, в гнездах грызунов и птиц, гниющем овсе и сене. На сопредельных территориях отмечен в Московской области (Петрова, 1982; Лопатина др., 1998).

14. *H. sardous* Berlese, 1911

Материал. 1 экз. (1 ♀) с рыжей полевки. Нами встречен в августе. Обнаружен в точке сбора – 34. Ранее считалось, что вид распространен только в Европе, но после обнаружения в Корее (Keum et al., 2016) вероятно его надо рассматривать как транспалеарктический. Хищник, встречается в лесной подстилке, гнездах мелких млекопитающих и старом сене. На сопредельных территориях обнаружен в Московской и Тульской областях (Петрова, 1982; Мясников, 1963).

15. *Androlaelaps glasgowi* (Ewing, 1925)

Материал. 31 экз. (25 ♀, 5 ♂, 1 НИ) с 6 видов хозяев. Основная масса клещей была собрана с обыкновенной полевки (42 %) и полевой мыши (32 %). Встречался с апреля по октябрь. Обнаружен в точках сбора – 12, 15, 18, 22, 29, 31, 38, 45, 53. Имеет космополитическое распространение. Облигатный неискл. гематофаг, паразитирующий на многих видах млекопитающих, в массе размножается в гнездах грызунов. На сопредельных территориях отмечен в Тульской, Брянской и Московской областях (Мясников, 1963; Петрова, 1982; Лопатина др., 1998; Никулина, 2004).

16. *A. casalis* (Berlese, 1887)

Материал. 2 экз. (2 ♀) с 2 видов хозяев. *A. casalis* был обнаружен на малой лесной и желтогорлой мыши. Нами встречен в мае. Обнаружен в точке сбора – 9. Имеет космополитическое распространение, полизонален в широтном отношении. Облигатный неискл. гематофаг. Основным местом обитания являются гнезда птиц, где происходит их развитие. На сопредельных территориях отмечен в Московской области (Петрова, 1982; Лопатина др., 1998).

17. *Laelaspis astronomicus* (Koch, 1839)

Материал. 1 экз. (1 ♀) с малой лесной мыши. Нами встречен в октябре. Обнаружен в точке сбора – 18. Имеет палеарктический тип ареала. Хищник, встречается в подстилке, под камнями, во мху и в гнездах грызунов. На сопредельных территориях отмечен в Московской области (Петрова, 1982).

18. *Laelaps muris* (Ljungh, 1799)

Материал. В период обследований 2017–2020 гг. не встречен. В коллекции препаратов обнаружен 1 экз. (♀), собранный в 1961 г. с обыкновенной бурозубки в окр. п. Думиничи. Имеет палеарктический тип ареала. Облигатный неискл. гематофаг, специфический паразит водяной полевки. В массе встречается как на теле хозяина, так и в его гнездах. На сопредельных территориях отмечен в Тульской и Московской областях (Мясников, 1963; Лопатина др., 1998; Никулина, 2004).

19. *L. clethrionomydis* Lange, 1955

Материал. 694 экз. (619 ♀, 23 ♂, 52 НИ) с 2 видов хозяев. Один из наиболее многочисленных видов гамазовых клещей в регионе. Почти все клещи *L. clethrionomydis* были собраны с рыжей полевки. Вид регистрировался во все сезоны года. Обнаружен в точках сбора – 10, 11, 14, 17, 27, 35, 38, 40, 46. Палеарктический вид. Облигатный неискл. гематофаг, в европейской части России специфический паразит

лесных полевков (*Myodes*). На сопредельных территориях отмечен в Тульской, Брянской и Московской областях (Мясников, 1963; Никулина, 2004).

20. *L. hilaris* C.L. Koch, 1836

Материал. 223 экз. с 3 видов хозяев (201 ♀, 18 ♂, 4 НИ) . Почти 80 % *L. hilaris* были собраны с полевки-экономки, а остальные 20 % с обыкновенной полевки. Вид встречался во все сезоны года. Обнаружен в точках сбора – 6, 8, 12, 22, 24, 28, 29, 31, 45, 49. Имеет палеарктический тип ареала, полизонален в широтном отношении. Облигатный неисключительный гематофаг, в европейской части России считается специфическим паразитом полевков рода *Microtus*. На сопредельных территориях отмечен в Тульской, Брянской и Московской областях (Мясников, 1963; Лопатина др., 1998; Никулина, 2004).

21. *L. agilis* C.L. Koch, 1836

Материал. 626 экз. (525 ♀, 92 ♂, 9 НИ) с 6 видов хозяев. Почти 90 % клещей *L. agilis* собраны с желтогорлой мыши. Вид встречался во все сезоны года. Обнаружен в точках сбора – 5, 9, 10, 12, 14–20, 22, 24–27, 29, 32–35, 39, 41–45, 49, 52, 53. Имеет палеарктический тип ареала. Облигатный неисключительный гематофаг, паразитирующий на мышах рода *Sylvaemus*. На сопредельных территориях отмечен в Тульской и Московской областях (Мясников, 1963; Лопатина др., 1998).

22. *L. micromydis* Zakhvatkin, 1948

Материал. 16 экз. (14 ♀, 2 ♂) с 2 видов хозяев. Почти 90% клещей *L. micromydis* собраны с мыши-малютки. Вид встречался с августа по декабрь. Обнаружен в точках сбора – 9, 22, 29, 41, 48. Имеет палеарктический тип ареала. Облигатный неисключительный гематофаг, специфический паразит мыши-малютки. На сопредельных территориях отмечен в Московской обл. (Лопатина др., 1998).

23. *L. pavlovskiyi* Zakhvatkin, 1948

Материал. 37 экз. (36 ♀, 1 ♂) с 2 видов хозяев. Все клещи *L. pavlovskiyi* были собраны с полевой мыши, в октябре и декабре. Обнаружен в точках сбора – 16, 18, 45, 48. Имеет палеарктический тип ареала. Облигатный неисключительный гематофаг, паразит полевой и азиатской лесной мышей. На сопредельных территориях отмечен в Тульской, Брянской и Московской областях (Мясников, 1963; Лопатина др., 1998; Никулина, 2004).

24. *Hyperlaelaps microti* (Ewing, 1933)

Материал. 165 экз. (108 ♀, 37 ♂, 20 НИ) с 4 видов хозяев. Особи этого вида встречались ежесезонно и ¼ всех клещей было собрано с обыкновенной полевки. Обнаружен в точках сбора – 6, 7, 16, 18, 23, 24, 26, 28, 29, 31, 45, 50, 51, 53. Имеет голарктический тип ареала. Облигатный неисключительный гематофаг, специфический паразит обыкновенной полевки. На сопредельных территориях отмечен в Тульской, Брянской и Московской областях (Мясников, 1963; Лопатина др., 1998; Никулина, 2004).

Сем. НАЕМОГАМАСИДАЕ Oudemans, 1926

25. *Eulaelaps stabularis* (C.L. Koch, 1836)

Материал. 44 экз. (43 ♀, 1 НИ) с 6 видов хозяев. Встречался с апреля по октябрь. Большая часть клещей *E. stabularis* была собрана с рыжей полевки (61 %). Обнаружен в точках сбора – 6, 8–11, 12, 15, 17, 21, 22, 24, 27, 28, 30, 35, 40, 41, 43, 53. Имеет голарктический тип ареала (возможно, космополит), полизонален в широтном отношении. Факультативный гематофаг. Связан со многими видами мелких млекопитаю-

щих, отмечается в гнездах птиц. На сопредельных территориях отмечен в Тульской, Брянской, Московской областях (Мясников, 1963; Петрова, 1982; Лопатина др., 1998; Никулина, 2004).

26. *Haemogamasus horridus* Michael, 1892

Материал. 3 экз. (2 ♀, 1 ♂) с 2 видов хозяев. Вид встречался в августе, октябре. Клещи *Hg. horridus* обнаружены на рыжей полевке и полевке-экономке. Обнаружен в точках сбора – 19, 27, 45. Имеет космополитическое распространение. Факультативный гематофаг, связан с различными видами насекомоядных и грызунов. На сопредельных территориях отмечен в Тульской и Московской областях (Мясников, 1963; Лопатина др., 1998).

27. *H. nidi* Michael, 1892

Материал. 218 экз. (182 ♀, 29 ♂, 7 НИ) с 7 видов хозяев. В коллекции препаратов имеется 1 экз. (♀), собранный в 1961 г. с малой лесной мыши в Калужском городском бору. Встречался во все сезоны года. 47% клещей *Hg. nidi* были сняты с рыжей полевки. Обнаружен в точках сбора – 6, 9–19, 21, 23, 24, 27–35, 38, 41, 43–45, 47, 52. Имеет голарктический тип ареала и полизонален в широтном отношении. Факультативный гематофаг. Основной хозяин – обыкновенная полевка, но паразитирует и на других грызунах и насекомоядных. На сопредельных территориях отмечен в Тульской, Брянской, Московской областях (Мясников, 1963; Лопатина др., 1998; Никулина, 2004).

28. *H. hirsutus* Berlese, 1889

Материал. 11 экз. (9 ♀, 2 ♂) с 6 видов хозяев. *Hg. hirsutus* отмечен на различных видах грызунов: рыжая полевка (27 %), малая лесная (18%) и желтогорлая мыши (18%) и полевка-экономка (18%). Встречался с мая по октябрь. Обнаружен в точках сбора – 7, 9, 10, 16–18, 33–35. Имеет европейский тип ареала. Обязательный неискл. гематофаг, связан с различными видами насекомоядных и грызунов. На сопредельных территориях отмечен в Тульской и Московской областях (Мясников, 1963; Никулина, 2004).

29. *H. hirsutosimilis* Willmann, 1952

Материал. 4 экз. (4 ♀) с желтогорлой мыши. Все особи *Hg. hirsutosimilis* были сняты с желтогорлой мыши в октябре, декабре. Обнаружен в точке сбора – 19. Имеет европейский тип ареала. Факультативный гематофаг. Связан с различными видами насекомоядных и грызунов. На сопредельных территориях не выявлен.

30. *H. ambulans* (Thorell, 1872)

Материал. 30 экз. (25 ♀, 5 ♂) с 3 видов хозяев. Большая часть особей *Hg. ambulans* была снята с рыжей полевки (48 %) и полевки-экономки (44%). Вид встречался с мая по октябрь. Обнаружен в точках сбора – 6, 7, 9, 10, 21, 26, 27, 29, 42. Имеет голарктический тип ареала (возможно космополит). Обязательный неискл. гематофаг, паразитирует на многих видах млекопитающих и птиц. На сопредельных территориях отмечен в Московской области (Лопатина др., 1998; Никулина, 2004).

Сем. HIRSTIONYSSIDAE Evans et Till, 1966

31. *Hirstionyssus isabellinus* (Oudemans, 1913)

Материал. 91 экз. (25 ♀, 65 ♂, 1 НИ) с 7 видов хозяев. 1/3 клещей *H. isabellinus* была собрана с мыши-малютки. Вид регистрировался с апреля по октябрь. Обнаружен в точках сбора – 6, 12, 21, 22, 24, 27, 29–31, 35, 41, 45, 53. Имеет голарктический тип

ареала и полизонален в широтном отношении. Облигатный исключительный гематофаг, паразитирующий на многих видах грызунов, насекомоядных и мелких хищных. На сопредельных территориях отмечен в Тульской, Брянской и Московской областях (Лопатина др., 1998; Никулина, 2004).

32. *H. eusoricis* Bregetova, 1956

Материал. 2 экз. (2 ♀) с двух видов хозяев. Особи клеща *H. eusoricis* были сняты с обыкновенной бурозубки и малой лесной мыши в апреле. Обнаружен в точке сбора – 44. Имеет палеарктический тип ареала. Облигатный исключительный гематофаг, специфический паразит землероек. На сопредельных территориях отмечен в Московской области (Лопатина др., 1998; Никулина, 2004).

33. *H. apodemi* Zuevsky, 1970

Материал. 25 экз. (25 ♀) с пяти видов хозяев. Вид встречался в мае-октябре. Сборы с малой лесной и желтогорлой мыши составили по 32% от всех учтенных *H. apodemi*, а с полевой мыши 20%. Обнаружен в точках сбора – 8, 9, 17–20, 41, 45. Имеет палеарктический тип ареала. Облигатный исключительный гематофаг, паразит мышей родов *Sylvaemus* и *Apodemus*. На сопредельных территориях в Тульской и Московской области (Мясников, 1963; Лопатина др., 1998; Никулина, 2004) его наличие требует уточнения, так как он указан в составе сборной группы *Hi. musculi* (Johnston, 1849), состоящей из двух видов: *Hi. apodemi* и *Hi. laticutatus* (Meillon et Lavoip., 1944).

Сем. MACRONYSSIDAE Oudemans, 1936

34. *Ophionyssus saurorum* (Oudemans, 1901)

Материал. 1 экз. (1 ♀) с живородящей ящерицы. Нами встречен в марте. Обнаружен в точке сбора – 1. Имеет палеарктический тип ареала. Облигатный исключительный гематофаг. Паразит ящериц сем. Lacertidae. На сопредельных территориях отмечен в Московской области (Бреgetова, 1956).

Сем. DERMANYSSIDAE Kolenati, 1859

35. *Dermanyssus gallinae* (De Geer, 1778)

Материал. 15 экз. (14 ♀, 1 ♂) с 2 видов хозяев. Клещ *D. gallinae* нами отмечен на деревенской ласточке и в ее гнездах (67 %), а также на сизом голубе (33 %) в марте, июне. Обнаружен в точках сбора – 3, 4. Имеет космополитическое распространение. Облигатный исключительный гематофаг. Паразит многих видов домашних и диких птиц. На сопредельных территориях обнаружен в Московской и Тульской областях (Земская, Ильенко, 1958; Мясников, 1963).

#### ОБСУЖДЕНИЕ

Согласно нашим данным, гамазовые клещи, ассоциированные с мелкими наземными позвоночными на территории Калужской обл. представлены 34 видами. Они принадлежат к 19 родам из 9 семейств. Наибольшим числом видов (13) и родов (5) в фауне Региона представлено сем. Laelapidae, которое объединяет клещей с разнообразным образом жизни: свободноживущие хищники, обитатели нор и гнезд млекопитающих и птиц и др. В данном семействе наибольшим числом видов выделяется род *Laelaps*. В фауне Региона этот род насчитывает 6 видов, паразитирующих на полевках и мышах. Кроме того, 6 видами из 2 родов представлено сем. Naemogamasidae. В этом семействе род *Naemogamasus* насчитывает 5 видов, которые являются в основном обитателями гнезд грызунов и насекомоядных.

Три семейства в фауне Региона насчитывают от 2 до 4 видов каждое, но при этом они представлены значительным числом родов. Так, сем. Parasitidae насчитывает 4 вида из 3 родов (*Holoparasitus*, *Pergamasus* и *Poecilochirus*), сем. Aceosejidae – 3 вида из 3 родов (*Cheiroseius*, *Lasioseius* и *Proctolaelaps*), сем. Rhodacaridae – 2 вида из 2 родов (*Cyrtolaelaps* и *Euryparasitus*). Семейства Hirstionyssidae, Macrocheliidae, Dermanyssidae и Macronyssidae представлены от 1 до 3 видами, принадлежащими, соответственно, к родам *Hirstionyssus*, *Macrocheles*, *Dermanyssus* и *Ophionyssus*.

Большая часть видов (18) фауны Региона имеют палеарктический тип ареала. Голарктических видов было зарегистрировано шесть. Космополиты были представлены пятью видами, а европейский тип ареала отмечен у трех видов. Гематофаги представлены 20 видами. Остальные виды являются свободноживущими хищниками, сапрофагами и разнородными.

Рыжая полевка (*Myodes glareolus*) в лесных стациях на территории Калужской обл. отмечается как один из доминирующих видов грызунов. С рыжих полевок собран 21 вид гамазид 3 родов из 7 семейств (табл. 3). ИО клещей на рыжей полевки составлял 2.17. Среди этих видов в сборах преобладал один из наиболее часто отмечаемых в сборах в Регионе и на сопредельных территориях клещ *Laelaps clethrionomydis* (72 % от собранных особей). Кроме того, в значительных количествах отмечался и другой часто встречающийся вид – клещ *Haemogamasus nidi* (11 %). Первый из этих видов является преимущественно паразитом полевок, второй отмечается не только на полевках, но и на более широком круге видов грызунов и насекомыхных. Остальные 19 видов составляли в сборах от трех и менее процентов. В целом же клещи сем. Laelapidae пяти видов из трех родов составляли 73 %, пяти видов из двух родов сем. Haemogamasidae – 15 %. Клещи рода *Pergamasus* (видовой статус форм нуждается в уточнении) из сем. Parasitidae – 8 %.

Видовой состав гамазид обыкновенной полевки (*Microtus arvalis*) в наших сборах представлен 9 видами из 7 родов, принадлежащих к четырем семействам. ИО гамазид составлял 2.33. В сборах клещей преобладали два вида: *Proctolaelaps pygmaeus* (29 %) и *Hyperlaelaps microti* (37 %).

С полёвки-экономки (*Alexandromys oeconomus*) собрано 11 видов клещей из 8 родов 5 семейств. ИО гамазид полёвки-экономки составляет 2.73. В сборах преобладал *Laelaps hilaris* (65 %), а особи *Hyperlaelaps microti* составили 15 %.

С полевой мыши (*Apodemus agrarius*) было собрано 14 видов 10 родов из 6 семейств. Наиболее часто отмечались в сборах пять видов гамазид: *Laelaps pavlovskyi* (31 % от всех особей клещей), *Hirstionyssus isabellinus* (19 %), *Proctolaelaps pygmaeus* (14 %), *Laelaps agilis* (9 %) и *Androlaelaps glasgowi* (8 %).

Наиболее низкое видовое разнообразие гамазид отмечено у домового мыши (*Mus musculus*). С нее собраны только *Laelaps clethrionomydis* и *L. agilis*.

Фауна гамазид желтогорлой мыши (*Sylvaemus flavicollis*) была представлена 15 видами клещей 11 родов из 6 семейств. ИО гамазид у желтогорлой мыши является наиболее высоким (6.7) по сравнению с другими видами грызунов. Среди гамазид преобладал клещ *Laelaps agilis*, который составил в сборах 86 %. В много меньших количествах в сборах отмечались клещи *Haemogamasus nidi* (5 %) и *Cyrtolaelaps mucronatus* (3 %). Около 1 % составляли в сборах четыре вида: *Hirstionyssus apodemi*, *Poecilochirus necrophori*, *Eulaelaps stabularis* и *Haemogamasus hirsutosimilis*.





С малой лесной мыши (*Sylvaemus uralensis*) были собраны 17 видов гамазид 12 родов из 6 семейств. Данный вид грызунов является субдоминантом и в условиях юга лесной зоны может быть отнесен к эвритопным (Корзииков и др., 2019). Четыре вида преобладали: особи *Laelaps agilis* составляли 38 %, *Haemogamasus nidi* – 19 %, *Poecilochirus necrophori* – 15 %, *Hirstionyssus apodemi* – 7 % и *Cyrtolaelaps micronatus* – 6 %.

Мышь-малютка (*Micromys minutus*) также характеризуется низким видовым разнообразием. У мыши-малютки и ИО составляет 2.50. Особи *Hirstionyssus isabellinus* составили 69 %, *Laelaps micromydis* – 31 %.

Видовой состав гамазид буроzubки (*Sorex araneus*) был представлен 9 видами из 7 родов 5 семейств. Зверьки этого вида были наименее заражены гамазидами (ИО 0.14). В сборах преобладал клещи *Haemogamasus nidi* (47 %) и *Cyrtolaelaps micronatus* (12 %), особи остальных видов составляли около 6 % каждый.

Таким образом, наибольшее число гамазид было собрано с рыжей полевки (39 %), желтогорлой мыши (26 %), обыкновенной полевки (13 %) и полёвки-экономки (11 %). При этом согласно результатам наших сборов, в фауне гамазид мелких млекопитающих преобладали два вида рода *Laelaps* – *L. clethrionomydis* (28 %) и *L. agilis* (25 %). Первый вид преобладал на рыжей полевке (99 % всех особей) и был представлен значительно меньшим числом особей на домовый мыши (1 %). Второй вид был обнаружен на четырех видах мышиных, но преобладал на желтогорлой мыши (составлял 90 %). Кроме того, он был отмечен на полевой, домовый и малой лесной мышах.

Высокий уровень индекса доминирования и обилия их определяется в первую очередь поли- и олигоксенными видами клещей: *Laelaps agilis* (желтогорлая мышь), *L. hilaris* (полевка-экономка) и *L. clethrionomydis* (рыжая полевка).

В целом у мышей зараженность гамазовыми клещами ниже, чем у полевок, за исключением желтогорлой мыши. Высокое обилие клещей, в том числе и *L. agilis* на желтогорлой мыши, отмечалось и другими исследователями в разных частях ареала в природных биотопах (Лапинь, 1963; Станюкович, 1987). Можно предположить, что высокая численность клещей у желтогорлой мыши обусловлена её более крупными размерами относительно размеров прочих мелких млекопитающих. Однако это предположение требует дальнейшего уточнения. У полёвки-экономки доминирующие клещи в разных географических точках представлены разными видами (Борисова, Назарова, 1986; Савицкий, Кулназаров, 1988; Кононова, 1996). Вероятно, это связано с пограничным положением сообществ в местообитаниях полевки-экономки, что обуславливает широкие паразитарные связи. Круг клещей, связанных с обыкновенной полевкой, оказался заметно уже, чем указано в литературе (Борисова, Назарова, 1986; Лопатина др., 1998). В последние десятилетия происходит зарастание лесом и кустарником значительных площадей сельхозугодий (Корзииков и др., 2017). Эти сообщества являются типичным местообитанием обыкновенной полевки. Поэтому можно предположить, что низкое видовое разнообразие эктопаразитов у обыкновенной полевки обусловлено снижением возможности проникновения этого вида в лесокустарниковые и околородные сообщества для обмена клещами с другими грызунами.

Среди осмотренных особей живородящей ящерицы обнаружен единственный специфичный паразит ящериц европейской части России – *Ophionyssus saurarum*.

На птицах и в их гнездах обнаружено 4 вида клещей, из них 2 вида-гематофага: *Laelaps agilis* и *Dermanyssus gallinae*. Присутствие специфичного паразита мышей рода *Sylvaemus* на большой синице связано с тем, что в их гнезда, расположенные в дуплах деревьев, могут проникать желтогорлые мыши.

При сравнении видов мелких млекопитающих по видовому составу паразитических гамазовых клещей наибольшее сходство (рис. 1) выявлено между обыкновенной полевкой и полевкой-экономкой (46 %). Интересно, что у малой лесной мыши отмечено наибольшее количество сходств с другими видами: между полевой мышью (27 %), обыкновенной бурозубкой (25 %), обыкновенной полевкой (20 %), желтогорлой мышью (19 %) и рыжей полевкой (19 %). Это подтверждает сведения об эвритопности малой лесной мыши на территории Калужской обл. Также сходство (25 %) отмечено между луговыми видами: обыкновенной полевкой и полевой мышью. У рыжей полевки определённая степень связи установлена с полевкой-экономкой (15 %).

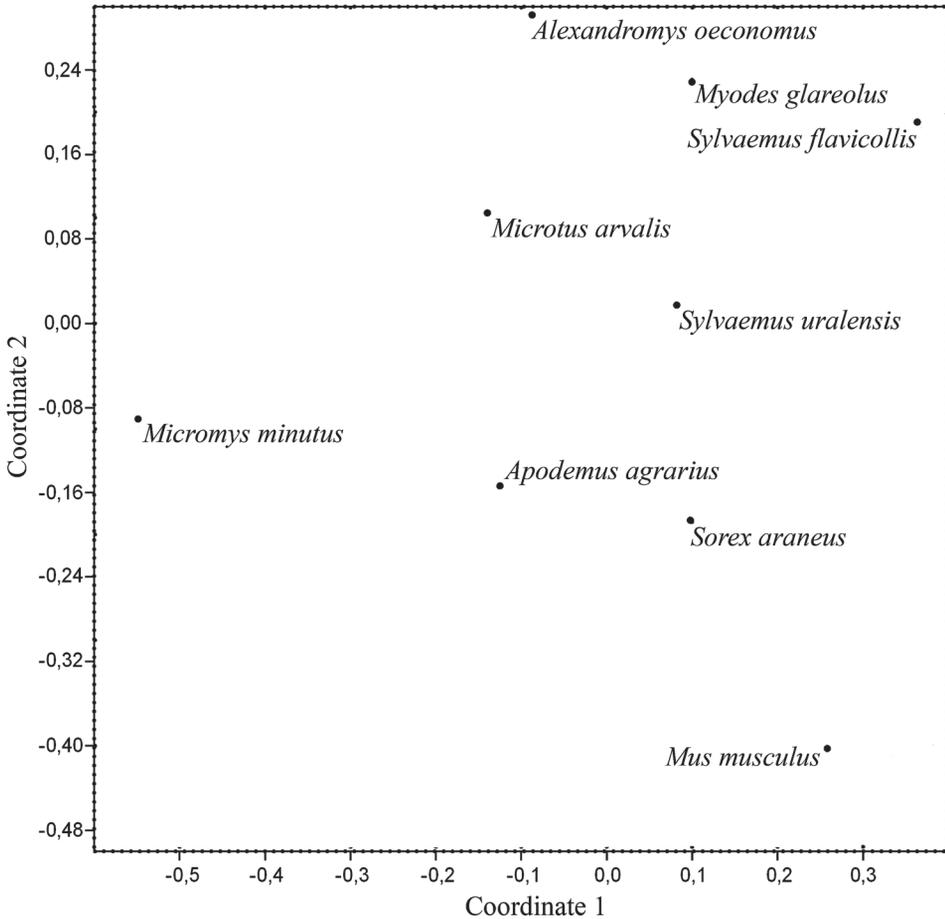
В природном отношении территории Калужской и Московской областей сходны. Оба этих региона находятся на юге лесной зоны, имеют общую фауну мелких наземных позвоночных. Но есть особенности: в отличие от Калужской обл., на территории Московской имеется крупный мегаполис – Москва. Здесь формируются условия для постоянного или временного существования более «южных видов»: обыкновенного хомяка и его специфических паразитов; периодически завозимого клеща из южных регионов страны – *L. algericus* Hirst., 1925. Во-вторых, животный мир Калужской обл. сформировался и под влиянием лесостепной зоны. При этом на территорию Тульской обл., расположенную на севере Черноземья, проникают степные виды: суслик крапчатый, обыкновенный слепыш и др.

Фауна паразитических гамазовых клещей мелких млекопитающих близлежащих и сопредельных территорий изучена неравномерно. Так, только 11 видов-гематофагов являются общими для Московской, Калужской, Тульской и Рязанской (Бутенко, 2003) областей. В основном это распространённые и многочисленные виды: *Androlaelaps glasgowi*, *Eulaelaps stabularis*, *Laelaps muris*, *L. hilaris*, *L. agilis*, *L. pavlovskiyi*, *Haemogamasus nidi*, *Hg. hirsutus*, *Hirstionyssus isabellinus*, *Hi. musculi* и *Dermanyssus gallinae*.

В Калужской обл. также возможно обитание ряда видов клещей, отмеченных на сопредельных территориях. Это, в частности, клещ *Haemogamasus pontiger* (Hirst, 1914) – космополитный вид, не имеющий четко определенных хозяев; *Laelaps multispinosus* Banks, 1909 – специфический паразит ондатры, сборы с которой на территории Калужской обл. не проводились; *Hyperlaelaps amphibius* (Zakhvatkin, 1948) – специфический паразит водяной полевки. В настоящее время наблюдается низкая численность водяной полевки в Центральном федеральном округе России, и в Калужской обл. отмечена тенденция к ее снижению в последние десятилетия (Корзиков и др., 2019).

Впервые для Калужской обл. описана фауна гамазовых клещей эктопаразитов, ассоциированных с мелкими наземными позвоночными. В фауне гамазовых клещей региона наиболее значительную группу составляют паразиты лесных видов мелких млекопитающих. Клещи *Laelaps clethrionomydis* и *L. agilis* составили 52 % от всех собранных клещей. Ко второй группе следует отнести 3 вида клещей, являющихся паразитами луговых грызунов: обыкновенной полевки и полевки-экономки. Это такие

виды как *L. hilaris*, *Hyperlaelaps microti* и *Haemogamasus nidi* (24 %). Третью группу составляют паразиты буроzubок, полевой мыши, мыши-малютки, а также прочие немногочисленные поликсенные виды (12 %). К четвертой группе следует отнести свободноживущих гамазовых клещей (12 %).



**Рисунок 1.** Ординация в пространстве многомерного неметрического шкалирования выборок паразитических гамазовых клещей с различных видов мелких млекопитающих Калужской области (индекс Брея-Кертиса).

**Figure 1.** Non-metric multidimensional scaling (NMDS) ordination diagram of gamasid mites samples collected from different species of small mammals in Kaluga region (based on a Bray–Curtis similarity matrix).

#### БЛАГОДАРНОСТИ

Работа выполнена частично в рамках Государственной темы «Разработка современных основ систематики и филогенетики паразитических и кровососущих членистоногих» (Гос. Регистрационный номер: АААА-А19-119020790133-6). Авторы признательны

к.б.н., заведующей лабораторией синэкологии О.Л. Макаровой (ИПЭЭ РАН, г. Москва, Россия) за оказание методической помощи, энтомологу ФБУЗ «ЦГиЭ в Тульской области» (г. Тула, Россия) Т.В. Козловой за предоставление копий страниц диссертации Ю.А. Мясникова. Авторы выражают благодарность к.б.н., ведущему научному сотруднику лаборатории паразитологии М.К. Станюкович (ЗИН РАН, г. Санкт-Петербург, Россия) и к.б.н., сотруднику лаборатории медицинской паразитологии А.Ю. Жильцовой (СтавНИПЧИ, г. Ставрополь, Россия) за консультации при определении ряда видов клещей.

#### СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ

- Алексеев С.К., Дудковский Н.И., Марголин В.А., Рогоуленко А.В. 2011. Фауна позвоночных Калужской области. Калуга, АКФ Политоп, 190 с. [Alekseev S.K., Dudkovskij N.I., Margolin V.A., Rogulenko A.V. 2011. Fauna pozvonocnyh Kaluzhskoj oblasti. Kaluga, AKF Politop, 190 s. (in Russian)].
- Борисова В.И., Назарова И.В. 1986. Гамазовые клещи серых полевок Среднего Поволжья. Паразитология 20 (3): 208–213. [Borisova V.I., Nazarova I.V. 1986. Gamasid mites of the common vole from the middle Volga region. Parazitologiya 20 (3): 208–213. (in Russian)].
- Брегетова Н.Г. 1956. Гамазовые клещи (Gamasoidea). Краткий определитель. М., Л., Изд-во АН СССР, 246 с. [Bregetova N.G. 1956. Gamazovye kleshhi (Gamasoidea). Kratkij opredelitel'. M., L., Izd-vo AN SSSR, 246 s. (in Russian)].
- Бутенко О.М. 2003. Гамазовые клещи (Acarina, Gamasina) птиц и мелких млекопитающих Окского заповедника. В кн.: Труды Окского заповедника. Рязань, вып. 22, 486–503. [Butenko O.M. 2003. The mites (Acarina, Gamasina) of birds and small mammals in the Oka Reserve. Proc. Oka Reserve. V. 22, Ryazan, 486–503. (in Russian)].
- Бутенко О.М., Лавровская К.И., Станюкович М.К. 2019. Клещи ринонyssиды (Acari, Gamasina, Rhinonyssidae) – паразиты птиц России и сопредельных стран. В кн.: Труды Окского заповедника. Рязань, вып. 38, 246–266 [Butenko O.M., Lavrovskaya K.I., Stanyukovich M.R. 2019. Rhinonyssid mites (Acari: Gamasina: Rhinonyssidae) - parasites of birds (Aves) from Russia and adjacent countries. Proc. Oka Reserve. Ryazan, V. 38, 246–266. (in Russian)].
- Васильева О.Л., Корзиков В.А., Овсянникова Л.В. 2019. Массовые виды гамазовых клещей мелких млекопитающих Калужской области и их эпизоотическое значение. В сб.: Состояние и охрана окружающей среды в Калуге: сб. материалов. Калуга, Изд-во ООО фирма «Экоаналитика», 40–43. [Vasil'eva O.L., Korzikov V.A., Ovsjannikova L.V. 2019. Massovye vidy gamazovyh kleshhej melkih mlekopitajushhih Kaluzhskoj oblasti i ih jepizooticheskoe znachenie. V sb.: Sostojanie i ohrana okruzhajushhej sredy v Kaluge: sb. materialov. Kaluga, Izd-vo ООО firma «Jekoanalitika», 40–43. (in Russian)].
- География Калужской области. 1975. Тула, Приокское книжное издательство, 128 с. [Geografija Kaluzhskoj oblasti. 1975. Tula, Priokskoe knizhnoe izdatel'stvo, 128 s. (in Russian)].
- Земская А.А., Ильенко А.И. 1958. Гамазовые клещи домового и полевого воробья в Москве и Подмосковье. Сообщение 1. Медицинская паразитология и паразитарные болезни 27 (4): 475–481. [Zemskaja A.A., Il'enko A.I. 1958. Gamasid ticks of house and field sparrows in Moscow and Moscow region. Message 1. Medical Parasitology and Parasitic Diseases 27 (4): 475–481. (in Russian)]
- Земская А.А. 1973. Паразитические гамазовые клещи и их медицинское значение. М., Медицина, 166 с. [Zemskaja A.A. 1973. Paraziticheskie gamazovye kleshhi i ih medicinskoe znachenie. M., Medicina, 166 s. (in Russian)].
- Кононова И.М. 1996. Фауна эктопаразитов полевки-экономки на территории Прилуцкого заказника Белоруссии. Паразитология 30 (1): 27–31. [Kononova I.M. 1996. The fauna of ectoparasites of the root vole in the Priluksky reserve territory in Byelorussia. Parazitologiya 30 (1): 27–31. (in Russian)].
- Коралло-Винарская Н.П., Богданов И.И., Винарский М.В. 2016. Структура эколого-фаунистического комплекса гамазовых клещей (Acari: Mesostigmata: Gamasida), связанных с мелкими млекопитающими на территории Среднего Прииртышья. Евразийский энтомологический журнал 15 (5): 427–438. [Korallo-Vinarskaya N.P., Bogdanov I.I., Vinarski M.V. The structure of the ecological-faunistic complex of gamasid mites (Acari: Mesostigmata: Gamasida) associated with Micromammalia in the Middle Irtysh River Region of Omskaya Oblast, Russia. Euroasian Entomological Journal 15 (5): 427–438. (in Russian)].

- Корзиков В.А., Васильева О.Л., Овсянникова Л.В., Винникова О.Н., Силаева О.Л. 2017. Структура населения мелких млекопитающих и их эпизоотическое значение в открытых луго-полевых стациях на юге нечерноземного центра и сопредельных территориях в 1993-2016 гг. Дезинфекционное дело 101 (3): 46–59. [Korzikov V.A., Vasil'eva O.L., Ovsyannikova L.V., Vinnikova O.N., Silaeva O.L. 2017. Small mammals' population structure and their epizootic value in open grassland habitats in the south of central non-black earth region and surroundings in 1993-2016. Disinfection affairs 101 (3): 46–59. (in Russian)].
- Корзиков В.А., Васильева О.Л., Рогуленко А.В., Овсянникова Л.В. 2019. Структура населения мелких млекопитающих и их эпизоотическое значение в околородных стациях на юге нечерноземного центра в 1993-2018 гг. Дезинфекционное дело 107 (1): 45–57. [Korzikov V.A., Vasil'eva O.L., Rogulenko A.V., Ovsyannikova L.V. 2019. Small mammals' population structure and their epizootic value in riparian habitats in the south of central non-black earth region in 1993-2018. Disinfection affairs 107 (1): 45–57. (in Russian)].
- Кучерук В.В., Коренберг Э.И. 1964. Количественный учет важнейших теплокровных носителей болезней В кн.: Методы изучения природных очагов болезней. М., Медицина, 129–153. [Kucheruk V.V., Korenberg Je.I. 1964. Kolichestvennyj uchet vazhnejshih teplokrovnyh nositelej boleznej V kn.: Metody izuchenija prirodnyh ochagov boleznej. M., Medicina, 129–153. (in Russian)].
- Лапине И.М. 1963. Биология и паразитофауна мелких лесных млекопитающих Латвийской ССР. Рига, Изд-во АН ЛатвССР, 135 с. [Lapin' I.M. 1963. Biologija i parazitofauna melkih lesnyh mlekopitajushhih Latvijskoj SSR. Riga, Izd-vo AN LatvSSR, 135 s. (in Russian)].
- Лопатина Ю.В., Петрова-Никитина А.Д. 2007. Влияние хронического промышленного загрязнения на повообитающих гамазовых клещей (Parasitiformes: Gamasina). Агрехимия 6: 57–67. [Lopatina Yu. V., Petrova-Nikitina A.D. Long-Term Industrial Pollution Pressure on Communities of Gamasina Mites (Parasitiformes: Gamasina). Agricultural Chemistry 6: 57–67. (in Russian)].
- Лопатина Ю.В., Петрова-Никитина А.Д., Тимошков В.В. 1998. Гамазовые клещи мелких млекопитающих незастроенной территории г. Москвы. Паразитология 32 (2): 118–128. [Lopatina Yu.V., Petrova A.D., Timoshkov V.V. 1998. Mites of small mammals from parks and ruderal areas of moscow. Parazitologiya 32 (2): 118–128. (in Russian)].
- Макарова О.Л. 1992. Копрофильный комплекс мезостигматических клещей (Parasitiformes) разных природных зон. Автореф. дис. ... канд. биол. наук. М., 15 с. [Makarova O.L. 1992. Koprofil'nyj kompleks mezostigmaticeskikh kleshhej (Parasitiformes) raznyh prirodnyh zon. Avtoref. dis. ... kand. biol. nauk. M., 15 s. (in Russian)].
- Макарова О.Л. 1993. Гамазовые клещи рода *Crassicheles* в России (Mesostigmata; Eviphididae) и онтогенез *Crassicheles greeni*. Зоологический журнал 72 (12): 15–23. [Makarova O.L. 1993. Gamasid mites of the genus *Crassicheles* (Mesostigmata, Eviphididae) in Russia and ontogenesis of *Crassicheles greeni*. Journal of Zoology 72 (2): 15–23. (in Russian)].
- Макарова О.Л. 1995. Мезостигматические клещи (Parasitiformes; Mesostigmata) на лесном навознике (*Geotrupes stercorosus*). Зоологический журнал 74 (12): 16–24. [Makarova O.L. 1995. Mesostigmatic mites (Parasitiformes; Mesostigmata) on the forest dung beetle *Geotrupes stercorosus*. Journal of Zoology 74 (12): 16–24. (in Russian)].
- Макарова О.Л. 2009. Фауна свободноживущих гамазовых клещей (Parasitiformes, Mesostigmata) северной тайги: анализ зональной специфики. Зоологический журнал 88 (9): 1039–1054. [Makarova O.L. 2009. The fauna of free-living gamasid mites (Parasitiformes, Mesostigmata) in the northern taiga: analysis of the zonal specificity. Journal of Zoology 88 (9): 1039–1054. (in Russian)].
- Макарова О.Л. 2012. Гамазовые клещи (Parasitiformes, Mesostigmata) европейской Арктики и их ареалы. Зоологический журнал 91 (8): 907–927. [Makarova O.L. 2012. Gamasid mites (parasitiformes, mesostigmata) of the European arctic and their distribution patterns. Journal of Zoology 91 (8): 907–927. (in Russian)].
- Медведев С.Г. 2011. Фауна кровососущих насекомых комплекса гнуса (Diptera) Северо-Западного региона России. Анализ распространения. Энтомологическое обозрение 90 (3): 527–547. [Medvedev S.G. 2011. The fauna of bloodsucking insects of the gnus complex (Diptera) of northwestern Russia. analysis of distribution. Entomological Review 90 (3): 527–547. (in Russian)].
- Мясников Ю.А. 1963. Природные очаги туляремии Средне-Русской возвышенности, их эпидемиологические особенности и профилактика заболеваний: Дис. ... канд. мед. наук. Тула, 285 с. [Mjasnikov Ju.A. 1963. Prirodnye ochagi tuljareмии Sredne-Russkoj vozvyshehnosti, ih jepidemiologicheskie osobennosti i profilaktika zabolevanij: Dis. ... kand. med. nauk. Tula, 285 s. (in Russian)].

- Никулина Н.А. 2004. Каталог паразитических гамазовых клещей млекопитающих Северной Евразии. СПб., Тип. «Акционер и Ко», 170 с. [Nikulina N.A. 2004. Catalog of parasitic gamasid mites of mammals of Northern Eurasia (Russia). SPb., Тип. «Акционер и Ко», 170 p. (in Russian)].
- Определитель обитающих в почве клещей Mesostigmata. 1977. Л., Наука, 718 с. [Opredelitel' obitajushhijh v pochve kleshhej Mesostigmata. 1977. L., Nauka, 718 s. (in Russian)].
- Определитель членистоногих, вредящих здоровью человека. 1958. М., Медгиз, 420 с. [Opredelitel' chlenistonogih, vredjashhijh zdorov'ju cheloveka. 1958. M., Medgiz, 420 s. (in Russian)].
- Петрова А.Д. 1982. О фауне почвообитающих гамазовых клещей (Parasitiformes, Mesostigmata) Московской области В сб.: Почвенные беспозвоночные Московской области. М., Наука, 77–84. [Petrova A.D. 1982. O faune pochvoobitajushhijh gamazovyh kleshhej (Parasitiformes, Mesostigmata) Moskovskoj oblasti V sb.: Pochvennyje bespozvonochnye Moskovskoj oblasti. M., Nauka, 77–84. (in Russian)].
- Повалишина Т.П. 1966. Гамазовые клещи в очагах геморрагической лихорадки с почечным синдромом (ГЛПС). В сб.: Первое акарологическое совещание. Тезисы докладов. М.-Л., 158. [Povalishina T.P. 1966. Gamazovyje kleshhi v ochagah gemorragicheskoj lihoradki s pochechnym sindromom (GLPS). V sb.: Pervoe akarologicheskoe soveshhanie. Tezisy dokladov. M.-L., 158. (in Russian)].
- Савицкий Б.П., Кулназаров Б.К. 1988. Эктопаразиты и форезанты полевки-экономки (*Microtus oeconomus* Pall.) в Полесье. Паразитология 22 (5): 372–377. [Savitzky B.P., Kulnazarov B.K. 1988. Ectoparasites and phoresants of tundra vole (*Microtus oeconomus* Pall.) in Polesye 22 (5): 372–377. (in Russian)].
- Станюкович М.К. 1987. Эктопаразиты мелких млекопитающих юга Псковской области. Паразитология 21 (2): 109–114. [Stanjukovich M.K. 1987. Ectoparasites of small mammals from the south of the Pskov district 21 (2): 109–114. (in Russian)].
- Тагильцев А.А., Тарасевич Л.Н. 1982. Членистоногие убежищного комплекса в природных очагах арбовирусных инфекций. Новосибирск, Наука, 229 с. [Tagil'cev A.A., Tarasevich L.N. 1982. Chlenistonogie ubezishhnogo kompleksa v prirodnyh ochagah arbovirusnyh infekcij. Novosibirsk, Nauka, 229 s. (in Russian)].
- Тагильцев А.А., Тарасевич Л.Н., Богданов И.И., Якименко В.В. 1990. Изучение убежищных членистоногих убежищного комплекса в природных очагах трансмиссивных вирусных инфекций: Руководство по работе в полевых и лабораторных условиях. Томск, Изд-во Том. ун-та, 106 с. [Tagil'cev A.A., Tarasevich L.N., Bogdanov I.I., Jakimenko V.V. 1990. Izuchenie ubezishhnyh chlenistonogih ubezishhnogo kompleksa v prirodnyh ochagah transmissivnyh virusnyh infekcij: Rukovodstvo po rabote v polevyh i laboratornyh uslovijah. Tomsk, Izd-vo Tom. un-ta, 106 s. (in Russian)].
- Шефтель Б.И. 2018. Методы учета численности мелких млекопитающих. Russian journal of ecosystem ecology (3) 3: 1–21. [Sheftel B.I. 2018. Methods for estimating the abundance of small mammals. Russian journal of ecosystem ecology (3) 3: 1–21.]. <https://doi.org/10.21685/2500-0578-2018-3-4>
- Beals E.W. 1984. «Bray-Curtis ordination: an effective strategy for analysis of multivariate ecological data» Advances in ecological research. Vol. 14. Academic Press: 1–55. [https://doi.org/10.1016/s0065-2504\(08\)60168-3](https://doi.org/10.1016/s0065-2504(08)60168-3)
- Keum E., Kazmarek S., Jung C. 2016. A new record of *Hypoaspis sardous* (Canestrini, 1884) (Acari: Mesostigmata: Laelapidae) from Korea. Journal of Species Research 5 (3): 477–482. <https://doi.org/10.12651/JSR.2016.5.3.477>
- Marchenko I.I. 2002. Faunistic review of free-living Gamasina mites (Acari, Mesostigmata) from Sakhalin and Kuril islands. Euroasian Entomological Journal 1(2): 31–48.
- Salmane I., Kontschan J. 2005a. Soil Gamasina mites (Acari, Parasitiformes, Mesostigmata) from Hungary. I. Latvijas entomologs 42: 48–56.
- Salmane I., Kontschan J. 2005b. Soil Mesostigmata mites (Acari, Parasitiformes) from Hungary. II. Latvijas entomologs, 43: 14–17.
- Vinarski M.V., Korralo-Vinarskaya N.P. 2016. An annotated catalogue of the gamasid mites associated with small mammals in Asiatic Russia. The family Laelapidae s. str. (Acari: Mesostigmata: Gamasina). Zootaxa 4111 (3): 223–245. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4111.3.2>
- Vinarski M.V., Korralo-Vinarskaya N.P. 2017. An annotated catalogue of the gamasid mites associated with small mammals in Asiatic Russia. The family Haemogamasidae (Acari: Mesostigmata: Gamasina). Zootaxa 4273 (1): 1–18. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4273.1.1>

GAMASID MITES ASSOCIATED  
WITH SMALL TERRESTRIAL VERTEBRATES  
IN THE SOUTH OF CENTRAL NON-BLACK EARTH REGION  
OF RUSSIA (KALUGA REGION)

V. A. Korzikov, O. L. Vasil'eva, N. P. Korallo-Vinarskaya, S. G. Medvedev

**Keywords:** gamasid mites, small mammals, reptiles, birds, *Laelaps clethrionomydis*, *Laelaps agilis*

SUMMARY

We give data on gamasid mites (Gamasina) sampled on small terrestrial vertebrates in Kaluga region. There are 34 species, 19 genera, and 9 families. Hematophages include 20 species. *Laelaps clethrionomydis* and *L. agilis* consist of 52 % from all collected mites.

УДК 576.895.421

## АНОМАЛИИ ЭКЗОСКЕЛЕТА *IXODES PAVLOVSKYI PAVLOVSKYI* (PARASITIFORMES, IXODIDAE)

© 2021 г. А. Я. Никитин<sup>а, \*</sup>, Ю. А. Вержущая<sup>а</sup>,  
**И. М. Морозов<sup>а</sup>**, Н. С. Гордейко<sup>б</sup>

<sup>а</sup> Иркутский научно-исследовательский противочумный институт  
Роспотребнадзора, ул. Трилиссера, 78, Иркутск, 664047 Россия

<sup>б</sup> Приморская противочумная станция Роспотребнадзора,  
ул. Дзержинского, 46, Уссурийск, 692512 Россия

\* e-mail: nikitin\_irk@mail.ru

Поступила в редакцию 20.10.2020 г.

После доработки 16.12.2020 г.

Принята к печати 03.03.2021 г.

Описаны типы аномалий экзоскелета и частота их встречаемости у 437 самок и 366 самцов *Ixodes pavlovskyi pavlovskyi* Pomerantsev 1946, собранных на флаг с растительности на острове Русском (Приморском край) в 2013–2019 гг.

У самок *I. p. pavlovskyi* выявлено шесть типов аномалий экзоскелета у 24 клещей ( $5.5 \pm 1.09$  %). Наиболее часто встречается повреждение поверхности скутума – «шагреновая кожа» ( $37.5 \pm 9.88$  % от числа особей с нарушениями строения экзоскелета). Зарегистрировано три самки ( $0.7 \pm 0.39$  %), имеющие одновременно две аномалии тела.

У самцов *I. p. pavlovskyi* выявлено пять типов аномалий у шести особей ( $1.6 \pm 0.66$  %), что достоверно меньше, чем у самок. Большинство самцов *I. p. pavlovskyi* имели парные вдавления на конскутуме, поэтому данный признак считали нормой строения, тогда как у *Ixodes persulcatus* Schulze, 1930 подобный фенотип является наиболее распространенным типом нарушений экзоскелета. Самцов с двумя аномалиями у *I. p. pavlovskyi* не зарегистрировано.

Отмечается сходство типов регистрируемых аномалий экзоскелета у *I. p. pavlovskyi* и *I. persulcatus*, при значительно большей частоте имаго с нарушениями у последнего вида.

**Ключевые слова:** аномалии экзоскелета, *Ixodes pavlovskyi*, структура популяций

**DOI:** 10.31857/S0031184721020046

Вид *Ixodes pavlovskyi* Pomerantsev, 1946 описан Померанцевым в 1936 г. по единственной самке, удаленной с рябчика, добытого на территории Приморского края. Первая публикация о новом виде появилась по инициативе академика Павловского в 1946 г. в посмертном издании работ исследователя (Померанцев, 1950; Филиппова, Ушакова, 1967; Филиппова, 1977). Переописание самки, а также первое описание самца и других активных фаз *I. pavlovskyi* сделано Филипповой с коллегами при анализе

сборов иксодовых клещей из Западной Сибири и Восточного Казахстана (Филиппова, Ушакова, 1967; Ушакова, Филиппова, 1968; Филиппова, 1971). В 1998 г. этими авторами обосновано, что в азиатской части России *I. pavlovskyi* представлен двумя подвидами: *I. p. pavlovskyi* Pomerantsev, 1946 и *I. p. occidentalis* Filippova and Panova, 1998, имеющими разобщенный ареал (Филиппова, Панова, 1998; Якименко и др., 2013; Филиппова, 2017).

На территории Российской Федерации *I. pavlovskyi* входит в тройку (*Ixodes persulcatus* Schulze, 1930, *Ixodes ricinus* (Linnaeus, 1758) и *I. pavlovskyi*) наиболее опасных переносчиков вируса клещевого энцефалита, боррелий, а также других возбудителей природно-очаговых инфекций (Коренберг и др., 2013; Филиппова, 2017). Для *I. persulcatus* (таежный клещ) и в меньшей степени для *I. ricinus* существует описание типов и частоты выявления в их популяциях особей с аномалиями строения экзоскелета (Alekseev, Dubinina, 1996; Алексеев и др., 2008; Морозов и др., 2015; Никитин, Морозов, 2016; 2017; Chitimia-Dobler et al., 2017; Nikitin, Morozov, 2017). Вместе с тем, несмотря на определенную практическую значимость этого вопроса, данные о типах и встречаемости аномалий экзоскелета в популяциях обоих подвидов *I. pavlovskyi* отсутствуют.

Цель сообщения – описать типы и частоту встречаемости аномалий строения экзоскелета половозрелых самок и самцов *I. p. pavlovskyi*, собранных на о-ве Русский.

#### МАТЕРИАЛ И МЕТОДИКА

Сбор имаго клещей на о-ве Русский Приморского края проведен на флаг с растительности и учетчика в луго-полевых и лесных стациях в период высокой сезонной активности представителей рода *Ixodes* в 2013–2019 гг. (табл. 1). Фенотипическая изменчивость изучена у 803 *I. p. pavlovskyi* (437 самок и 366 самцов).

Остров имеет площадь 98 км<sup>2</sup> и расположен в заливе Петра Великого Японского моря на удалении 800 м от материка. Он является самым большим из островов Приморья. С 2012 г. о-в Русский и континент соединены автодорожным мостом. В это же десятилетие на его территории построено большое число культурно-развлекательных, туристических, образовательных учреждений, в том числе Дальневосточный Федеральный университет. Перечисленное привело к кардинальному росту антропогенного пресса, особенно на биоту п-ова Саперного, являющегося восточной частью о-ва Русского.

Обследованные на о-ве Русском биотопы расположены в разных частях острова и по характеру растительных комплексов и влиянию на них человека представлены двумя группами. Первая – луго-полевая зона – находится на побережье, а также в непосредственной близости от населенных пунктов, баз отдыха, т. е. имеет значительную рекреационную нагрузку. Для нее характерен обедненный травяно-кустарниковый состав растительности: доминируют злаковые, осоки, несколько видов полыни. Вторая группа участков представлена мелколиственными (тополь, ольха) и широколиственными (липа, ясень, березы маньчжурская и плосколистная, клены, граб, дуб монгольский) лесами. Эти территории в меньшей степени подвержены влиянию человеческого фактора.

Имаго *I. persulcatus* и *I. pavlovskyi* встречаются на всех обследованных участках, хотя в нехарактерных для них луго-полевых биотопах в значительно меньшем количестве. Отметим, что в конце XX века *I. pavlovskyi* на о-ве Русском отсутствовал (Колонин, 1986), т. е., вероятно, исследуемая зона симпатрии двух видов сформировалась достаточно недавно. Впервые

*I. p. pavlovskyi* на о-ве Русском выявлен в различных биотопах при достаточно высоких значениях обилия в 2011 г. (Обеспечение..., 2013; Леонова и др., 2015; Гордейко, 2019). Доля *I. pavlovskyi* от суммы двух представителей рода *Ixodes* в сборах с территории о-ва Русского в отдельные годы колебалась от 28.2 до 72.8 % (табл. 1). Между 1983 г., когда документировано отсутствие вида в репрезентативном по объему сборе иксодовых клещей (Колонин, 1986), и выявлением *I. p. pavlovskyi* на всей территории о-ва Русского в 2011 г., в работах специалистов он проходил под диагнозом *I. persulcatus* (Бурухина и др., 2012), что делает невозможным определение более точных сроков экспансии вида.

Видовая диагностика иксодовых клещей проведена по таблицам, представленным в определителях (Померанцев, 1950; Филиппова, 1977; Якименко и др., 2013).

Строение наружного скелета имаго анализировали с использованием стереомикроскопов в отраженном свете (увеличение \*80, МС–2 «Биомед» и – \*84, МБС–10, ЛОМО, Россия). Классификация выявляемых аномалий дана в соответствии со схемой типизации, разработанной Алексеевым с соавторами при описании изменчивости экзоскелета *I. persulcatus* и *I. ricinus* (Alekseev, Dubinina, 1996; Zharkov et al., 2000; Dubinina et al., 2004; Алексеев и др., 2008).

Статистическая обработка выполнена стандартными методами вариационной статистики (Елисеева, Юзбашев, 2004).

**Таблица 1.** Годы сбора и объемы выборок имаго *Ixodes*, в том числе *I. pavlovskyi pavlovskyi*, с изученной морфологией (Приморский край, о-в Русский)

**Table 1.** Years of collection and volumes of samples of *Ixodes* imago, including *I. pavlovskyi pavlovskyi*, studied morphologically (Primorsky Krai, Russky Island)

Дата сбора	Собрано клещей рода <i>Ixodes</i>			Индекс обилия иксодовых клещей, особей на флаго-час	Число особей с изученной морфологией	
	<i>I. persulcatus</i>	<i>I. pavlovskyi</i>	Доля <i>I. pavlovskyi</i> от числа <i>Ixodes</i> , %		Самок	Самцов
31.05.2013	57	43	43.0	10.5	25	16
05.06.2014	69	190	73.4	8.9	91	84
23.05.2015	323	127	27.6	19.4	60	44
23.05.2016	194	182	14.4	14.3	64	67
17.05.2017	160	408	71.8	30.9	0	0
24.05.2018	164	209	56.0	18.9	108	82
17.05.2019	124	167	57.4	25.9	89	73
Всего	1091	1326	54.9	–	437	366

#### РЕЗУЛЬТАТЫ И ОБСУЖДЕНИЕ

В настоящее время на о-ве Русском *I. p. pavlovskyi* является массовым. Однако по его территории вид распределен не равномерно. Так, в районе Форта № 9 (42°59'09.0"N 131°48'35.1"E – Google Карты) в лесном биотопе *I. p. pavlovskyi* замещает таежного клеща, и его доля в сборах в отдельные сезоны превышает 90 %. Вместе с тем, на п-ове Саперном (43°03'42.8"N 131°53'28.1"E – Google Карты), в схожем биотопе доля *I. p. pavlovskyi* несколько выросла за 2011–2019 гг., но доминирующим остается

*I. persulcatus* (Гордейко, 2019). Кроме *I. p. pavlovskyi* и таежного клеща, на о-ве Русском массово встречаются *Haemaphysalis concinna* Koch, 1844 (доминирует в луго-полевых биотопах) и *Haemaphysalis japonica douglasi* Nuttall et Warburton, 1915, а также единично регистрируются *Dermacentor silvarum* Olenov, 1932. Среднемноголетний индекс обилия иксодовых клещей на о-ве Русском составил  $21.6 \pm 2.18$  особи на флаго-час. Отметим, что все виды иксодовых клещей на острове инфицированы возбудителями различных природно-очаговых болезней. Роль отдельных представителей семейства Ixodidae в эпизоотическом и эпидемическом процессах на острове рассмотрена в специальных публикациях (Бурухина и др., 2012; Обеспечение..., 2013; Леонова и др., 2015; Гордейко, 2019).

Данные о встречаемости отдельных типов аномалий экзоскелета у самок *I. p. pavlovskyi*, собранных на о-ве Русском, представлены в табл. 2. При исследовании 437 имаго выявлено шесть типов аномалий. Доля самок, имеющих нарушение строения экзоскелета, составила  $5.5 \pm 1.09$  %. Наиболее распространенным изменением экзоскелета у них является аномалия P9, которая зарегистрирована у 9 особей ( $2.1 \pm 0.68$  % от всех проанализированных самок, или  $37.5 \pm 9.88$  % от числа особей с нарушениями строения). Данный фенотип характеризуется конгломератом выпуклостей и вдавлений на поверхности скутума, напоминающих «шагреневую кожу» (рис. 1б). У близкородственного таежного клеща доля самок с аномалией P9 в азиатской части России колеблется по участкам от 17.8 до 47.6 % от числа проанализированных, т.е. значительно выше (Никитин, Морозов, 2016).

**Таблица 2.** Встречаемость аномалий различных типов в выборках самок *Ixodes pavlovskyi pavlovskyi* на о-ве Русский (2013–2019)

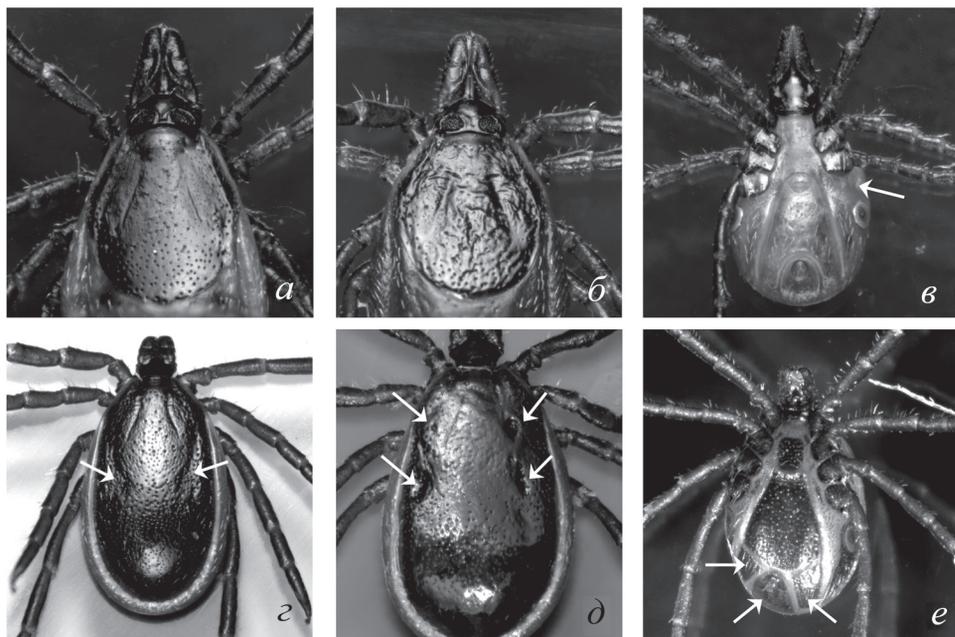
**Table 2.** Occurrence of various types of anomalies in samples of female *Ixodes pavlovskyi pavlovskyi* on the of Russky Island (2013–2019)

Тип нарушения экзоскелета самок (обозначение аномалии по: Алексеев и др., 2008)	Число самок с аномалией	Встречаемость аномалий (% ± m)
Вмятина слева за цервикальной бороздой (P6)	2	$0.46 \pm 0.323$
Парные вдавления на одной из сторон скутума (P7)	2	$0.46 \pm 0.323$
Одиночное вдавление на одной из сторон скутума (P8)	7	$1.60 \pm 0.601$
Неровная поверхность скутума (P9)	9	$2.06 \pm 0.679$
Нарушение развития ног, вплоть до полного их отсутствия (P21, P22, P23)	6	$1.37 \pm 0.557$
Нарушение пиретремы	1	$0.23 \pm 0.229$
Всего самок	437	–
В т. ч.		
с двумя аномалиями	3	$0.69 \pm 0.395$
с одной аномалией	24	$5.49 \pm 1.090$
Число типов аномалий	6	–

Примечание. Здесь и в табл. 3 m – ошибка среднего.

Второе место по частоте выявления имеют нарушения строения ног, включающие аномалии различной степени тяжести: от отсутствия отдельных члеников до утраты конечности целиком (P21–P23). Всего зарегистрировано семь самок с такими нарушениями, что составляет  $1.6 \pm 0.60$  %. На фотографии (рис. 1в) приведена особь с полным отсутствием конечности (P23).

У трех самок *I. p. pavlovskiyi* наблюдалось одновременно два нарушения строения тела:  $0.7 \pm 0.40$  %. Отметим, что по типам аномалий и их соотношению у самок *I. p. pavlovskiyi* наблюдается сходство с *I. persulcatus* (Алексеев и др., 2008; Морозов и др., 2015; Никитин, Морозов, 2016). Вместе с тем встречаемость нарушений строения экзоскелета у самок исследуемого вида значительно ниже.



**Рисунок 1.** Примеры аномалий экзоскелета, регистрируемых у *Ixodes pavlovskiyi pavlovskiyi*. Обозначения нарушений строения приведены по: Алексеев и др., 2008: *a* – скутум самки без аномалий, *б* – изменение поверхности скутума самки «шагреновая кожа» (P9), *в* – отсутствие правой ноги IV у самки (P23), *г* – самец без аномалий (видны симметричные парные вдавления в средней части конскутума), *д* – четыре вдавления на конскутуме самца (P13), *е* – деформация вентральных щитков самца (P15).

**Figure 1.** Examples of exoskeleton abnormalities recorded in *Ixodes pavlovskiyi pavlovskiyi*. Structural disorders are denoted according to Alekseev et al. (2008): *a* – scutum of a female without abnormalities, *б* – change in the surface of the female scutum “shagreened skin” (P9), *в* – absence of the right leg IV in the female (P23), *г* – male without abnormalities (symmetrical paired dents in the middle part of the conscutum are clearly visible), *д* – four dents on the male’s conscutum (P13), *е* – deformity of the male ventral scutes (P15).

Анализ экзоскелета 366 самцов *I. p. pavlovskiy* выявил пять типов нарушений строения, которые суммарно регистрируются у  $1.6 \pm 0.66$  % имаго (табл. 3). Это достоверно меньше, чем у самок ( $P < 0.001$ ). Всего выявлено пять самцов с разными нарушениями строения экзоскелета. И только аномалия P13 зарегистрирована у двух особей (табл. 3, рис. 1d). Преобладание аномальных по строению экзоскелета самок над самцами ранее наблюдали и в популяциях таежного клеща азиатской части России (Морозов и др., 2015; Никитин, Морозов, 2017; Nikitin, Morozov, 2017). Принципиальное различие по типам аномалий экзоскелета между двумя близкородственными видами выявлено лишь по одному признаку, а именно, парным вдавлениям в средней части конскутума (рис. 1z). Большинство имаго мужского пола *I. p. pavlovskiy* имели подобные вдавления, что позволяет рассматривать этот признак как норму строения тела у этого подвида. В популяциях таежного клеща такой фенотип считается аномальным (обозначается P11) и является наиболее распространенным типом нарушений строения экзоскелета у самцов этого вида (Алексеев и др., 2008; Морозов и др., 2015; Nikitin, Morozov, 2017). Доля таких особей по исследованным территориям варьировала от 0.5 до 9.7 %. Различается и форма вмятин: у *I. persulcatus* чаще всего наблюдаются аккуратные округлые ямки; у *I. p. pavlovskiy* – вдавления обычно в виде широких треугольников.

**Таблица 3.** Встречаемость аномалий различных типов в выборках самцов *Ixodes pavlovskiy pavlovskiy* на о-ве Русский (2013–2019)

**Table 3.** Occurrence of various types of anomalies in the *Ixodes pavlovskiy pavlovskiy* males from the Russky Island (2013–2019)

Тип нарушения экзоскелета самцов (обозначение аномалии по: Алексеев и др., 2008)	Число самцов с аномалией	Встречаемость аномалий (% $\pm$ m)
Неровная поверхность конскутума (P9)	1	0.27 $\pm$ 0.270
Четыре вдавления на конскутуме (P13)	2	0.55 $\pm$ 0.381
Деформация вентральных щитков (P15)	1	0.27 $\pm$ 0.270
Отсутствие ног (P23)	1	0.27 $\pm$ 0.270
Нарушение апрона	1	0.27 $\pm$ 0.270
Всего самцов	366	–
В т. ч.	0	0
с двумя аномалиями		
с одной аномалией	6	1.64 $\pm$ 0.664
Число типов аномалий	5	–

Самцы с двумя аномалиями одновременно среди особей *I. p. pavlovskiy* с о-ва Русский не зарегистрированы. Таким образом, *I. p. pavlovskiy*, как самки, так и самцы, имеют значительное сходство с таежным клещом по типам выявляемых аномалий, при частоте встречаемости особей с нарушениями строения экзоскелета ниже.

На абсолютно большей части материка в Приморье *I. p. pavlovskiy* является редким (Болотин и др., 1977; Колонин, 1986; Филиппова, 2017; Гордейко, 2019). По мнению

Филипповой (2017), не исключена вероятность его обитания в соседних странах. Исходя из данных о выявленных участках массовой встречаемости *I. p. pavlovskiyi*, его основной запас, как подвида, вероятно, сосредоточен на островах, в частности на о-ве Хоккайдо, Япония (Nakao et al., 1992; Филиппова, 2017). Остров Русский, как самый большой в архипелаге Приморья, является вторым по значимости участком ареала подвида. Соответственно, оценки популяционных показателей, выполненные на о-ве Русский, в значительной степени характеризуют подвидовые особенности *I. p. pavlovskiyi* в целом. Именно на о-ве Русский изучение эпидемической роли *I. p. pavlovskiyi* наиболее актуально в силу транспортной доступности его территории и наличию большого числа социально значимых объектов активно посещаемых людьми, что приводит к высокой частоте контактов населения с иксодовыми клещами в природных станциях.

#### СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ

- Алексеев А.Н., Дубинина Е.В., Юшкова О.В. 2008. Функционирование паразитарной системы «клещ–возбудители» в условиях усиливающегося антропогенного пресса. СПб., Инсанта, 146 с. [Alekseev A.N., Dubinina E.V., Jushkova O.V. 2008. Functioning of the “ticks–pathogens” parasitic system under the influence of increasing anthropogenic pressing. St. Petersburg, Insanta, 146 p. (in Russian)].
- Болотин Е.И., Колонин Г.В., Киселев А.Н., Матюшин О.А. 1977. Распространение и экология *Ixodes pavlovskiyi* (Ixodidae) в Сихотэ-Алине. Паразитология 11 (3): 225–229. [Bolotin E.I., Kolonin G.V., Kiselev A.N., Matushina O.A. 1977. Distribution and ecology of *Ixodes pavlosckiyi* (Ixodidae) in Sikhote-Alin. Parasitology 11 (3): 225–229. (in Russian)].
- Бурухина Е.Г., Жебровская Е.В., Петрова Н.К., Просянникова М.Н., Захарова Г.А., Симонов С.Б. 2012. Иксодовые клещи и их эпизоотологическое значение на острове Русский. Здоровье. Медицинская экология. Наука 49–50 (3–4): 187–190. [Buruхина E.G., Zhebrovskaya E.V., Petrova N.K., Prosyannikova M.N., Zaharova G.A., Simonov S.B. 2012. Ixodid ticks and their epizootic significance on the Ruscky Island. Health. Medical ecology. Science 49–50 (3–4): 187–190. (in Russian)].
- Гордейко Н.С. 2019. Клещи семейства Ixodidae Приморья: типы населения, паразито-хозяинные связи, инфицированность патогенами (на примере материковых и островных сообществ). Автореф. дис. ... канд. биол. наук. Иркутск, 22 с. [Gordeyko N.S. 2019. Ticks of the family Ixodidae of Primorye: population types, parasite-host relationships, infection with pathogens (on the example of mainland and island communities). Abstract of the dissertation of the candidate of biological Sciences. Irkutsk. 180 p. (in Russian)].
- Елисеева И.И., Юзбашев М.М. 2004. Общая теория статистики: учебник. М., Финансы и статистика, 656 с. [Eliseeva I.I., Juzbashev M.M. 2004. General Theory of Statistics: a Manual. Moscow, Finances and statistics, 656 p. (in Russian)].
- Колонин Г.В. 1986. Материалы по фауне иксодовых клещей юга Приморского края. Паразитология 20 (1): 15–18. [Kolonin G.V. 1986. Findings on the ixodid ticks fauna in the south of Primorsky Krai. Parasitology 20 (1): 15–18. (in Russian)].
- Коренберг Э.И., Помелова В.Г., Осин Н.С. 2013. Природноочаговые инфекции, передающиеся иксодовыми клещами. М., Комментарий, 464 с. [Korenberg Je.I., Pomelova V.G., Osin N.S. 2013. Infections with Natural Focality Transmitted by Ixodid ticks. M., Kommentarei, 463 p. (in Russian)].
- Леонова Г.Н., Бондаренко Е.И., Хворостянюк А.А., Курловская А.В. 2015. Изучение распространенности на юге Дальнего Востока возбудителей инфекций, передаваемых иксодовыми клещами. Эпидемиология и вакцинопрофилактика 80 (1): 31–35. [Leonova G.N., Bondarenko E.I., Xvorostyanko A.A., Kurlovskaya A.V. 2015. The study of transmitted by ticks pathogens prevalence in the south of the FarEast. Epidemiology and Vaccinal Prevention 80 (1): 31–35. (in Russian)].

- Морозов И.М., Алексеев А.Н., Дубинина Е.В., Никитин А.Я., Мельникова О.В., Андаев Е.И. 2015. Полиморфизм фенотипической структуры популяции таежного клеща и его эпидемиологическое значение. Медицинская паразитология и паразитарные болезни 3: 42–45. [Morozov I.M., Alekseev A.N., Dubinina N.V., Nikitin A.Ya., Melnikova O.V., Andaev E.I. 2015. Polymorphism of the phenotypic structure of the taiga tick population and its epidemiological significance. Medical parasitology and parasitic diseases 3: 42–45. (in Russian)].
- Никитин А.Я., Морозов И.М. 2016. Аномалии экзоскелета самок в популяциях таежного клеща азиатской части России. Паразитология 50 (5): 395–403. [Nikitin A.Ya., Morozov I.M. 2016. Exoskeleton anomalies in tick females from populations of the Asian part of Russia. Parazitologiya 50 (5): 395–403. (in Russian)].
- Никитин А.Я., Морозов И.М. 2017. Географическая изменчивость экзоскелета таежного клеща. Медицинская паразитология и паразитарные болезни 3: 28–32. [Nikitin A.Ya., Morozov I.M. 2017. Geographical variability of the taiga tick exoskeleton. Medical parasitology and parasitic diseases. 3: 28–32. (in Russian)].
- Обеспечение санитарно-эпидемиологического благополучия в период подготовки и проведения саммита АТЭС–2012. 2013. Новосибирск, Наука – Центр, 419 с. [Ensuring sanitary and epidemiological well-being during the preparation and holding of the APEC–2012 summit. 2013. Novosibirsk, Nauka – Center, 419 p. (in Russian)].
- Померанцев Б.И. 1950. Иксодовые клещи (Ixodidae). Фауна СССР. Паукообразные. М., Л., Изд-во АН СССР, т. 4, вып. 2, 224 с. [Pomerancev B.I. 1950. Ixodid ticks (Ixodidae). Fauna of the USSR. Arachnoidea. Moscow – Leningrad. Publishing USSR Academy of Sciences, 4 (2), 224 p. (in Russian)].
- Ушакова Г.В., Филиппова Н.А. 1968. О видах группы *Ixodes persulcatus* (Parasitiformes, Ixodidae). II. К экологии *I. pavlovskiyi* Pom. в Восточном Казахстане. Паразитология 2 (4): 334–338. [Ushakova G.V., Filippova N.A. 1968. On the species of the group *Ixodes persulcatus* (Parasitiformes, Ixodidae). II. To the ecology of *I. pavlovskiyi* Pom. in Eastern Kazakhstan. Parazitologiya 2 (4): 334–338. (in Russian)].
- Филиппова Н.А. 1971. О видах группы *Ixodes persulcatus* (Ixodidae, Parasitiformes). VI. Особенности ареалов *I. pavlovskiyi* Pom. и *I. persulcatus* Schulze в связи с их палеогенезом. Паразитология 5 (5): 385–391. [Filippova N.A. 1971. On the species of the *Ixodes persulcatus* group (Ixodidae, Parasitiformes). VI. Features of the areas of *I. pavlovskiyi* Pom. and *I. persulcatus* Schulze in connection with their paleogenesis. Parazitologiya 5 (5): 385–391. (in Russian)].
- Филиппова Н.А. 1977. Иксодовые клещи. Подсемейство Ixodinae. Фауна СССР. Паукообразные. Л., Наука, т. 4, вып. 4, 396 с. [Filippova N.A. 1977. Ixodid ticks. Subfamily Ixodinae. Fauna of the USSR. Arachnoidea. Leningrad, Nauka, 4 (4), 396 p. (in Russian)].
- Филиппова Н.А. 2017. История ареала у иксодовых клещей (Acarina, Ixodidae) – переносчиков возбудителей природноочаговых болезней как один из факторов формирования их внутривидового биоразнообразия. Энтомологическое обозрение 96 (1): 157–184. [Filippova N.A. 2017. The history of the range of ixodid ticks (Acarina, Ixodidae) – carriers of pathogens of natural focal diseases as one of the factors in the formation of their intraspecific biodiversity. Entomological review 96 (1): 157–184. (in Russian)].
- Филиппова Н.А., Панова И.В. 1998. Географическая изменчивость всех активных фаз онтогенеза как основа для оценки внутривидовой таксономической структуры *Ixodes pavlovskiyi* (Ixodidae). Паразитология 32 (5): 396–411. [Filippova N.A., Panova I.V. 1998. Geographical variability of all active phases of ontogeny as a basis for evaluating the intraspecific taxonomic structure of *Ixodes pavlovskiyi* (Ixodidae). Parazitologiya 32 (5): 396–411. (in Russian)].
- Филиппова Н.А., Ушакова Г.В. 1967. О видах группы *Ixodes persulcatus* (Ixodidae, Parasitiformes). I. *I. pavlovskiyi* Pom. в Восточном Казахстане: переписание самки и описание самца. Паразитология 1 (4): 269–278. [Filippova N.A., Ushakova G.V. 1967. About the species of the *Ixodes persulcatus* group (Ixodidae, Parasitiformes). I. *I. pavlovskiyi* Pom. in Eastern Kazakhstan; re-description of the female and description of the male. Parazitologiya 1(4): 269–278.] [in Russian].

- Якименко В.В., Малькова М.Г., Шпынов С.Н. 2013. Иксодовые клещи Западной Сибири: фауна, экология, основные методы исследования. Омск, Изд-во ООО ИЦ «Омский научный вестник», 240 с. [Yakimenko V.V., Malkova M.G., Shpynov S.N. 2013. Ixodid ticks of Western Siberia: fauna, ecology, main research methods. Omsk, Publishing house of LLC IC "Omsk scientific Bulletin", 240 p. (in Russian)].
- Alekseev A.N., Dubinina H.V. 1996. Some aspects of mite (Opplidae) and tick (Ixodidae) pathology as a result of antropogenic pressure. *Acarology* 7: 117–120.
- Chitimia-Dobler L., Bestehorn M., Bröker M., Borde J., Moleaanyi T., Adersen N. S., Pfeffer M., Dobler G. 2017. Morphological anomalies in *Ixodes ricinus* and *Ixodes inopinatus* collected from tick-borne encephalitis natural foci in Central Europe. *Experimental and Applied Acarology* 72: 379–397.
- Dubinina H.V., Alekseev A.N., Svetashova E. S. 2004. New *Ixodes* tick populations appearing as a result of, and tolerant to, cadmium contamination. *Acarina. Russian Journal of Acarology* 12: 141–49.
- Nakao M., Miyamoto K., Kitaoka S. 1992. A new record of *Ixodes pavlovskiyi* Pomerantsev from Hokkaido, Japan (Acari: Ixodidae). *Japan Journal Sanitary Zoology* 43 (3): 229–234.
- Nikitin A.Ya., Morozov I.M. 2017. Exoskeleton Anomalies in Taiga Tick Males from Populations of the Asian Part of Russia. *Entomological Review* 97 (2): 251–254.
- Zharkov S.D., Dubinina H.V., Alekseev A.N., Jensen P.M. 2000. Anthropogenic pressure and changes in *Ixodes* tick populations in the Baltic region of Russia and Denmark. *Acarina. Russian Journal of Acarology* 8: 137–141.

## EXOSKELETAL ANOMALIES IN *IXODES PAVLOVSKYI PAVLOVSKYI* (PARASITIFORMES, IXODIDAE)

Ya. Nikitin, Yu. A. Verzhutskaya, [I. M. Morozov], N. S. Gordeyko

**Keywords:** exoskeleton anomalies, *Ixodes pavlovskiyi*, population structure

### SUMMARY

The types of exoskeleton anomalies and their frequency were described for female and male *Ixodes pavlovskiyi pavlovskiyi* Pomerantsev 1946 collected from vegetation by flagging in forest and meadow-field biotopes on Russky Island (Primorsky Krai, Russia) in 2013–2019. On the Russky Island *I. p. pavlovskiyi* distributed everywhere, but not evenly. Other common species on the island are *Ixodes persulcatus* Schulze, 1930 (dominant or codominating species in different biotopes), *Haemaphysalis concinna* Koch, 1844 (dominant in meadow-field biotopes), *Haemaphysalis japonica douglasi* Nuttall et Warburton, 1915. *Dermacentor silvarum* Olenov, 1932 was rarely detected.

The exoskeleton morphology of *I. p. pavlovskiyi* imagoes ( $n = 803$ ) was studied using a stereomicroscope. Six types of anomalies were detected in 24 of 437 females, so female's anomalies frequency was  $5.5 \pm 1.09\%$ . The same as in *I. persulcatus* females, the most frequent anomaly in *I. p. pavlovskiyi* females's was "shagreen skin" (damage of the scutum surface;  $37.5 \pm 9.88\%$  of all anomalies). In three females ( $0.7 \pm 0.39\%$ ) two anomalies were detected simultaneously. The exoskeleton structures of 366 males of *I. p. pavlovskiyi* were characterized by five types of anomalies detected in six males ( $1.6 \pm 0.66\%$ ), which is significantly less than in females. The most of males had pair depressions on conscutum (back from pseudoscutum, on both sides of the conscutum), so we considered this feature is normal for *I. p. pavlovskiyi* males. This phenotype is considered anomalous for male *I. persulcatus* and it is the most common type of their exoskeleton disturbance. Males *I. p. pavlovskiyi* with double anomalies were not found. The similar types and ratios of exoskeleton anomalies were revealed in imagoes of *I. p. pavlovskiyi* and *I. persulcatus*; however, the *I. persulcatus* imagoes were characterized by much higher anomalies frequency.

УДК 595.77, 576.8

**МЕТОДЫ СБОРА ДВУКРЫЛЫХ НАСЕКОМЫХ  
КОМПЛЕКСА ГНУСА (DIPTERA: CULICIDAE, SIMULIIDAE,  
CERATOPOGONIDAE, TABANIDAE)**

© 2021 г. А. В. Халин<sup>а,\*</sup>, С. В. Айбулатов<sup>а,\*\*</sup>, А. А. Пржиборо<sup>а,\*\*\*</sup>

<sup>а</sup> Зоологический институт РАН,  
Университетская наб., 1, Санкт-Петербург, 199034 Россия

\*e-mail: hallisimo@yandex.ru

\*\*e-mail: s.v.aibulatov@gmail.com

\*\*\*e-mail: dipteran@mail.ru

Поступила в редакцию 30.09.2020 г.

После доработки 14.12.2020 г.

Принята к печати 10.03.2021 г.

Рассмотрены методы сбора и фиксации материала для двукрылых насекомых комплекса гнуса: кровососущих комаров, мошек, мокрецов и слепней (Diptera: Culicidae, Simuliidae, Ceratopogonidae, Tabanidae). Данные методики используются и отчасти разработаны авторами настоящей статьи для эколого-фаунистических и таксономических исследований (предусматривающих определение материала). Охарактеризованы методики, применяемые для имаго и преимагинальных стадий: как общие для всех насекомых комплекса гнуса, так и специфические для каждого семейства. В частности, описаны методы выведения имаго из личинок и куколок.

**Ключевые слова:** кровососущие комары, мошки, мокрецы, слепни, методика, сбор, выведение имаго, фиксация, Diptera, Culicidae, Simuliidae, Ceratopogonidae, Tabanidae

**DOI:** 10.31857/S0031184721020058

Комплекс гнуса представляет собой сборную группу двукрылых насекомых (Hexapoda: Diptera), самки которых питаются кровью позвоночных животных, в т. ч. человека. Основная часть гнуса на территории России (по количеству видов и по численности в природе) представлена, как правило, видами из четырех семейств: кровососущие комары (Culicidae), мошки (Simuliidae), мокрецы (Ceratopogonidae) и слепни (Tabanidae)<sup>1</sup>. Будучи докучливыми кровососами, а также переносчиками возбудителей опасных заболеваний (например, малярии, лихорадки Западного Нила, филяриоза и онхоцеркоза), эти насекомые существенно влияют на здоровье, трудовую и рекреационную деятельность человека (см., например, Мончадский, 1952; Becker et al., 2010).

---

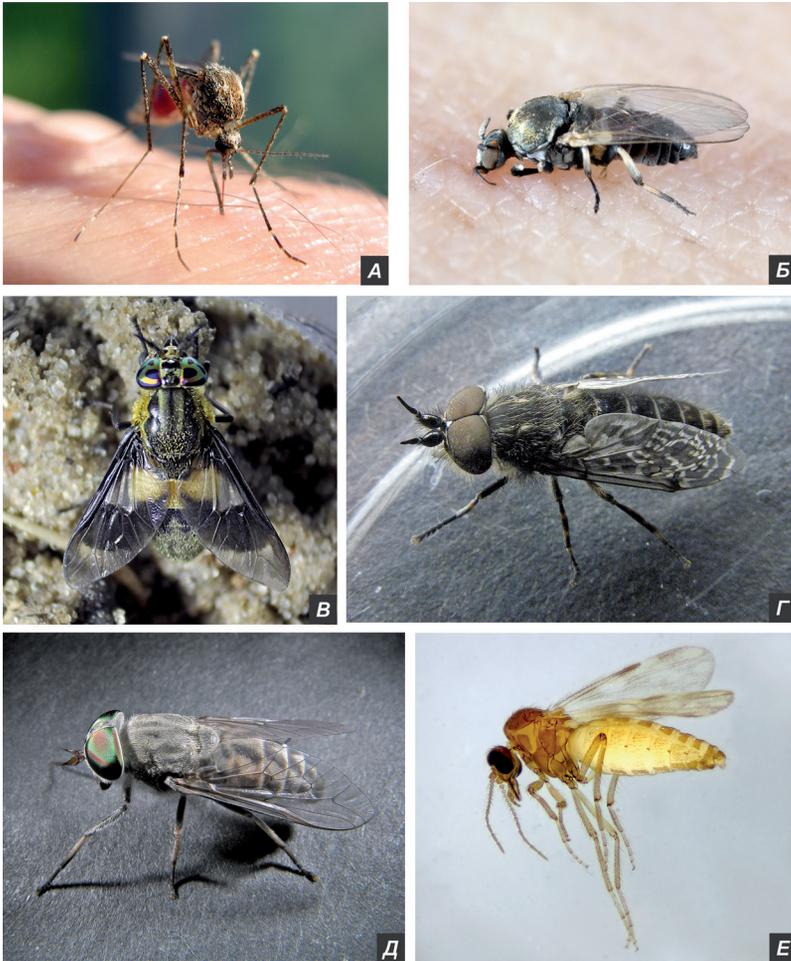
<sup>1</sup> В рамках данной статьи мы не рассматриваем москитов (Psychodidae: Phlebotominae), жигалок (Muscidae: Stomoxys Geoffroy, 1762), кровососок (Hippoboscidae) и некоторые другие группы кровососущих двукрылых.

В настоящей статье изложен собственный опыт авторов по использованию различных методик сбора и фиксации кровососущих двукрылых. Разделы по сем. Culicidae составлены А.В. Халиным и С.В. Айбулатовым, разделы по сем. Simuliidae – С.В. Айбулатовым, разделы по сем. Ceratopogonidae и Tabanidae – А.А. Пржиборо. Все описываемые методики использовались нами в течение многих лет и зарекомендовали себя в качестве наиболее простых и рациональных для целей эколого-фаунистических и таксономических исследований (включая морфологические, молекулярные и цитогенетические работы). Вместе с тем настоящая статья не содержит обзора всех методик, используемых при работе с кровососущими двукрылыми. Кроме того, мы не рассматриваем методы количественного учета кровососов (как имаго, так и личинок), а также многие специальные методики, применяемые при изучении особенностей жизненного цикла и экологии двукрылых комплекса гнуса (в т. ч. связанные с переносом возбудителей). В ряде случаев кратко упомянуты (со ссылками на литературные источники) методики сбора, использование которых целесообразно, несмотря на отсутствие личного опыта в их применении.

Литература по методам сбора кровососущих двукрылых очень велика. Опубликовано ряд специальных методических статей и пособий как на русском, так и на иностранных языках (например, по гнусу в целом: Павловский, 1927; Будаева, Хицова, 2012; Field sampling methods..., 2018; Eiras et al., 2021; по кровососущим комарам: Service, 1976; Silver, 2008; Малькова и др., 2013; по мошкам: Рубцов, 1956; Freeden, 1961; Itamies, Kuusela, 1976; по мокрецам: Гуцевич, 1956; Мирзаева, 1967; Гуцевич, Глухова, 1970; по слепням: Thompson, 1969; Скуфьин, 1973). Методические разделы различной степени подробности имеются и в большинстве монографий, посвященных комплексу гнуса в целом (например, Мончадский, 1952; Расницын, 1974; Laird et al., 1982; Lane, Crosskey, 1993), а также отдельным семействам, входящим в его состав (например, по кровососущим комарам: Гуцевич и др., 1970; Becker et al., 2010; по мошкам: Рубцов, 1956а; Crosskey, 1990; Каплич, Скуловец, 2000; Adler et al., 2004; Чубарева, Петрова, 2008; по мокрецам: Campbell, Pelham-Clinton, 1960; Blanton, Wirth, 1979; Глухова, 1989; Gonzalez de Heredia, Goldarazena Lafuente, 2011; по слепням: Шевченко, 1961; Лутта, 1970; Бошко, 1973; Олеуфьев, 1977; Соболева, 1977; Лутта, Быкова, 1982). Многие методы, используемые для комплекса гнуса, упоминаются вместе с другими методиками в руководствах, посвященным отряду двукрылых (например, Штакельберг, 1969; Нарчук, 2003; Stubbs, 2003; Chandler, 2010; Kirk-Spriggs, 2017; Brown, 2021) и насекомым в целом (например, Oldroyd, 1970; Martin, 1977; Schauuff, 2002; Голуб и др., 2012). Помимо этого, в литературных источниках имеется информация по специальным методикам, например, для цитогенетических исследований (Чубарева, Петрова, 2008). В связи с этим исследователи, начинающие работать с кровососущими двукрылыми, зачастую теряются в разнообразии методик, не имея конкретного руководства к действиям.

Самки большинства видов сем. Culicidae, Simuliidae и Tabanidae фауны России питаются кровью позвоночных животных. Как правило, представители этих семейств хорошо отличаются по внешнему виду от других двукрылых (рис. 1). Например, для кровососущих комаров характерен специализированный ротовой аппарат в форме длинного хоботка (рис. 1А). Мошки отличаются сильно выпуклой среднеспинкой,

а также утолщенными бедрами и голеними всех пар ног (рис. 1Б). Помимо этого, имеет место половой диморфизм строения глаз: у самцов глаза, как правило, крупные, занимают большую часть головы, у самок глаза небольшие. Слепни похожи на некоторых короткоусых двукрылых среднего или крупного размера, от которых отличаются коренастым телом без крепких щетинок (рис. 1В–1Д). Кроме того, у живых экземпляров сем. Tabanidae глаза зеленого, красного или коричневого цветов, часто с полосками.



**Рисунок 1.** Имаго кровососущих двукрылых. А–Д – живые экземпляры (вид спереди, сбоку и сверху), Е – экземпляр в этаноле (сбоку). А–В, Д, Е – самка, Г – самец.  
 А – *Aedes* Meigen, кровососущий комар; Б – *Simulium* Latreille, мошка; В–Д – слепни (В – *Chrysops* Meigen, Г – *Haematopota* Meigen, Д – *Hybomitra* Enderlein); Е – *Culicoides* Latreille, мокрец.

**Figure 1.** Adults of bloodsucking dipterans. А–Д – living individuals (frontal, lateral and dorsal views), Е – specimen in ethanol (lateral view). А–В, Д, Е – female, Г – male.  
 А – *Aedes* Meigen, mosquito; Б – *Simulium* Latreille, black fly; В–Д – horseflies (В – *Chrysops* Meigen, Г – *Haematopota* Meigen, Д – *Hybomitra* Enderlein); Е – *Culicoides* Latreille, biting midge.

В отличие от этих трех семейств, большинство видов мокрецов фауны РФ не питаются кровью, и лишь представители трех родов – кровососы млекопитающих. Среди них: *Forcipomyia (Lasiohelea) sibirica* Bujanova, 1965 (известен с юга Сибири и из Предуралья), виды родов *Leptoconops* Skuse, 1889 (встречаются преимущественно в пустынях и на юге степной зоны) и *Culicoides* Latreille, 1809 (широко распространены от юга тундровой зоны до пустынь). В большинстве регионов России кровососущие мокрецы представлены только родом *Culicoides*, однако они не всегда легко различимы в материалах сборов. Следующий набор признаков помогает опознать виды данного рода и предварительно отличить их от других мелких двукрылых похожего облика. Виды рода *Culicoides* (рис. 1E) – это мелкие мокрецы (длина тела не превышает 3.5 мм) с матовой окраской тела (обычно сероватой или желтоватой, но не блестяще-черной); у самки имеется длинный хоботок, его длина сопоставима с длиной головы; крылья в коротких волосках, прозрачные или с характерным рисунком из неярких пятен, с короткими костальной жилкой и радиальными ячейками (заканчиваются примерно у середины крыла).

Работы по сбору кровососущих двукрылых можно разделить на три основных типа: сбор самок, нападающих на прокормителя, сбор имаго в иных ситуациях и сбор преимагинальных стадий<sup>2</sup>.

Сбор самок на прокормителях – наиболее простой подход, позволяющий получить массовый материал имаго. Вместе с тем, он помогает охарактеризовать таксономический состав комплекса гнуса, нападающего на определенный вид прокормителя, и выяснить спектр питания конкретных видов двукрылых. При проведении таких сборов необходимо учитывать фенологическую, погодную и суточную динамику нападения соответствующих видов, родов и семейств кровососущих двукрылых. Например, сборы «на себе» позволяют охарактеризовать суточную динамику нападения кровососущих комаров. У большинства видов фауны России динамика характеризуется двумя пиками: утренним и вечерним.

Кроме сбора самок при нападении на прокормителей, взрослые кровососущие двукрылые могут быть эффективно собраны с использованием ряда других методик, в частности, на дневках и зимовках; эти сборы также могут выполняться для отлова самцов.

Сбор преимагинальных стадий (личинок и куколок) необходим для установления биотопов развития конкретных видов кровососущих двукрылых. Как правило, биотопы развития личинок гораздо более локальны и специфичны по сравнению с биотопами, в которых встречаются имаго тех же видов. Обследование личиночных биотопов нередко позволяет собрать материал и по видам, которые редко попадают

---

<sup>2</sup> В отечественной литературе по кровососущим двукрылым широко используется термин «фаза» в значении «стадия» (яйцо, личинка, куколка, имаго). При этом термин «стадия» для личинки используется в значении «возраст»: 1-й, 2-й возраст и т. д., что соответствует промежутку между линьками (например, Скуфьин, 1973; Глухова, 1989).

в сборах на стадии имаго. Кроме того, на основе сбора преимагинальных стадий возможно проводить учеты их численности и решать другие задачи, в первую очередь экологические. В целом работа по сбору личинок и куколок мокрецов и слепней более трудоемка по сравнению с отловом имаго, в то время как собирать преимагинальные стадии кровососущих комаров и мошек значительно проще. Методики, применяемые для сбора личинок и куколок, специфичны для каждого из четырех семейств, по этой причине они описаны отдельно. Определения видов кровососущих комаров и мошек возможны по признакам имаго и личинок последнего возраста (в немногих случаях – также и куколок), а слепней и мокрецов – главным образом по имаго. Для наиболее же достоверной видовой диагностики кровососущих комаров и мошек в большинстве случаев требуются признаки генитального аппарата самцов, но в сборах на прокормителе удается отловить только самок. Поэтому за сбором преимагинальных стадий мокрецов и слепней, а также куколок кровососущих комаров и мошек, нередко следует работа по выведению из них имаго в лабораторных условиях. Процедура выведения может занимать от нескольких дней до нескольких лет (в зависимости от изучаемой группы). Диагностические признаки преимагинальных стадий многих видов мокрецов и слепней до сих пор не изучены, также как и биотопы их развития. В связи с этим выведенный материал может иметь большую ценность: особенно в тех случаях, когда он собран в малоизученном регионе.

При выборе методик сбора двукрылых необходимо учитывать цель исследования: приоритетным могут быть получение либо неповрежденного материала (для точного определения видов, изучения их морфологии и т. д.), либо большого количества экземпляров (в ряде случаев – без возможности точной видовой диагностики). Следует помнить, что в большинстве случаев видовая диагностика будет наиболее эффективна при наличии сохранных экземпляров имаго (в том числе и самцов), собранных вскоре после выхода из куколок или же выведенных в лабораторных условиях.

Как правило, чем разнообразнее методики сбора, тем полнее будет охарактеризован видовой состав кровососущих двукрылых в исследуемом районе. Поэтому важны сборы в различных биотопах и ландшафтах, в различную погоду и время суток. Кроме того, при проведении сборов следует учитывать региональные климатические особенности и, по возможности, собирать двукрылых в течение всего теплого сезона.

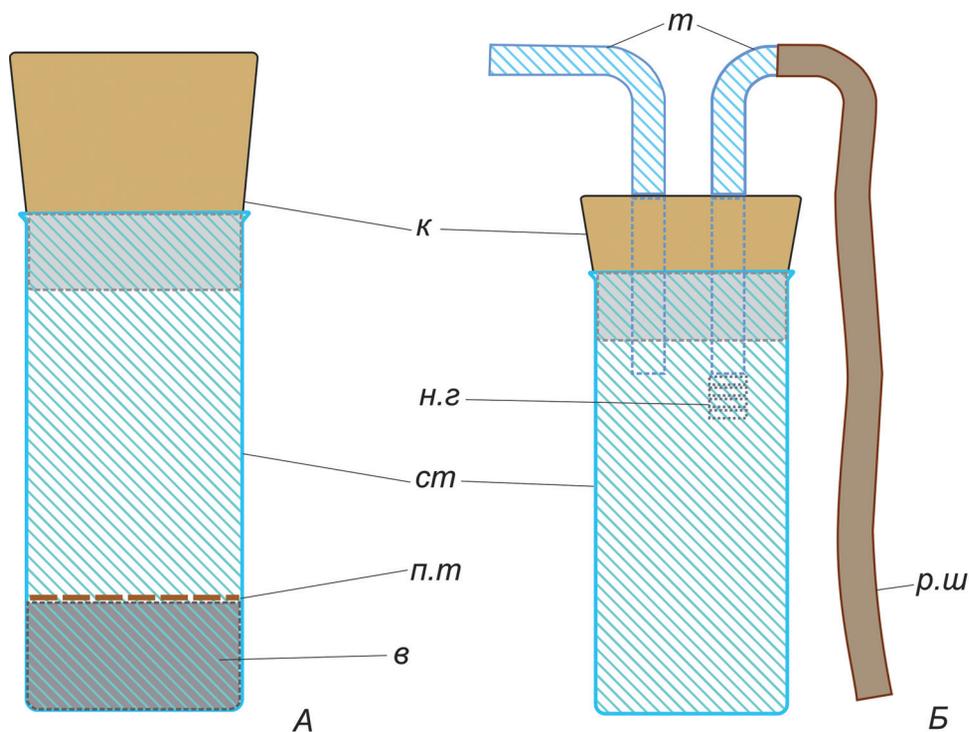
## СБОР МАТЕРИАЛА

### 1. Сбор имаго

#### 1.1. Сбор самок, нападающих на прокормителя

Сбор с человека – наиболее простой и доступный вариант сбора с прокормителя. Помимо сбора с человека, широко используется также сбор с домашних и диких теплокровных животных (млекопитающих и птиц, в том числе из гнезд и с птенцов). Сбор с животных позволяет существенно расширить спектр видов кровососов, но он имеет особенности, описание которых выходит за рамки настоящей статьи (см.: Гуцевич, Глухова, 1970; Скуфьин, 1973; Глухова, 1989).

При небольшом количестве нападающих двукрылых их удобнее собирать энтомологической морилкой (рис. 2А), пробиркой или эксгаустером (рис. 2Б). В ходе сбора следует накрывать питающихся самок энтомологической морилкой или пробиркой с этиловым спиртом (этанолом).



**Рисунок 2.** Энтомологическая морилка (А) и эксгаустер (Б). Схема.

Обозначения: *в* – слой ваты, *к* – крышка, *н.г* – насадка из газовой ткани, *п.т* – плотная ткань, *р.ш* – резиновый шланг, *ст* – стакан, *т* – трубка.

**Figure 2.** Entomological killing jar (А) and reservoir-type aspirator (Б). Scheme.

В качестве энтомологической морилки рекомендуется использовать небольшую цилиндрическую стеклянную емкость (объем от 50 до 100 мл), плотно закрытую пробкой. На дно морилки помещается материал, хорошо впитывающий токсическую жидкость (хлороформ, серный эфир или этилацетат). Дополнительный вариант морилки описан Скуфьиным (1973): на дно морилки кладут мелкие кусочки резины (например, от резиновых трубок), которые предварительно держат в токсической жидкости несколько часов; их прижимают сверху кружком из плотного картона. Такая морилка действует без перезарядки несколько дней.

Собирать с прокормителя морилкой или пробиркой следует главным образом кровососущих комаров и мокрецов, поскольку слепни и мошки летают более маневренно. Отлавливать слепней удобнее сачком, а мошек и мокрецов – эксгаустером.

Эксгаустер представляет собой небольшую емкость объемом от 50 до 100 мл, через крышку которой проходят две стеклянные или пластиковые трубки. К одной из них присоединена гибкая трубка для засасывания воздуха, вторая служит для отлова насекомых. Другая модификация эксгаустера – стеклянная или пластиковая трубка, закрытая крышками с обоих концов. В одной крышке находится ловчая трубка, во второй – трубка для засасывания воздуха (Silver, 2008; Becker et al., 2010). Ловчую трубку эксгаустера подносят как можно ближе к насекомому и делают резкий вдох через трубку гибкого шланга. Поток воздуха двукрылое втягивается в ловчую трубку и оказывается внутри эксгаустера. Для замаривания (т. е. умерщвления) насекомых, собранных эксгаустером, по окончании сбора в ловчую трубку вставляется вата, смоченная токсичной жидкостью. В некоторых случаях можно переместить насекомых из эксгаустера в пробирку с фиксирующей жидкостью без предварительного умерщвления, после чего поместить туда этикетку. Методики первичной фиксации и хранения различаются для четырех рассматриваемых семейств: они рассмотрены в разделе «Фиксация и хранение материала».

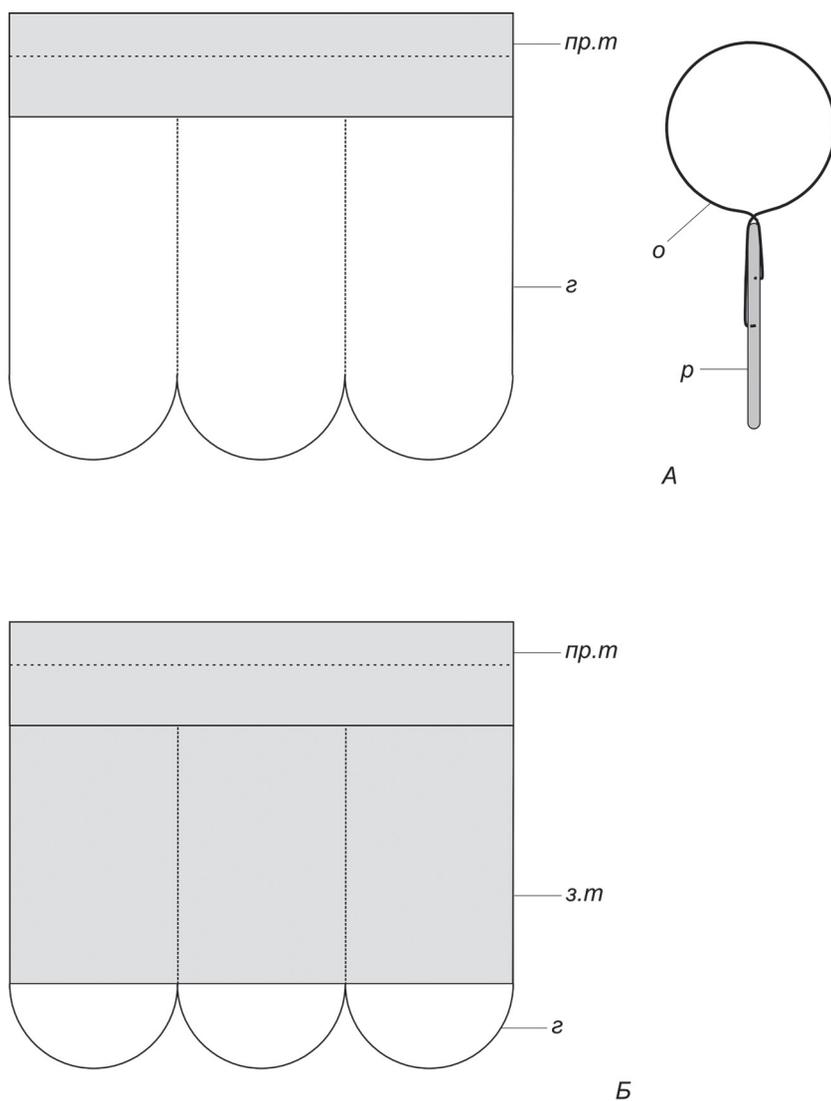
При высокой численности кровососущих двукрылых наиболее удобно использовать воздушный энтомологический сачок (рис. 3А). В большинстве случаев оптимален сачок с длиной ручки от 30 до 50 см, с диаметром обруча от 20 до 30 см и с глубиной мешка от 50 до 70 см. Дно сачка должно быть округлым, материал мешка – мягкий газ с диаметром ячеи 0.05–0.1 мм. Для сбора слепней, а также любых кровососов при их низкой численности, удобнее использовать сачок большего размера, с диаметром обруча от 40 до 50 см и ручкой длиной около 1 м.

При сборе насекомых сачком следует обмахивать им прокормителя, делая от двух до нескольких десятков взмахов, в зависимости от количества нападающих насекомых. После этого нужно перевернуть мешок у устья, заморить насекомых в сачке и выбрать их из него. Для этого используется пластиковый пакет, в который предварительно помещена вата, кусок ткани или салфетка, смоченная в токсичной жидкости (серном эфире, этилацетате или хлороформе). Необходимо на 3–8 минут поместить в пакет мешок сачка или же мешок вместе с обручем. Следует учитывать, что в жаркую погоду насекомые погибают быстрее. Двукрылых, собранных сачком, можно умерщвлять также в энтомологической морилке или в эксгаустере.

После замаривания материал высыпают в небольшую кювету, где и происходит его дальнейший разбор. Брать кровососущих двукрылых следует пинцетом за крылья.

Если разбор содержимого сачка происходит в ветреную погоду, то бывает удобнее выбирать насекомых не в кювете, а прямо в сачке. В холодную погоду, а также при небольшом количестве собранных двукрылых, можно выбирать их из сачка без предварительного умерщвления, при помощи пинцета или эксгаустера.

Сразу после этого экземпляры, сохраняемые далее в сухом виде, накалывают на энтомологические булавки и помещают в специальные коробки с мягким (прокалываемом булавками) дном. Если предполагается сохранять материал в спирте, то в ходе сбора мелких двукрылых удобно смачивать пинцет этанолом, а собранные экземпляры сразу переносить в пробирку, содержащую 80–85 %-ный водный раствор этанола (подробнее см. раздел «Фиксация...»).



**Рисунок 3.** Энтомологический сачок (А) и его вариант для кошения (Б). Схема.  
 Обозначения: г – газовая ткань, з.т – защитная ткань, о – обруч сачка, пр.т – прочная ткань, р – ручка сачка.

**Figure 3.** Entomological net (A) and net for sweeping (B). Scheme.

## 1.2. Сбор имаго в иных ситуациях (не с прокормителя)

1.2.1. *Кошения.* Универсальный метод сбора кровососущих двукрылых – кошения сачком (с растительности или вдоль ее края, а также вдоль берегов и над водой). Кошения применяются для сбора любых насекомых комплекса гнуса, однако для слепней они, как правило, неэффективны. Для их сбора используются другие методики (Лутга, 1970; Олсуфьев, 1977; Скуфьин, 1973).

Собирая кровососов кошением, нужно придерживаться нескольких общих принципов, которые актуальны и при сборе других двукрылых.

1) Число взмахов сачком определяется опытным путем и обычно составляет от 3 до 30. Оно зависит от группы двукрылых и от условий биотопа (в первую очередь – от количества мелкого мусора и частей растений, попадающих в сачок).

2) Следует избегать кошения по влажной растительности (после дождя или по росе), а также кошения мокрым сачком, поскольку при этом материал сильно повреждается. Если все же необходимо сделать сборы в таких условиях, то рекомендуется ограничиться 3–4 взмахами при кошении. Материал, собранный мокрым сачком, следует фиксировать в этаноле.

3) Кошения сильно осложняются, если на растениях присутствуют наземные моллюски. При попадании моллюска в сачок нужно немедленно прекратить кошение и вынуть его из сачка, поскольку иначе быстро образуется «комочек» с прилипшими поврежденными насекомыми.

4) Косить удобнее против ветра; при сильном ветре кошения малоэффективны.

Отловленных насекомых следует заморить в сачке, после чего выбрать материал эсгаустером или пинцетом. Необходимо учитывать, что при сборах кошением материал двукрылых в той или иной степени повреждается, и это наиболее критично для определения видов кровососущих комаров.

Для сбора кровососущих комаров следует применять кошение энтомологическим сачком по травянистым растениям, которые растут возле мест выплода (луж, небольших прудов и канав); при этом мы рекомендуем обращать особое внимание на зонтичные. На растениях у мест выплода имаго зачастую присутствуют брюхоногие моллюски, поэтому при сборе необходимо делать не более пяти взмахов сачком. Данную методику рационально применять во время массового вылета кровососущих комаров: она позволяет собрать в том числе и самцов.

Собирая мошек, необходимо обкашивать сачком любую околоводную растительность (траву, кусты, низко расположенные ветви деревьев) вдоль ручьев, рек и других водотоков. Лучше использовать специальный энтомологический сачок для кошения, снабженный слоем защитной ткани (рис. 3Б). В некоторых случаях хорошие сборы мошек можно сделать, отлавливая насекомых сачком над поверхностью воды рек и ручьев, особенно в вечернее время.

Аналогично сбору мошек, кошение по растительности (особенно по приземному ярусу) позволяет собирать кровососущих мокрецов. Необходимо учитывать, что мокрецы нередко проводят дневные часы у поверхности почвы (Глухова, 1989), поэтому днем они плохо поддаются сбору сачком. Как правило, сборы мокрецов кошениями дают наилучшие результаты перед закатом и после него. В то же время суток может быть эффективным кошение над участками пологих (особенно заиленных) берегов без высокой растительности. В последнем случае сачок нужно двигать в горизонтальной плоскости, не допуская касаний влажного грунта и воды краем обруча или мешком.

Самцов слепней можно отлавливать сачком по одному; днем в жаркие часы они часто барражируют над лесными дорожками или другими открытыми пространствами.

1.2.2. *Сбор на окнах помещения или автомашины.* Кровососущих двукрылых удобно отлавливать на окнах помещения или автомашины (со внутренней стороны окон), прикладывая раструб эксгаустера или морилку к поверхности окна с ползающими экземплярами имаго. При большой численности насекомых их можно собирать непосредственно в емкость с этанолом, поднося ее к окну и стряхивая в нее ползающих насекомых.

1.2.3. *Сбор на дневках и зимовках.* Данная методика используется для сбора кровососущих комаров в антропогенных условиях (например, со стен и потолков жилых и нежилых зданий), а также в естественных биотопах (в пещерах). Техника аналогична сбору с окон: следует прикладывать раструб эксгаустера или морилку к поверхностям, на которых сидят комары.

1.2.4. *Сбор на свет.* Многие виды мокрецов и некоторые виды кровососущих комаров хорошо летят на свет в сумеречное и ночное время. Особенно массовым бывает лет на свет мокрецов рода *Culicoides*. Для сбора этих двукрылых лов на свет не только эффективен, но и позволяет собрать экземпляры в хорошей сохранности. Вместе с тем следует учитывать, что лов на свет – весьма селективная методика сбора, позволяющая собрать далеко не все виды кровососов.

Простейший вариант сбора на свет – поместить мощную электролампу на высоте 1.5–2 м над землей [например, удобна лампа OSRAM HWL (MBFT) мощностью 250 Вт и аналогичные лампы других производителей]. Источник света желательно ориентировать в сторону ближайших открытых ландшафтов – мест выплода или укрытия имаго кровососущих двукрылых (стоячих водоемов, водотоков, влажных травостоев или кустарниковых зарослей). Позади лампы следует расположить вертикальный светлый экран шириной не менее 1.5 м, высотой – от уровня земли до места крепления лампы или выше. В качестве экрана можно использовать белую ткань, плотную бумагу или светлую стену. На земле под лампой следует также постелить белую ткань, бумагу или светлый полиэтилен. Кровососущих двукрылых удобно собирать эксгаустером, морилкой или пробиркой с этанолом с вертикального и горизонтального экранов, обращая наибольшее внимание на пространство вокруг лампы. Собранных в эксгаустер насекомых замаривают и фиксируют (см. раздел «Фиксация...»).

Сборы на свет желательно начинать с наступлением вечерних сумерек, поскольку в это время видовой состав насекомых, привлекаемых светом, существенно отличается от ночного. Лов на свет дает наилучшие результаты в теплую безветренную погоду и особенно – в темные безлунные ночи. Данная методика малоэффективна в условиях высокого уровня освещенности ночью (например, в Заполярье).

Помимо этого, для сбора кровососущих двукрылых на свет можно использовать самофиксирующие светоловушки (Горностаев, 1984; Голуб и др., 2012; Eiras et al., 2021). Однако собираемый в ловушки материал бывает сильно загрязнен (попадает

большое количество иных насекомых, а также мусор) и требует длительной последующей разборки. Традиционные методики сбора на свет мокрецов более подробно описаны Гуцевичем и Глуховой (1970). В последние десятилетия для сбора мокрецов получили широкое распространение ловушки с использованием ультрафиолетовых ламп (например: Venter et al., 2009; Gonzalez de Heredia, Goldarazena Lafuente, 2011; Rigot, Gilbert, 2012).

1.2.5. *Липучки*. У многих видов кровососущих мокрецов нередко наблюдается особенность суточного поведения: они держатся в приземном ярусе травостоя в дневное время, а вечером поднимаются выше. В связи с этим эффективен сбор мокрецов липучками в местах их дневок. Данная методика позволяет также собирать мокрецов после линьки на имаго в местах выплода (на влажных лугах, на берегах водоемов и т. п.).

В качестве основы липучек мы рекомендуем использовать пергаментную бумагу («тушевая калька») формата А4. На бумагу с одной стороны следует нанести тонким слоем касторовое масло (достаточно нескольких капель масла на лист). Вместо пергаментной бумаги можно использовать обычную бумагу или полиэтилен, а вместо касторового масла – подсолнечное, но это дает худшие результаты. Листы размещают горизонтально, липкой поверхностью вниз, прикрепляя за четыре угла к растениям при помощи небольших прищепок. Липучки устанавливают в прохладную сухую погоду на сутки; в жаркую солнечную погоду их ставят ближе к вечеру и снимают утром следующего дня. При снятии липучки аккуратно сгибают пополам (липкой поверхностью внутрь) и помещают в переносной контейнер таким образом, чтобы они лежали свободно, без сжатия. Снятые липучки осматривают в течение суток в лаборатории или в полевом стационаре. Насекомых снимают с липучек тонким пинцетом, отмывают от масла в пробирке с абсолютным этиловым спиртом, а затем фиксируют в 85–90 %-ном водном растворе этанола.

Липучки в виде прямоугольных листов или полос также можно использовать для сбора мокрецов в кронах деревьев и кустарников, а также при сборах с животных-прокормителей (Глухова, 1989).

1.2.6. *Ловушки других типов*. Для массового сбора кровососущих двукрылых широко используются ловушки различных типов, в основном привлекающие самок аналогично прокормителям (Eiras et al., 2021). Ловушки позволяют собирать значительный объем материала, но во многих случаях сохранность экземпляров бывает неудовлетворительной.

Чучеловидные и «конические» ловушки, имитирующие внешним видом прокормителя, эффективны и широко используются для сбора слепней (Скуфьин, 1973). Аналогичен таким ловушкам сбор кровососов «на автомобиль» (желательно темного цвета). Для сбора кровососущих комаров, мошек и мокрецов используются углекислотные ловушки (Silver, 2008; Becker et al., 2010). Кроме того, для сбора кровососущих двукрылых применяются комбинированные ловушки, в которых используется свет и несколько химических аттрактантов (Eiras et al., 2021).

## 2. Сбор преимагинальных стадий и выведение имаго

### 2.1. Кровососущие комары

Личинки кровососущих комаров обладают удлинено-веретеновидным телом, по внешнему виду напоминают таковых сем. Dixidae и Chaoboridae. Однако у личинок сем. Culicidae членики груди слиты в единый сильно расширенный несегментированный отдел (рис. 4А), что отличает их от сем. Dixidae. В отличие от другого близкого семейства (Chaoboridae) усики личинок кровососущих комаров не видоизменены в орган для поимки добычи. Куколки сем. Culicidae с сильно расширенной передней частью тела (головой и грудью) и обособленным от нее удлиненным уплощенным брюшком. На последнем членике брюшка имеются две округлые лопасти, функционирующие как плавник. Длина тела личинок и куколок – от нескольких миллиметров до нескольких сантиметров.

Личинки и куколки кровососущих комаров обитают в воде и обычно держатся у ее поверхности. Местами их развития служат в первую очередь небольшие стоячие водоемы – лужи, канавы, ямы с водой, пруды и озера, а также контейнеры и баки с водой, затопленные подвальные помещения. Данные водоемы могут быть как постоянными, так и временными (в т. ч. весенние, пойменные и т. д.). В лужах, канавах и других небольших резервуарах личинки и куколки встречаются по всей площади водной поверхности. В более крупных прудах и озерах они встречаются в прибрежных и заболоченных участках, как правило, заросших водной и полуводной растительностью и не подверженных заметному воздействию волн и ветра.

Для сбора личинок и куколок кровососущих комаров мы рекомендуем использовать бытовое сито диаметром от 5 до 30 см (рис. 4Б). Таким ситом следует быстро провести 1–2 раза в поверхностном слое воды обследуемого водоема. При сборе необходимо учитывать, что насекомые чутко реагируют на механические сотрясения, а также на появление тени на воде, быстро уходя вниз от поверхности. В таких случаях рекомендуется 2–3 раза провести ситом в толще воды и у дна водоема, после чего подождать несколько минут, пока личинки и куколки снова не всплывут к поверхности. При обследовании самых мелких водоемов (лужицы, заполненные водой ямки и межкочья) удобнее пользоваться маленьким ситом, дуршлагом или ковшиком. Собранный материал следует извлечь из сита в неглубокий светлый контейнер, наполненный водой, погружая в него сито (рис. 4Б). После этого при помощи пластиковой пипетки с широким носиком (диаметром 2–3 мм, рис. 4В) необходимо переместить личинок и куколок из контейнера в пробирку, содержащую 80–85 %-ный водный раствор этанола (для морфологического или молекулярного исследования) или жидкость Карнуа (для цитогенетического исследования личинок), см. «Фиксация...».

Для получения имаго из преимагинальных стадий следует перелить воду с отловленными личинками и куколками в емкости от 1 до 10 л (канистры, бутылки и т. п.), а также взять дополнительно и воду из водоема развития личинок. Емкости с личинками рекомендуется заполнять водой не более чем на 2/3, транспортировать в лабораторию течение 1–2 суток при температуре от 5 до 15 °С (в зависимости от таковой окружающей среды), избегая прямых солнечных лучей.

В стационаре необходимо при помощи пластиковой пипетки с широким носиком рассадить личинок поодиночке в широкие емкости объемом 200–300 мл (рис. 4Г; индивидуальный выплод) или же группами в емкости 0.5–5 л (массовый выплод), накрытые сверху москитной сеткой. Для большого количества материала в лабораторных условиях удобно использовать самоклеющиеся этикетки. Текст на этикетках можно частично или полностью печатать на принтере.



**Рисунок 4.** Личинка кровососущих комаров и инвентарь для сбора личинок. *A* – *Aedes* Meigen, кровососущий комар, личинка, вид сверху; *Б* – сито и контейнер; *В* – пипетка для сбора личинок и куколок; *Г* – емкость для индивидуального выплода кровососущих комаров.

**Figure 4.** Mosquito larva and devices for collecting larvae. *A* – *Aedes* Meigen, mosquito, larva, dorsal view; *Б* – dipper and container; *В* – dropper for collecting mosquito larvae and pupae; *Д* – container for individual rearing of mosquito larvae and pupae.

В дальнейшем емкости следует проверять один раз в сутки в течение всего развития личинок и куколок (от первых суток до 2 месяцев) на предмет линьки, а также один раз в 1–4 дня (в зависимости от температуры) менять в них воду. Перелинявших на имаго насекомых необходимо заморить эфиром или хлороформом, наколоть на энтомологические булавки (либо фиксировать в пробирке с этанолом, вместе с куколочными и личиночными шкурками, а также поместить в пробирку этикетку).

## 2.2. Мошки

Личинки и куколки мошек (рис. 5) имеют характерный облик и легко отличимы от других беспозвоночных. Тело личинки (рис. 5А) коротко-цилиндрическое, расширено у заднего конца, которым личинка обычно прикрепляется к субстрату. Как правило, голова спереди с двумя длинными веерами щетинок. Грудь неотчетливо сегментирована, с хорошо заметным прикрепительным выростом. Куколка (рис. 5Б) с укороченным телом, расширенным в передней части и суженным в задней; обычно располагается в коническом полупрозрачном коконе, прикрепленном к субстрату. На переднем конце тела куколки находятся, как правило, ветвящиеся выросты, выступающие из кокона. Длина тела личинки не превышает 12 мм, куколки – 10 мм.

Личинки и куколки мошек живут только в проточной воде, при этом они населяют водотоки всех типов: от крохотных ручейков до крупных рек. Эти насекомые встречаются на относительно твердых субстратах (камнях, растениях и других предметах, погруженных в воду или омываемых водой).

Для сбора личинок и куколок мошек необходимо осторожно вынимать из воды погруженные субстраты (камни, мертвые части растений, зеленые растения, антропогенный мусор) и осматривать их в поисках личинок и коконов с куколками. Чаще всего насекомых можно обнаружить на субстратах, находящихся в воде на перекатах водотоков. Также личинок и куколок легко собирать с вертикальных скал и других субстратов, по которым вода стекает в виде тонкой пленки или отдельных капель (в частности, у водопадов). В первую очередь следует собирать личинок последнего возраста, имеющих зачатки дыхательных органов куколки (рис. 5В). Из куколок нужно выбирать наиболее темноокрашенных, т. к. они содержат в себе сформировавшееся имаго. Насекомых собирают тонким пинцетом и помещают в пробирку, содержащую 80 %-ный раствор этанола (для морфологического или молекулярного исследования). Поскольку куколки находятся в коконах, прикрепленных к субстрату, их следует, по возможности, помещать в пробирки вместе с растительным или антропогенным субстратом (упаковки, пакеты, ветошь и т. п.). Если это невозможно, например когда куколки прикреплены к крупным и прочным предметам (автомобильные покрышки, бетонные конструкции, камни), следует аккуратно отделить кокон от субстрата. При обилии растительного материала, помещаемого в пробирку, следует учитывать разбавление фиксирующей жидкости; в таком случае лучше использовать 90 %-ный раствор этанола. Для цитогенетического исследования собранный материал необходимо поместить из контейнера в пробирку с жидкостью Карнуа. При перекладке в фиксирующую жид-

кость личинку следует брать за середину тела, так как на заднем конце и на головной капсуле сосредоточено большинство структур, несущих диагностические признаки.



**Рисунок 5.** *Simulium* Latreille, преимагинальные стадии мошки: *A* – личинка сверху, *Б* – куколка сбоку, *В* – личинка сбоку; *з.д* – зачатки дыхательных органов, *гол* – голова, *гр* – грудь.

**Figure 5.** *Simulium* Latreille, immature black flies: *A* – larva, dorsal view; *Б* – pupa, lateral view; *В* – larva, lateral view.

Выведение имаго мошек из личинок технически затруднено, поскольку требует их содержания в проточной воде (см. Иващенко, 1977; Colbo, Thompson, 1978; Лиховоз, 1980; Такаока, 1985; Ciborowski, Craig, 1989). В связи с этим гораздо чаще выводят имаго из куколок. Для этого следует поместить собранных куколок с частицами субстрата в пустой и сухой контейнер или банку. В таких условиях куколки сохраняют

жизнеспособность в течение одного или нескольких часов, в зависимости от температуры. После транспортировки в стационар (или при разборе материала в полевых условиях) нужно поместить фрагменты субстратов с 1–3 куколками в отдельные пустые пробирки (объемом 2–5 мл). В горловинах пробирок следует расположить плотные комки смоченной в воде и отжатой ваты. Фиксация материала будет осуществляться в этой же пробирке. Необходимо содержать материал в хорошо проветриваемом помещении при температуре от 5 до 20 °С, а также проверять его один раз в сутки в течение 4–5 дней на предмет появления имаго. В ходе проверки следует вновь смачивать и отжимать вату на горловине. После линьки на имаго можно приоткрыть край ваты и пипеткой влить внутрь пробирки 90 %-ный этанол для фиксации взрослого насекомого вместе с субстратом и куколочной шкуркой. В пробирку следует поместить этикетку (см. раздел «Фиксация ...»).

### 2.3. Кровососущие мокрецы

Личинки и куколки рода *Culicoides* (рис. 6) сходны по внешнему виду с таковыми многих некровососущих мокрецов и могут быть опознаны лишь при некотором навыке, но нередко для этого требуется бинокляр (стереомикроскоп). Тело личинок рода *Culicoides* (рис. 6А) тонкое, более или менее нитевидное, без придатков. Окраска от беловатой до сероватой, нередко с неясными темными пятнами по бокам передних сегментов. Головная капсула направлена вперед, короткоовальная, при этом бывает заметно сужена кпереди (но не удлинненно-цилиндрическая и не заостренно-коническая). Задний конец тела без длинных щетинок. Личинки рода *Culicoides* способны быстро направленно плавать, совершая характерные резкие «синусоидальные» движения в горизонтальной плоскости (у многих некровососущих мокрецов личинки неплавающие). Внешний вид куколок рода *Culicoides* (рис. 6Б) характерен для мокрецов: на переднем конце тела заметны парные булавовидные выросты; брюшко не уплощенное, с шипиками по бокам и с парными остриями на вершине; окраска обычно коричневая. Длина тела личинок рода *Culicoides* не превышает 5–6 мм, а куколок – 3–4 мм, что значительно меньше, чем у многих других мокрецов.

Личинки рода *Culicoides* развиваются в разнообразных полуводных и влажных органических субстратах, а также в воде. Наиболее характерный биотоп – урез воды по берегам различных постоянных водоемов. Как правило, в более крупных водоемах (озерах и реках) личинки встречаются лишь на самом мелководье – вдоль уреза и на участках не глубже 10–20 см. В небольших водоемах (канавах и лужах) они могут встречаться по всей площади водоема (особенно в водоемах, загрязненных органикой или имеющих повышенную соленость). Помимо этого, личинки *Culicoides* – обычные обитатели влажных местообитаний, находящихся за пределами водоемов (например, болота разного типа и заболоченные луга). Некоторые виды проходят развитие в полужидком навозе, экскрементах птиц, а также в гниющей растительной органике и грибах. В тех случаях, когда личинки обитают в воде, для окукливания они всегда перемещаются в полуводные условия – как правило, на урез воды. Там же происходит и линька на имаго.

Работы по сбору личинок мокрецов можно разделить на несколько этапов: (1) сбор субстратов в поле, (2) их промывка и (3) извлечение личинок из промытого материала. Как правило, за этим следует этап 4 – выведение имаго из личинок. Отдельно рассматривается методика выведения имаго непосредственно из субстрата (5).



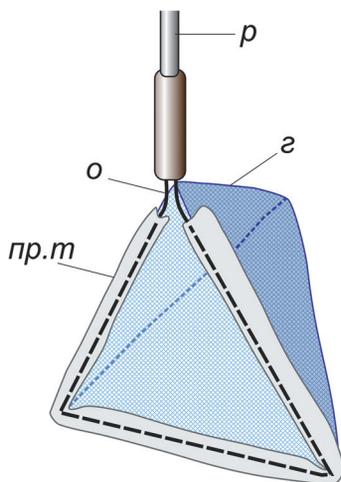
**Рисунок 6.** *Culicoides* Latreille, преимагинальные стадии мокрецов: А – личинка сверху, Б – куколка снизу.

**Figure 6.** *Culicoides* Latreille, immature biting midges: А – larva, dorsal view; Б – pupa, ventral view.

2.3.1. *Сбор субстратов в поле.* Техника сбора личинок мокрецов из водных и из полуводных биотопов различается. Для сбора в воде используется гидробиологический сачок, который должен иметь жесткий прочный металлический обод, устойчивый к нагрузке, особенно в месте крепления к палке. Наиболее удобны сачки с полукруглым или треугольным обручем (рис. 7). Ручка сачка может быть деревянной или может быть изготовлена из алюминиевой трубки, а мешок – из мельничного газа. Длина мешка сачка должна быть в 1.5–2.5 раза больше ширины обруча, его вершина – коническая или закругленная, диаметр ячеей – от 0.1 до 0.25 мм. Мешок крепится к обручу рукавом из прочной ткани (бязь, плотные синтетические ткани). Рекомендуемые ширина обруча сачка – от 20 до 30 см, длина ручки – от 1 до 2 м, но при обследовании мелких

луж и микроводоемов удобнее сачки с диаметром около 10 см на короткой ручке. В качестве основы для изготовления сачков небольшого размера можно использовать имеющиеся в продаже сачки для аквариумов; также удобны пластиковые и металлические дуршлаги с подходящим диаметром ячеи.

Для сбора личинок мокрецов в воде сачком проводят по дну и по подводным частям растений на прибрежных участках, где глубина не превышает 0.5 м. Хорошие результаты дают сборы сачком в воде у самого уреза, особенно в тех местах, где береговая линия образует небольшой уступ. В таких местах сачком проводят несколько раз вдоль одного и того же участка уреза (или вдоль края сплавины) длиной 0.5–1 м, держа сачок вертикально и под углом к берегу, а затем так же обкашивается соседний участок. При сборах сачком необходимо следить за тем, чтобы в нем оказывалось умеренное количество субстрата. Если в сачке оказался ил, следует осторожно отмыть содержимое сачка от большей части ила, погружая нижнюю часть мешка в воду. Собранный материал перекалывают из сачка в широкие пластиковые контейнеры (1–3 л) или в полиэтиленовые мешки, снабженные этикетками. Удобны этикетки, написанные водостойким маркером на кусках пластика, полиэтилена или на водостойкой бумаге. Собранный материал должен содержать лишь небольшое количество воды; его необходимо держать в прохладе и беречь от солнца. Желательно промыть и разобрать материал в течение суток; допустимо его хранение в течение 2–3 суток при температуре около +5 °С.



**Рисунок 7.** Гидробиологический сачок.  
Обозначения как на рис. 3.

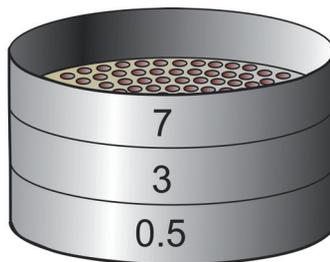
**Figure 7.** Aquatic net.  
Abbreviations as in Fig. 3.

Материал из полуводных биотопов можно собирать вручную (растительные остатки, подушки мхов и т. п.), при помощи ложки, небольшого совка (мягкие грунты: ил, песок и т. п.) или ножа (субстраты со сплетением корней). При этом необходимо учитывать, что в более плотных субстратах (ил, почва и т. п.) личинки мокрецов приурочены только к поверхностному слою толщиной в 2–3 см. Собранный материал сохраняют таким же образом как при сборах из воды. При избытке воды в отобранном материале нужно слить жидкость через сито или сачок, оставляя лишь мокрый субстрат.

Куколок мокрецов удобно собирать, погружая полуводные субстраты в ведро или таз с водой. Живые куколки всплывают на поверхность воды, откуда их следует аккуратно извлечь пинцетом или изогнутой иглой. Для выведения имаго собранных куколок помещают в широкие пробирки на влажную вату и содержат при комнатной температуре; как правило, при 20 °С имаго выводятся в течение недели.

*2.3.2. Промывка субстратов.* Пробы небольшого объема (менее 1 дм<sup>3</sup>) можно промывать прямо в водоеме, используя гидробиологический сачок. Сачок с пробой погружается нижней частью в воду и осторожно выполаскивается в течение нескольких минут (до прекращения появления мути вокруг сачка). Если проба илистая, при промывке ее можно слегка помешивать. Параллельно с промывкой крупные фрагменты (растения, древесина и т. п.) вынимаются из сачка и выбрасываются.

Пробы большего объема промываются небольшими частями на колонке из 2–3 промывочных сит, которые плотно вставляются друг в друга (рис. 8). При сборе мокрецов удобно использовать верхнее сито с диаметром ячеей 7–10 мм, среднее – 3 мм, и нижнее – 0.25–0.5 мм; диаметр сит – 20 или 30 см. При промывке в лаборатории используется слабая струя проточной воды, но нередко проще промыть пробы на ситах прямо в поле. В последнем случае необходимо следить за тем, чтобы не занести в пробы других насекомых с промывочной водой. Для этого можно набрать в ведро воду из водоема, затем ее перелить через сачок или мелкоячеистое сито в другую емкость и лишь после этого использовать для промывки.



**Рисунок 8.** Сита для промывки субстрата.  
Цифрами обозначен диаметр (мм) ячеей соответствующего сита.

**Figure 8.** Sieves for substrate rinsing.  
Numbers designate mesh diameter (mm) of corresponding net.

При наличии сплетения корней материал следует разделить на куски, которые выполаскиваются в ведре с водой, после чего содержимое ведра по частям промывается на колонке сит слабой струей воды. Аналогичным образом удобно выполаскивать в ведре материал, если в нем преобладают крупные растительные компоненты (подушки мхов, водные растения и т. д.). Аккуратное выполаскивание ускоряет последующую промывку субстрата, а также приводит к тому, что личинки и куколки меньше повреждаются. При промывке нельзя перегружать верхнее сито субстратом, так как это резко замедляет процесс: ячейки нижнего сита забиваются частицами субстрата, и вода перестает уходить. В таком случае мы рекомендуем погрузить нижнее сито нижней частью в воду и слегка встряхнуть колонку сит в вертикальной плоскости.

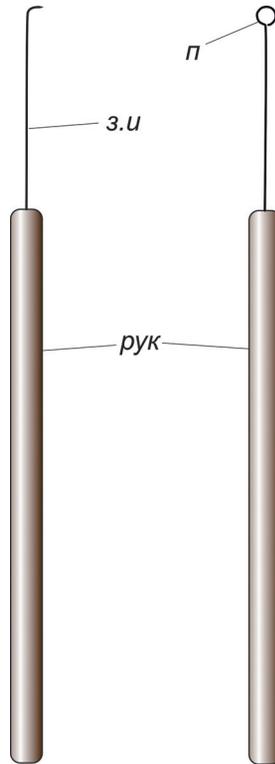
После промывки материал из нижнего сита ложкой собирается в контейнер. Здесь материал можно хранить в том же виде в течение 1–2 дней при температуре 5–10 °С до того момента, когда из него будут извлечены личинки и куколки мокрецов. В этот же контейнер помещается исходная этикетка.

*2.3.3. Извлечение личинок и куколок из промытого материала.* Небольшие объемы промытого материала (несколько см<sup>3</sup>) можно просматривать в светлой кювете в воде при хорошем освещении. Личинок собирают широкой пипеткой или тонкой иглой (швейная игла или толстая энтомологическая булавка), загнутой на конце под углом или в виде петли и насаженной на пластиковую ручку (рис. 9). Плавающих личинок поддевают загнутой вершиной иглы снизу. Часто личинки мокрецов скапливаются в более освещенном углу кюветы, и это облегчает их сбор.

Для сбора личинок мокрецов из большего объема материала наиболее эффективен метод флотации (Панкратова, 1970; Глухова, 1979, 1989). Для флотации используется раствор поваренной соли; наиболее удобна очищенная пищевая соль «экстра», также можно использовать сульфат магния. Для изготовления раствора 2 кг соли следует растворить в 10 л теплой воды и оставить отстояться в течение 1–2 ч, после чего флотационный раствор наливают в широкие емкости (например, тазы из светлого пластика объемом от 2 до 10 л). Небольшую порцию промытого субстрата помещают в раствор и размещают ложкой, при этом поверхность раствора должна быть хорошо освещена. Большинство беспозвоночных в течение минуты всплывает на поверхность раствора, так как плотность их тела ниже, чем у раствора; большая часть остального субстрата оседает на дно.

Всплывающих личинок и куколок мокрецов в течение 5–10 мин собирают тонким пинцетом или загнутой иглой, после чего фиксируют в 80–85 %-ном этаноле. Если предполагается сохранять личинок и куколок в живом виде, то следует избегать их сдавливания (т. е. нужно переносить их пинцетом «в капле воды» или же использовать иглу). Живых личинок и куколок необходимо быстро переместить из флотационного раствора в чашки Петри диаметром 3–6 мм с небольшим количеством чистой воды. При длительном (более 10–15 мин) пребывании во флотационном растворе личинки могут погибнуть. После того как в одну чашку будет помещено 10–20 экз., необходимо сменить в ней воду, так как вместе с насекомыми в чашку попадает соленый раствор.

Для этого удобно удалить воду пипеткой, на вершине которой зафиксирован кусок мелкочаеистого газа (диаметр ячеей – 0.05–0.25 мм), а затем добавить свежую воду.



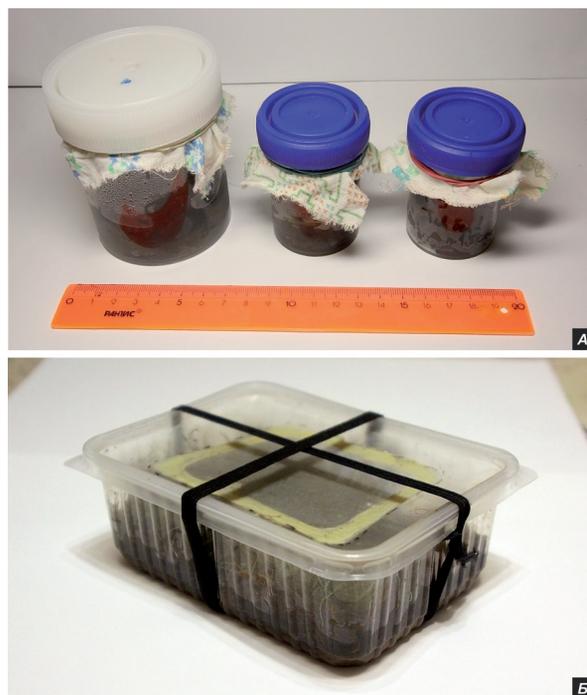
**Рисунок 9.** Иглы с загнутым и петлевидным концами для сбора личинок мокрецов: *з.и* – загнутая игла, *п* – петля, *рук* – рукоятка.

**Figure 9.** Hooked and loop needles for collecting larvae of biting midges.

После сбора первой порции личинок и куколок осевший на дно флотируемый субстрат нужно перемешать ложкой, чтобы он вновь оказался в толще раствора. Обычно после этого всплывает еще некоторое количество животных. Процедуру повторяют 1–2 раза, пока всплывают новые экземпляры. После того как порция субстрата обработана методом флотации, раствор сливают через мелкочаеистое сито или сачок, и его можно использовать вновь. Поверхность раствора можно время от времени очищать от мусора с помощью небольшого мелкочаеистого сита или сачка. Постепенно, при внесении новых порций субстрата в раствор, концентрация соли понижается. Поэтому время от времени необходимо добавлять соль небольшими порциями и периодически проверять концентрацию раствора, помещая в него экземпляр из числа ранее отфлотированных. Очень медленное всплывание животных говорит о том, что концентрацию соли необходимо увеличить. Для проб из каждого нового биотопа желательно использовать новый флотационный раствор, чтобы исключить занос животных из предыдущих

проб. Объем каждой следующей порции субстрата, помещаемого в раствор, меняют в зависимости от количества организмов в предыдущих порциях, но в любом случае он не должен превышать 1/10 от объема флотационного раствора.

2.3.4. *Выведение имаго из личинок и куколок.* Личинок мокрецов помещают поодиночке или по несколько экземпляров с небольшим количеством воды в чашки Петри или же в широкогорлые контейнеры емкостью 50–250 мл, горловина которых закрыта мелкоячеистой тканью, фиксированной резинкой (рис. 10А). Уровень воды не должен превышать 3 мм. В воду помещают также небольшое количество субстрата из места сбора личинок. Чашки Петри с личинками снабжают этикетками, на которых полезно отметить окраску личинок. Температура при содержании личинок должна приблизительно соответствовать природной и в любом случае не должна превышать 20–25 °С; материал следует хранить в тени. Раз в 2–3 дня нужно просматривать материал и заменять воду. При использовании чашек Петри необходимо следить за тем, чтобы в щель между собственно чашкой и ее крышкой свободно проходил воздух (т. е. чтобы щель не была заполнена водой, поскольку в этом случае личинки часто погибают от быстро возникающего дефицита кислорода). Если щель оказалась заполнена водой, поверхности чашки Петри и ее крышки вытирают сухой фильтровальной бумагой.



**Рисунок 10.** Контейнеры для выведения имаго мокрецов и слепней:  
А – объем 50–250 мл, Б – объем 1–2 л.

**Figure 10.** Containers for rearing of biting midge and horsefly larvae.

Личинки, близкие к окукливанию, отличаются вздутыми грудными сегментами. Их следует пересадить в чашки Петри с небольшим количеством воды и с кусочком фильтровальной бумаги. Лучше всего ставить эти чашки не строго горизонтально, а под небольшим уклоном (чтобы фильтровальная бумага частично находилась вне воды). Чаще всего личинки окукливаются у края воды. Живых куколок<sup>3</sup> необходимо перенести тонким пинцетом (избегая сдавливания) в широкогорлые пробирки с влажной ватой на дне.

Для куколок наиболее удобны пробирки высотой 4–5 см и диаметром 1.5 см; на дно пробирки следует поместить плотный комок влажной ваты диаметром от 1 до 1.5 см. В горловине пробирки надо расположить сухую ватную пробку, а на боковой части – этикетку.

Шкурку личинки после ее окукливания следует осторожно извлечь тонким пинцетом и поместить в пробирку с 80–85 %-ным этанолом. При этом необходимо следить за тем, чтобы не была потеряна головная капсула личинки. Обычно шкурки личинок лучше видны в воде не на светлом фоне при верхнем освещении, а на более темном фоне при нижнем или боковом освещении. Для их поиска в ряде случаев необходим бинокляр. После этого пробирку с фиксированной в этаноле шкуркой прикрепляют резинкой или скотчем к пробирке с живой куколкой.

Пробирки с куколками нужно просматривать раз в 2–3 дня и периодически увлажнять вату на дне (она должна быть слегка влажной, но не мокрой). Перелинявшее на имаго насекомое следует оставить в пробирке на срок от 12 ч до суток для полной склеротизации и окрашивания покровов. Если имаго не проявляет большой активности, можно сразу взять его пинцетом, конец которого смочен в этаноле. Более активных насекомых перед этим необходимо заморить, капнув на ватную пробку пробирки хлороформ или эфир (удобнее перенести небольшую каплю пинцетом). После этого имаго фиксируют вместе со шкурками личинки и куколки; пробирка снабжают этикеткой (см. раздел «Фиксация ...»).

Личинки, собранные осенью, как правило, заканчивают развитие лишь на следующий год, и им необходима зимовка. Для этого личинок следует поместить на 3–4 месяца в темноту при температуре от 0 до +5 °С (например, в бытовой холодильник). Материал необходимо периодически просматривать, контролируя наличие воды в чашках. После зимовки личинок вновь помещают в "летние" условия температуры и освещения.

Более подробные обзоры методов сбора личинок мокрецов и выведения из них имаго приводит Глухова (Гуцевич, Глухова, 1970; Глухова, 1979, 1989).

*2.3.5. Выведения имаго непосредственно из субстрата.* Для установления полуводных биотопов развития мокрецов и получения материала имаго эффективен метод выведения из субстрата. Данная методика использовалась уже в середине XX в. (Crisp,

---

<sup>3</sup> Живые куколки обычно всплывают к поверхности воды, погибшие – тонут; кроме того, живые куколки нередко совершают движения брюшком, изгибая его.

Lloyd, 1954), но лишь сравнительно недавно стала широко применяться и была подробно описана на русском языке (Пржиборо, 2001, 2012; Филиппов и др., 2017). Полуводный субстрат (мох, береговой ил, растительные остатки, влажные дернины и т. п.) собирается вручную или вырезается с помощью ножа до глубины 2–3 см. После этого субстрат помещается ровным слоем 2–5 см высотой в широкие контейнеры (площадью от 10×15 до 25×25 см, высотой до 15 см), плотно закрытые сверху прозрачной крышкой или затянутые полиэтиленом (рис. 10Б). Крышка должна иметь широкое отверстие, затянутое мелкаячейстым газом, что необходимо для вентиляции. Например, при площади контейнера 10×15 см площадь отверстия в крышке должна составлять около 5×10 см. В отверстие в крышке следует вклеить кусок газа с размером ячеек сетки 0.05–0.25 мм. При закладке субстратов и их последующих осмотрах нужно срезать крупные побеги растений и удалить всех хищных членистоногих. Из одного биотопа одновременно целесообразно брать для выведения мокрецов субстрат с площади 0.1–0.25 м<sup>2</sup>. Контейнеры этикетировать на боковой поверхности.

Перелинявших на имаго мокрецов следует собирать эксгаустером каждые 2–3 дня. Для их сбора необходимо аккуратно приподнять крышку контейнера с одного угла, следя за тем, чтобы противоположная часть контейнера была лучше освещена (поскольку большинство активных мокрецов летит в более освещенную сторону). Если в контейнере появилось большое количество активно летающих насекомых, можно поместить его в прозрачный полиэтиленовый пакет и лишь затем приоткрыть крышку для сбора эксгаустером. Собранных имаго удобно замаривать в эксгаустере и фиксировать в 80–85 %-ном этаноле (см. «Фиксация ...»). После того как все обнаруженные имаго собраны, мы рекомендуем снять крышку и залить содержимое контейнера водой таким образом, чтобы субстрат оказался под поверхностью воды. После этого можно слегка встряхнуть контейнер или пошевелить субстрат пинцетом. При этом часто на поверхность воды всплывают новые насекомые, которых следует собрать пинцетом. Шкурки куколок можно собрать с поверхности воды и со стенок контейнера; в последнем случае шкурки полезно смочить водой или этанолом с пинцета.

В ходе выведения имаго следует следить за степенью увлажнения субстрата: субстрат необходимо периодически увлажнять, не допуская его подсыхания. Напротив, если субстрат сильно обводнен, то при его закладке необходимо следить, чтобы уровень воды в контейнере не превышал 1–2 см (т. о., наибольшая часть субстрата должна находиться выше уровня воды). Не реже одного раза в неделю воду со дна контейнера необходимо сливать, заменяя ее свежей. Условия хранения субстратов (температура, освещение) аналогичны таковым для индивидуальных выведений мокрецов из личинок. С конца осени для имитации зимних условий субстраты помещаются в температуру от 0 до +5 °С и в темноту на 3–4 месяца (пригоден бытовой холодильник, если субстраты в нем не промерзают). После зимовки субстраты вновь помещаются в «летние» условия (температура, освещение), и через 2–4 недели после этого обычно начинается активный вылет имаго.

Субстраты можно сохранять в течение года с момента сбора. Но если есть возможность посещать биотоп регулярно, то желательно собирать новые субстраты не реже одного раза в два месяца весной и летом и, соответственно, избавляться от старых.

Эффективность выведения имаго из субстрата зависит от численности личинок в соответствующих биотопах. Например, ил с берега пруда, собранный с площади 30×30 см, обычно позволяет получить десятки или сотни имаго рода *Culicoides*. Однако подушки влажных сфагновых мхов с болота, собранные с такой же площади, позволяют получить лишь единичные экземпляры имаго. Тем не менее, во многих случаях данная методика – единственный доступный способ получить материал имаго мокрецов, проходящих развитие в конкретном биотопе.

#### 2.4. Слепни

Личинки слепней (рис. 11А, 11Б) имеют характерный облик: веретеновидное тело, как правило, с коротко заостренной вершиной брюшка. Головная капсула узкая, удлиненная, почти полностью втянута в грудные сегменты. Брюшные сегменты имеют валикообразные утолщения или выступы, служащие для передвижения, более выраженные на вентральной и латеральных поверхностях. Окраска личинок от беловато-желтой и светло-зеленой до желтовато-коричневой, длина тела до 5 см. Куколки слепней (рис. 11В) с удлинено цилиндрическим телом, слегка выгнутым с дорсальной стороны. Сбор куколок слепней затруднен из-за их низкой численности; куколки часто повреждаются при сборе и оказываются непригодны для выведения имаго.

Личинки большинства видов слепней фауны России развиваются в заболоченных и влажных почвах (в особенности, по берегам водоемов: по урезу воды и выше него), а также в похожих субстратах. У немногих видов личинки живут преимущественно в воде: в прибрежной зоне стоячих водоемов и на дне водотоков. Виды рода *Chrysops* Meigen, 1803 (рис. 11А) развиваются в донных субстратах (песок, ил) на глубинах до 2–3 м. Личинки некоторых видов рода *Hybomitra* Enderlein, 1922 (рис. 11Б) могут встречаться у поверхности воды в прибрежных плотных зарослях растений. Водные личинки слепней всегда перемещаются для окукливания к урезу воды или на сушу.

Основная сложность сбора личинок слепней состоит в том, что обычно их численность в природе невелика (из-за крупных размеров и преимущественно хищного образа жизни). В связи с этим для сбора личинок приходится промывать значительные объемы субстрата (почвы, торфа и т. п.), что требует затрат времени и физических усилий.

В воде личинок рекомендуется собирать гидробиологическим сачком. Его конструкция аналогична таковой для сбора мокрецов, но предпочтительны диаметр ячеек сетки мешка около 1 мм, а длина ручки сачка – около 2 м. При сборах со дна следует обращать внимание на участки заиленного песка, в том числе и на песок, покрытый слоем детрита, поскольку именно такие биотопы – типичные места обитания личинок рода *Chrysops*. Для сбора личинок следует провести сачком по дну на протяжении 0.5–1 м, заглубляя нижний край обруча в наиллок, песок или детрит на 2–3 см. Личинки слепней могут обитать в водотоках под камнями на перекатах (особенно – в южных

регионах РФ). Для их сбора удобно переворачивать камни, установив сачок чуть ниже по течению. При сборах из поверхностного слоя воды нужно обследовать прибрежные стоячие участки с наиболее плотными зарослями растений, в особенности, места со скоплениями растительных остатков у поверхности воды. Для этого сачком проводят в поверхностном слое воды на протяжении 0.5–1 м.

Методика сбора материала из полуводных и наземных биотопов аналогична таковой для личинок мокрецов. Плотные и обводненные почвенные субстраты следует брать до глубины 5 см, менее плотные и менее влажные – до глубины 7–10 см. Как правило, при обследовании одного биотопа необходимо собрать субстрат с площади от 0.25 до 2 м<sup>2</sup>, при этом удобно использовать лопату или совок для его отбора.

Относительно сухие субстраты (почву, торф, скопления влажных растительных остатков и т. п.) можно разбирать без предварительной промывки. В этом случае материал размельчается и просматривается в кювете или на полиэтилене с использованием пинцета.



**Рисунок 11.** Преимагинальные стадии слепней:

*A* – *Chrysops* Meigen, личинка сверху; *Б* – *Hybomitra* Enderlein, личинка сверху;  
*В* – *Hybomitra* Enderlein, личинная шкурка куколки сбоку.

**Figure 11.** Immature horseflies: *A* – *Chrysops* Meigen, larva from above; *Б* – *Hybomitra* Enderlein, larva from above; *В* – *Hybomitra* Enderlein, pupal skin (exuviae) from side.

Однако, в большинстве случаев только промывка субстрата обеспечивает полноценный сбор личинок. Учитывая значительный объем субстрата, может быть целесообразно промывать его на берегу водоема у места сбора, предварительно вымывая субстрат в ведре или тазу с водой. Мы рекомендуем промывать материал на ситах согласно методике, охарактеризованной выше для мокрецов. Для промывки удобно использовать сита диаметром 30 или 50 см; верхнее сито с размером ячейки 10 мм, нижнее – от 1 до 2 мм. Многие личинки слепней из-за крупных размеров хорошо видны на ситах уже в процессе промывки. Их следует сразу собирать пинцетом и раскладывать по контейнерам (подробнее см. ниже). После промывки пробы нужно просмотреть материал с верхнего сита (при его большом объеме – по частям в кювете с водой), а материал с нижнего сита сложить в контейнер для более детального просмотра.

Небольшой объем промытого материала можно просматривать в кювете с водой. Для извлечения личинок слепней из большего объема материала наиболее эффективна флотация. Техника флотации аналогична таковой для мокрецов. Сначала личинок необходимо собрать с поверхности флотационного раствора пинцетом и поместить поодиночке в широкие контейнеры с небольшим количеством воды. Не следует оставлять контейнеры с личинками открытыми, учитывая, что личинки способны выползти наружу.

Для выведения личинки помещаются поодиночке в широкие цилиндрические стеклянные или пластиковые контейнеры объемом 60–250 мл (рис. 10А). Личинки большинства слепней – хищники; если помещать более одного экземпляра в контейнер, то, как правило, выживает лишь одна личинка. Для содержания личинок удобны емкости объемом около 90 мл, высотой примерно 7 см и диаметром 4 см. Контейнер до половины заполняется влажным (но не обводненным) субстратом из мест сбора личинки. Горловина контейнера должна быть закрыта мелкоячеистой тканью, плотно фиксированной резинкой по краю. В качестве ткани лучше всего использовать газ, поскольку личинки способны пробуравить более мягкую ткань (бязь и т. п.) и выползти. Другой вариант – прикрыть контейнеры крышками поверх ткани (сохраняя при этом вентиляцию). Контейнеры этикетировать, указывая размер и окраску личинки.

Температурный режим при содержании личинок слепней должен приблизительно соответствовать природному, но в любом случае температура не должна быть выше 20–25 °С. Материал следует хранить в тени, а в качестве корма 2–3 раза в месяц добавлять в небольшом количестве резаных дождевых червей и более мелких олигохет, личинок хирономид и комаров-долгоножек. Не реже раза в неделю контейнеры с личинками необходимо просматривать и удалять остатки корма, а раз в месяц желательно заменять субстрат на новый. При этом необходимо соблюдать осторожность: если личинка окуклилась, куколка может целиком находиться внутри субстрата, и ее легко повредить при манипуляциях.

В отличие от остальных слепней, личинки рода *Chrysops* не хищники, и их можно содержать группами. Личинки рода *Chrysops* (рис. 11А) обычно имеют бледно-

зеленоватую окраску; они обитают на дне водоемов, в илистых и песчаных грунтах. В воде они опускаются на дно, а не всплывают, как большинство других личинок слепней. Этим личинок удобно содержать в широких контейнерах, которые используются для выведения мокрецов из субстрата (рис. 10Б). На дно контейнера помещается песок и другой субстрат из места сбора личинок, добавляется вода до уровня 2–3 см. Песок укладывается под уклон, таким образом, чтобы от 1/3 до половины площади контейнера была с песком, не покрытым водой (в эту зону личинки выходят для окукливания). Воду следует менять раз в неделю, детрит – раз в 2–3 недели; прочие условия содержания аналогичны таковым для остальных слепней.

Работа по выведению личинок слепней может требовать значительного времени (месяцы и годы); многие виды фауны России развиваются не менее 2–3 лет. Наибольшее количество зрелых личинок можно собрать весной, поэтому для выведения имаго целесообразно делать сборы в это время (так как многие личинки завершат развитие в течение лета). Необходимо отбирать для выведения прежде всего более крупных личинок длиной тела 2–3 см и более. Также представляют интерес и личинки среднего размера (1–1.5 см), поскольку они могут относиться к другим, более мелким видам. Более мелких личинок собирать для выведения нецелесообразно.

С конца осени до весны контейнеры с личинками следует поместить на 3–4 месяца в темноту при температуре от 0 до +5 °С (пригоден бытовой холодильник, если материал не промерзает). В этот период личинок не нужно кормить, но следует периодически проверять влажность субстрата, не допуская его подсыхания. Даже относительно крупным личинкам может потребоваться более года для завершения развития. Стадия куколки при комнатной температуре обычно длится от одной до трех недель (Соболева, 1977; Лутта, Быкова, 1982; и др.). При содержании в лаборатории обычно удается вывести имаго лишь из части собранных личинок (от 1/3 до 3/4 от их общего числа).

Перелинявшее на имаго насекомое следует оставить в контейнере от 12 ч до суток для полной склеротизации и окрашивания покровов. После этого имаго необходимо заморить, поместив в течение 2–3 мин в контейнер вату, смоченную токсичной жидкостью, затем наколоть на булавку (предпочтительный вариант) или сохранить в 80–85 %-ном этаноле (см. раздел «Фиксация...»).

Как правило, после линьки на имаго шкурка куколки (рис. 11В) остается отчасти погруженной в субстрат или лежит на его поверхности. Шкурку удобно извлечь из контейнера пинцетом, при этом необходимо не потерять ее лобный щит. Затем следует осторожно отмыть шкурку от грязи в воде мягкой кисточкой, после чего сохранить в пробирке с в 80–85 %-ным этанолом. Также можно высушить и подколоть шкурку на булавку с имаго (соблюдая при этом осторожность, чтобы не поломать шкурку) или же приклеить шкурку на кусок картона, подколотый на ту же булавку.

Шкурку личинки найти сложнее; она практически всегда находится в сморщенном состоянии, имеет беловатую окраску и уверенно опознается по темной удлиненной головной капсуле. Зачастую шкурка личинки располагается под субстратом или сбоку

от него, либо в нижней части хода, проделанного куколкой. Иногда поиску помогает погружение субстрата в воду: в ряде случаев шкурка всплывает на поверхность воды. Обнаруженную шкурку следует аккуратно извлечь пинцетом, слегка отмыть мягкой кисточкой в воде и сохранить в пробирке с 80–85 %-ным этанолом. Пробирку этикеткируют таким же образом, как и смонтированное имаго (при необходимости, экземпляру присваивают уникальный номер).

Более подробно методики сбора личинок и выведения имаго слепней описаны Луттой (1970), Скуфыным (1973) и Соболевой (1977).

## ФИКСАЦИЯ И ХРАНЕНИЕ МАТЕРИАЛА<sup>4</sup>

### 1. Имаго

Имаго кровососущих комаров можно хранить как в сухом наколотом виде, так и в этаноле. Взрослых особей мошек и кровососущих мокрецов предпочтительно сохранять в виде спиртовых фиксаций, а слепней – в сухом наколотом виде. При большом объеме сборов или при отсутствии возможности монтировать материал на булавки в день сбора, экземпляры слепней допускается укладывать на ватные матрасики. Матрасики со свежим материалом необходимо регулярно проветривать до его полного высыхания, в дальнейшем хранить в плотно закрытых коробках. Для кровососущих комаров, мошек и мокрецов мы не рекомендуем данный метод хранения материала.

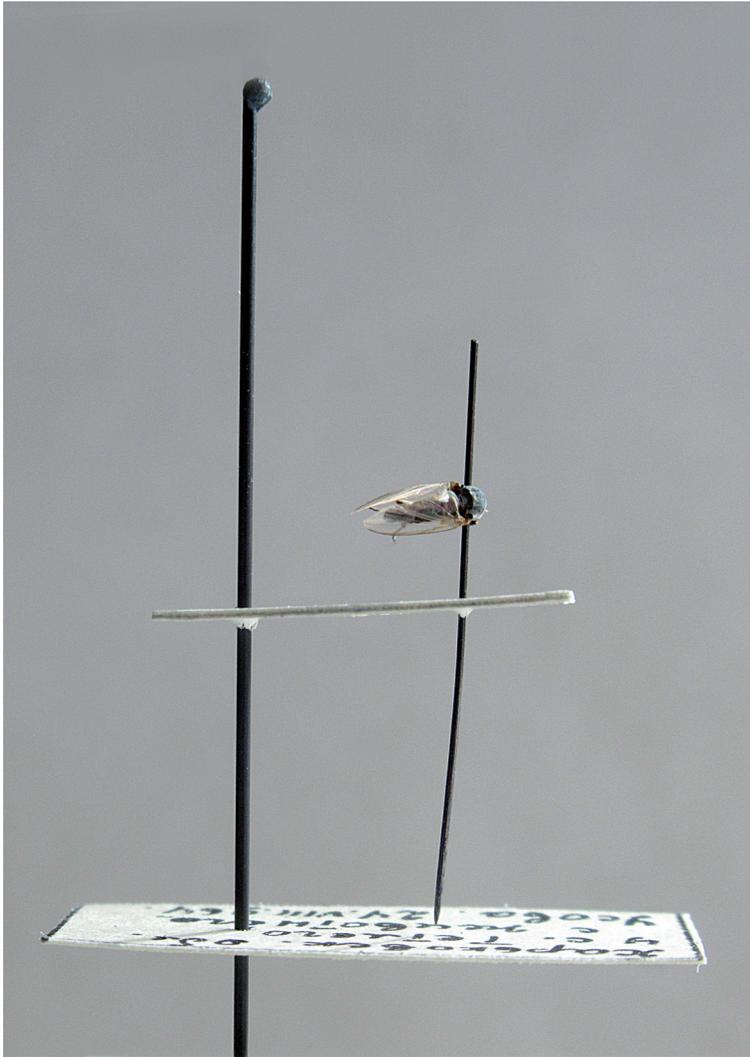
#### 1.1. Хранение материала имаго в сухом виде и его монтировка

Накалывать двукрылых на энтомологические булавки лучше всего непосредственно после их сбора, пока они не высохли. Извлеченных из морилки насекомых располагают на бумаге или ткани дорсальной стороной вверх, после чего аккуратно, слегка придерживая энтомологическим пинцетом, прокалывают булавкой центральную часть среднеспинки. Допускается накалывание кровососущих комаров и мошек в боковые участки груди (аналогично накалыванию в среднеспинку). Для кровососущих комаров, мокрецов и мошек целесообразно использовать самые тонкие булавки – минуции и № 00 и 0, для слепней – более толстые: № 1 и 2. Кровососущих комаров следует накалывать очень осторожно, не допуская повреждения чешуек груди и брюшка.

При накалывании необходимо следить за тем, чтобы булавка вышла из тела насекомого между тазиками средних ног. После этого прокалывают бумагу или ткань, располагая насекомое на расстоянии до 2/3 длины булавки (минуции – до 1/2, рис. 12). Минуцию с наколотым экземпляром подкалывают на небольшой кусок пористого материала (пенополиэтилен и т. п.), который в свою очередь прокалывают энтомологической булавкой (№ 2 или 3), на которую помещают этикетку с информацией по образцу:

Ленинградская обл., Ломоносовский р-н, окр. н. п. Большая Ижора,  
59.928188, 29.539955, смешанный лес  
Иванов С.М. 21.05.2017

<sup>4</sup> В этот раздел включена информация о хранении материала в сухом виде и в фиксирующих жидкостях. Вопросы защиты материала от поедания, влажности и т. п. нами не рассматриваются.

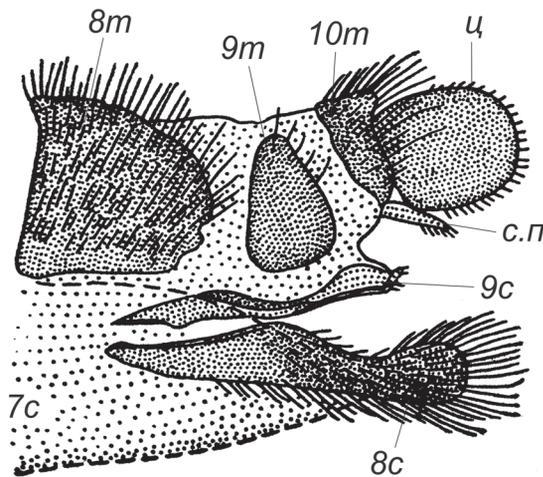


**Рисунок 12.** Экземпляр мошки, наколотый на минуцию.

**Figure 12.** Black fly pinned on a minuten pin.

При накалывании свежих экземпляров слепней (кроме мелких слепней – дождевок и пестряков) целесообразно тонким пинцетом слегка (на 1–2 мм) аккуратно вытянуть наружу вершину брюшка (рис. 13). Обычно она бывает несколько втянута и прикрыта сверху и снизу уплощенными, гораздо более крупными и широкими склеритами предвершинных сегментов. После вытягивания вершины брюшка самки становятся хорошо видны парные церки (обычно они имеют более-менее полукруглую форму) и непарная субгенитальная пластинка (находится у вершины брюшка с нижней стороны). Форма данных структур имеет диагностическое значение для многих видов слепней,

поэтому предварительная подготовка экземпляров при накалывании существенно облегчает работу по их определению в дальнейшем.



**Рисунок 13.** *Tabanus* Linnaeus, слепень, самка, 7–10-й членики брюшка сбоку (по: Олсуфьев, 1977): 7с–9с – стерниты 7–9 члеников брюшка; 8м–10м – тергиты 8–10 члеников брюшка; с.п. – субгенитальная пластинка; ц – церки.  
**Figure 13.** *Tabanus* Linnaeus, horsefly, female: abdominal segments 7–10, lateral view (Olsuf'ev, 1977).

Наколотых двукрылых помещают в герметичные деревянные или пластиковые ящики с мягким (прокалываемом булавками) дном (рис. 14).

### 1.2. Фиксация и хранение имаго в этаноле

Для хранения материала в этаноле применяется 80–85 %-ный водный раствор этанола (для мошек предпочтителен 90 %-ный этанол). Рекомендуется заливать этанол комнатной температуры в пробирки примерно на 3/4 от их высоты (рис. 15). При этом желательно, чтобы фиксируемые объекты занимали не более 1/3 от объема жидкости в пробирке. Объем пробирки зависит от количества и размера насекомых. Для мокрецов и мошек, как правило, удобны пробирки емкостью 2–2.5 мл, для кровососущих комаров – от 2 до 5 мл, для слепней – 5 мл и более. На груди и брюшке кровососущих комаров расположены чешуйки, имеющие большое значение для диагностики видов. Данные чешуйки легко утрачиваются, поэтому не следует помещать много экземпляров в одну пробирку, а также использовать пробирки большого объема. Для длительного хранения спиртового материала следует использовать пробирки с завинчивающейся крышкой, снабженной резиновым уплотнительным кольцом (например, производителя

Sarstedt). В пробирку следует поместить этикетку по образцу (приведен выше). Для наколотого материала удобно распечатывать этикетку на принтере. Для спиртового материала рекомендуется тушевые этикетки на кальке (для длительного хранения) и распечатанные на принтере этикетки (для временного хранения).

Спиртовые сборы следует хранить в темноте во избежание выцветания материала. Если предполагается использовать спиртовые сборы для молекулярных исследований, желательно хранить их в морозильной камере холодильника при температуре ниже 0 °С.



Рисунок 14. Коробка для наколки насекомых.

Figure 14. Storage box with pinned insects.



**Рисунок 15.** Пробирка с насекомыми, фиксированными в этаноле.  
**Figure 15.** Vial with insects kept in ethanol.

## 2. Преимагинальные стадии

Личинок и куколок кровососущих двукрылых фиксируют в 80–85 %-ном водном растворе этанола (для морфологического или молекулярного исследования) или в свежеприготовленной жидкости Карнуа (для цитогенетического исследования личинок; см. ниже). Не следует помещать в одну пробирку большое количество экземпляров, а объекты должны составлять не более 1/3 от объема фиксирующей жидкости. После фиксации материала в пробирку помещают этикетку по образцу, приведенному выше.

Через 10–15 мин после фиксации в жидкости Карнуа необходимо переложить весь собранный материал в другую пробирку того же размера, также содержащую жидкость Карнуа. Жидкость из первой пробирки можно вылить, а пробирку промыть и использовать повторно. В пробирку нужно поместить этикетку по образцу, приведенному выше.

Хранить пробирки с материалами в жидкости Карнуа следует в темном прохладном месте. Рекомендуется поместить эти пробирки в бытовую морозильную камеру, а непосредственно перед этим повторить процедуру перекладки.

Часть личинок слепней, предназначенных для морфологического исследования, желательнее фиксировать в горячей воде и сохранять отдельно. Для этого личинку бе-

рут пинцетом и погружают на 3–5 с в горячую воду (70–80 °С), после чего переносят в этанол. При такой фиксации личинки меняют окраску, но лучше расправляются; последнее полезно для их дальнейшего определения.

### **3. Фиксация для вирусологического или бактериологического исследований**

Материал, предназначенный для вирусологического или бактериологического исследований, следует хранить при низких температурах, причем необходимо замораживать кровососущих двукрылых (как имаго, так и преимагинальные стадии) прижизненно. Исследуемый объект помещается поодиночке или группами в пластиковые пробирки (2–5 мл), пробирки помещаются в zip-пакеты с этикеткой. Пакеты складываются в пластиковые контейнеры, которые хранятся в морозильной камере при температуре от –20 до –80 °С, в зависимости от дальнейших целей.

#### **ЗАКЛЮЧЕНИЕ**

Охарактеризованные методики сбора и фиксации материала насекомых комплекса гнуса, на наш взгляд, наиболее рациональны для морфологического, молекулярного и цитогенетического исследований, в том числе для видовой диагностики. Большинство методов, описанных в нашей статье, в целом не оригинальны и ранее использовались многими авторами (например, Гуцевич и др., 1970; Глухова, 1979, 1989; Скуфьин, 1973; Лутта, 1970; Silver, 2008; Будаева, Хицова, 2012; Kirk-Spriggs, 2017; Field sampling methods..., 2018).

Вместе с тем, некоторые методики, хотя и были известны ранее, детально разработаны и подробно описаны авторами настоящей статьи. Например, это методика выведения имаго из субстратов и методика сбора личинок и куколок с использованием флотации, разработанные А.А. Пржиборо. Во многие другие методы нами внесены некоторые изменения в сравнении с тем, что описано в известной нам литературе, благодаря чему возможно более эффективно проводить сборы материала и выведение имаго.

Так, для отлова личинок и куколок кровососущих комаров мы рекомендуем использовать бытовое сито (Халин, Айбулатов, 2012; 2013), а не водный сачок, как, например, рекомендует Гуцевич с соавт. (1970). Манипулировать ситом в большинстве водоемов гораздо удобнее, кроме того, из сита легче извлекать отловленных насекомых в контейнере с водой. В ходе индивидуального выплода имаго из личинок, на наш взгляд, удобнее не нумеровать емкости для выведения и пробирки с личиночными шкурками, а по мере линьки на куколку и на имаго фиксировать шкурки в пробирке и подцеплять ее к стаканчику резинкой. В целом фиксация личиночных шкурок, как и сам индивидуальный выплод имаго сем. Culicidae, не получили широкого распространения у отечественных исследователей (Гуцевич и др., 1970); мы же считаем использование данной методики оправданным. Кроме того, если брать про запас достаточное количество воды из водоемов развития личинок кровососущих комаров для ее замены, можно довести личинок от младших возрастов до имаго.

При сборе личинок мокрецов и слепней удобнее предварительно выполаскивать субстраты в ведре или в тазу с водой, а затем проводить промывку почвы и береговых субстратов на ситах. Такая методика более щадящая по сравнению с прямой промывкой на ситах и позволяет сохранить большее число экземпляров в неповрежденном виде. Помимо этого, проводить индивидуальный выплod личинок мокрецов оказалось удобнее в чашках Петри и широких пластиковых контейнерах, а не в часовых стеклах.

Для дальнейшего изготовления препаратов мы рекомендуем фиксировать большую часть материала в спирте (самцы кровососущих комаров, мошки и мокрецы обоих полов), а не накалывать на энтомологические булавки.

#### БЛАГОДАРНОСТИ

Авторы благодарят д.б.н. Э.П. Нарчук (ЗИН РАН) и к.б.н. И.А. Будаеву (Воронежский государственный университет) за просмотр рукописи и ценные замечания, а также Е.Ю. Кирцидели (Санкт-Петербург) за предоставление фотографий личинки и имаго мошек.

Работа выполнена на базе коллекции Зоологического института РАН (ЗИН РАН) (УФК ЗИН рег. No 2-2.20). Работа А.В. Халина и С.В. Айбулатова выполнена при поддержке Гос. темы АААА-А19-119020790133-6. Работа А.А. Пржиборо выполнена при частичной финансовой поддержке РФФИ (грант 18-04-00988) и Гос. темы АААА-А19-119020690091-0.

#### СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ

- Бошко Г.В. 1973. Гедзі (Diptera, Tabanidae). Фауна України. Київ, Наукова Думка, т. 13, вип. 4, 207 с. [Boshko G.V. 1973. Gedzi (Diptera, Tabanidae). Fauna Ukrainy (Horseflies. Fauna of Ukraine). Kiev, Naukova Dumka, Vol. 13, No. 4, 207 pp. (in Ukrainian)].
- Будаева И.А., Хицова Л.Н. 2012. Методы изучения экологии имаго кровососущих двукрылых. Воронеж, Издательско-полиграфический центр Воронежского Государственного Университета, Часть 1. 56 с. [Budaeva I.A., Khitsova L.N. 2012. Metody izucheniya ekologii imago krovososushchikh dvukrylykh (Methods for the ecology studying of adult bloodsucking dipterans). Voronezh, Izdatel'sko-poligraficheskii tsentr Voronezhskogo Gosudarstvennogo Universiteta, Part 1, 56 pp. (in Russian)].
- Глухова В.М. 1979. Личинки мокрецов подсемейств Palpomyiinae и Ceratopogoninae фауны СССР (Diptera, Ceratopogonidae = Heleidae). Л.: Наука, 231 с. [Glukhova V.M. 1979. Lichinki mokretsov podsemeystv Palpomyiinae i Seratopogoninae fauny SSSR (Diptera, Ceratopogonidae = Heleidae) (Larvae of biting midge of the subfamilies Palpomyiinae and Ceratopogoninae of the USSR fauna). L.: Nauka, 231 pp. (in Russian)].
- Глухова В.М. 1989. Кровососущие мокрецы родов *Culicoides* и *Forcipomyia* (Ceratopogonidae). Фауна СССР. Двукрылые. М., Л., Изд-во АН СССР, т. 3, вып. 5а, 408 с. [Glukhova V.M. 1989. Krovososushchie mokretsy rodov *Culicoides* i *Forcipomyia* (Ceratopogonidae). Fauna SSSR. (Blood-sucking midges of the genera *Culicoides* and *Forcipomyia*. Fauna of the USSR). Dvukrylye. M., L., Izd-vo AN SSSR, Vol. 3, No. 5a, 408 pp. (in Russian)].
- Голуб В.Б., Цуриков М.Н., Прокин А.А. 2012. Коллекции насекомых: сбор, обработка и хранение материала. М., Товарищество научных изданий КМК, 339 с. [Golub V.B., Tsurikov M.N., Prokin A.A. 2012. Kollektzii nasekomykh: sbor, obrabotka i khranenie materiala (Insect collections: sampling, preparing and storage of material). M., Tovarishchestvo nauchnykh izdaniy KMK, 339 pp. (in Russian)].

- Горностаев Г.Н. 1984. Введение в этологию насекомых-фотоксенов (лет насекомых на искусственные источники света). Этология насекомых. Труды Русского энтомологического общества 66: 101–167. [Gornostaev G.N. 1984. Vvedenie v etologiyu nasekomykh-fotoksenov (let nasekomykh na iskusstvennye istochniki sveta). Etologiya nasekomykh (Introduction to the ethology of insects flying to light: collecting insects on artificial light sources. Ethology of insects). Trudy Russkogo entomologicheskogo obshchestva 66: 101–167 (in Russian)].
- Гуцевич А.В. 1956. Мокрецы – кровососущие двукрылые семейства Heleidae. М., Л., Издательство АН СССР, 52 с. [Gutsevich A.V. 1956. Mokretsy – krovososushchie dvukrylye semeystva Heleidae (Biting midge – bloodsucking dipterans of the family Heleidae). М., Л., Izdatel'stvo AN SSSR, 52 pp. (in Russian)].
- Гуцевич А.В., Глухова В.М. 1970. Методы сбора и изучения кровососущих мокрецов. Методы паразитологический исследований № 3. Л., Наука, 103 с. [Gutsevich A.V., Glukhova V.M. 1970. Metody sbora i izucheniya krovososushchikh mokretsov. Metody parazitologicheskoy issledovaniy № 3 (Methods of collecting and studying for biting midges. Methods of parasitological research No. 3). Л., Nauka, 103 pp. (in Russian)].
- Гуцевич А.В., Мончадский А.С., Штакельберг А.А. 1970. Фауна СССР. Насекомые двукрылые. Комары сем. Culicidae. Л.: Наука, Т. 3, вып. 4, 384 с. [Gutsevich A.V., Monchadsky A.S., Stackelberg A.A. 1970. Fauna SSSR. Nasekomye dvukrylye (Fauna of the USSR. Insecta, Diptera), Komary sem. Culicidae (Mosquitoes, Family Culicidae), Leningrad: Nauka, Vol. 3, Issue 4, 384 pp. (in Russian)].
- Ивашенко Л.А. 1977. Лабораторное содержание личинок кровососущих мошек. Насекомые – переносчики заразных заболеваний. Иваново, 65–67. [Ivashchenko L.A. 1977. Laboratornoe sodержanie lichinok krovososushchikh moshek. Nasekomye – perenoschiki zaraznykh zabolevaniy (Laboratory cultivation of black fly larvae. Insects – vectors of infectious diseases). Ivanovo, 65–67 (in Russian)].
- Каплич В.М., Скуловец М.В. 2000. Кровососущие мошки (Diptera, Simuliidae) Беларуси. Минск, 365 с. [Kaplich V.M., Skulovets M.V. 2000. Krovososushchie moshki (Diptera, Simuliidae) Belarusi. (Bloodsucking black-flies of Belarus). Minsk, 365 pp. (in Russian)].
- Лиховоз Л.К. 1980. К вопросу методики лабораторного содержания личинок мошек. Тезисы докладов 9 конференции украинского паразитологического общества. Киев, Наукова думка, 49–50. [Likhovoz L.K. 1980. K voprosu metodiki laboratornogo sodержaniya lichinok moshek. Tezisy dokladov 9 konferentsii ukrainskogo parazitologicheskogo obshchestva (On the methods of laboratory cultivation of biting midge larvae. Abstracts of the 9th conference of the Ukrainian parasitological society). Kiev, «Naukova dumka», 49–50 (in Russian)].
- Лутта А.С. 1970. Слепни (Diptera, Tabanidae) Карелии. Л., Наука, 304 с. [Lutta A.S. 1970. Slepni (Diptera, Tabanidae) Karelii (Horseflies of Karelia). Л., Nauka, 304 pp. (in Russian)].
- Лутта А.С., Быкова Х.И. 1982. Слепни (сем. Tabanidae) Европейского Севера СССР. Л., Наука, 184 с. [Lutta A.S., Bykova Kh.I. 1982. Slepni (sem. Tabanidae) Evropeyskogo Severa SSSR (Horseflies of the European North of the USSR). Л., Nauka, 184 pp. (in Russian)].
- Малькова М.Г., Якименко В.В., Винарская Н.П., Немчинова Н.Н., Михайлова О.А. 2013. Кровососущие комары Западной Сибири: фауна, систематика, особенности экологии, методы полевых и лабораторных исследований: методическое пособие. Омск, ООО ИЦ «Омский научный вестник», 80 с. [Mal'kova M.G., Yakimenko V.V., Vinarskaya N.P., Nemchinova N.N., Mikhaylova O.A. 2013. Krovososushchie komary Zapadnoy Sibiri: fauna, sistematika, osobennosti ekologii, metody polevykh i laboratornykh issledovaniy: metodicheskoe posobie (Mosquitoes of Western Siberia: fauna, taxonomy, ecology, methods of collecting and preparing: a methodological guide). Omsk, ООО ИТ «Омский научный вестник», 80 pp. (in Russian)].
- Мирзаева А.Г. 1967. К методике отлова и учета кровососущих мокрецов. Итоги исследования по проблеме борьбы с гнусом. Новосибирск. Наука: Сибирское отделение, 168–176. [K metodike otlova i ucheta krovososushchikh mokretsov. Itogi issledovaniya po probleme bor'by s gnusom (To the sampling method for biting midges. Results of the study on control of bloodsucking dipterans). Novosibirsk. Nauka: Sibirskoe otdelenie, 168–176 (in Russian)].

- Мончадский А.С. 1952. Летающие кровососущие двукрылые – гнус (Способы защиты и методы исследования). М., Л., издательство АН СССР, 68 с. [Monchadskiy A.S. 1952. Letayushchie krovososushchie dvukrylye – gnus (Sposoby zashchity i metody issledovaniya) (Flying bloodsucking dipterans: control and research methods). M., L., izdatel'stvo AN SSSR, 68 pp. (in Russian)].
- Нарчук Э.П. 2003. Определитель семейств двукрылых насекомых (Insecta: Diptera) фауны России и сопредельных стран с кратким обзором семейств мировой фауны. Труды Зоологического института 294, 250 с. [Nartshuk E.P. 2003. Opredelitel' semeystv dvukrylykh nasekomykh (Insecta: Diptera) fauny Rossii i sopredel'nykh stran s kratkim obzorom semeystv mirovoy fauny (Key to families of Diptera (Insecta) of the fauna of Russian and adjacent countries). Trudy Zoologicheskogo instituta, Vol. 294, 250 pp. (in Russian)].
- Олсуфьев Н.Г. 1977. Слепни. Семейство Tabanidae. Фауна СССР. Насекомые двукрылые. Л., Наука, Т. 7, вып. 2, 435 с. [Olsuf'ev N.G. 1977. Slepni. Semeystvo Tabanidae. Fauna SSSR. Nasekomye dvukrylye (Horseflies. The family Tabanidae. Fauna of the USSR. Diptera insects). L., Nauka, Vol. 7, No. 2, 435 pp. (in Russian)].
- Павловский Е.Н. 1927. Наставление к собиранию, исследованию и сохранению комаров (Culicidae). Наставления для собирания зоологических коллекций, издаваемые Зоологическим музеем Академии Наук СССР. Л., Издательство АН СССР, Т. 14, 76 с. [Pavlovskiy E.N. 1927. Nastavlenie k sobiraniyu, issledovaniyu i sokhraneniyu komarov (Culicidae). Nastavleniya dlya sobiraniya zoologicheskoy kollektsey, izdavaemye Zoologicheskim muzeem Akademii Nauk SSSR (Instructions for the collection, research, and fixation of mosquitoes. Guidelines for sampling of Zoological collections published by the Zoological Museum of the USSR Academy of Sciences). L., Izdatel'stvo AN SSSR, Vol. 14, 76 pp. (in Russian)].
- Панкратова В.Я. 1970. Личинки и куколки комаров подсемейства Orthoclaadiinae фауны СССР (Diptera, Chironomidae = Tendipedidae). Определители по фауне СССР, издаваемые Зоологическим институтом АН СССР, Л.: Наука, Т. 102, 344 с. [Pankratova V.Ya. 1970. Lichinki i kukolki komarov podsemeystva Orthoclaadiinae fauny SSSR (Diptera, Chironomidae = Tendipedidae). Opredeliteli po faune SSSR, izdavaemye Zoologicheskim institutom AN SSSR, L.: Nauka, Vol. 102, 344 pp. (in Russian)].
- Пржиборо А.А. 2001. Экология и роль бентосных двукрылых (Insecta: Diptera) в прибрежных сообществах малых озер Северо-Запада России: дис. ... канд. биол. наук. СПб., 291 с. [Przhiboro A.A. 2001. Ekologiya i rol' bentosnykh dvukrylykh (Insecta: Diptera) v pribrezhnykh soobshchestvakh malykh ozer Severo-Zapada Rossii (Ecology and role of benthic Diptera in nearshore communities of small lakes in Northwestern Russia). PhD dissertation. Spb., 291 pp. (in Russian)].
- Пржиборо А.А. 2012. Водные и околотовные макробеспозвоночные и количественная оценка их обилия. Экосистемы заказника «Раковые озера»: история и современное состояние. В кн.: Н.П. Иовченко (ред). Труды Санкт-Петербургского общества естествоиспытателей. Сер. 6. Т. 6. СПб, 53–65, 208, 252–272. [Przhiboro A.A. 2011. Aquatic and shore macroinvertebrates and assessment of their abundance. Ecosystems of the nature reserve “Lakes Rakovye”: History and present state. In: N.P. Iovchenko (ed.). Proceedings of St Petersburg Society of Naturalists. Ser. 6. Vol. 6. SPb, 53–65, 208, 252–272. (in Russian)].
- Расницын С.П. 1974. Методы сбора и количественного учета кровососущих двукрылых (гнуса). В кн.: В.П. Дербенева-Ухова (ред.) Руководство по медицинской энтомологии. М., Медицина, 163–176. [Rasnitsyn S.P. 1974. Metody sbora i kolichestvennogo ucheta krovososushchikh dvukrylykh (gnusa) (Sampling methods for bloodsucking dipterans). In: V.P. Derbeneva-Ukhova (ed.). Rukovodstvo po meditsinskoj entomologii (Guide to medical entomology). M., Meditsina, 163–176. (in Russian)].
- Рубцов И.А. 1956. Методы изучения мошек. М., Л., 55 с. [Rubtsov I.A. 1956. Metody izucheniya moshek (Methods for studying of black flies). M., L., 55 pp. (in Russian)]. Рубцов И.А. 1956а. Мошки (сем. Simuliidae). Фауна СССР. Л., Т. 6. вып. 6, 2-е изд., 860 с. [Rubtsov I. A. 1956a. Moshki (sem. Simuliidae). Fauna SSSR (Black flies. Fauna of the USSR). L., Vol. 6, No. 6, Second edition, 860 pp. (in Russian)].
- Скуфьин К.В. 1973. Методы сбора и изучения слепней. Методы паразитологических исследований 8. Л.: Наука, 103 с. [Skuf'in K.V. 1973. Metody sbora i izucheniya slepney. Metody parazitologicheskikh issledovaniy 8 (Methods of collecting and studying for horse flies. Methods of parasitological research 8). L.: Nauka, 103 pp. (in Russian)].

- Соболева Р.Г. 1977. Биология слепней Приморского края. М.: Наука, 200 с. [Soboleva R.G. 1977. *Biologiya slepney Primorskogo kraya* (Biology of horseflies in the Primorsky Territory). M.: Nauka, 200 pp. (in Russian)].
- Филиппов Д.А., Прокин А.А., Пржиборо А.А. 2017. Методы и методики гидробиологического исследования болот: учебное пособие. Тюмень: Издательство Тюменского государственного университета. 208 с. [Philippov D.A., Prokin A.A., Przhiboro A.A. 2017. *Metody i metodiki gidrobiologicheskogo issledovaniya bolot: uchebnoe posobie* (Methods and methodology of hydrobiological studies for wetlands: a training manual). Tyumen': Izdatel'stvo Tyumenskogo gosudarstvennogo universiteta. 208 pp. (in Russian)].
- Халин А.В., Айбулатов С.В. 2012. Новая методика исследования склеритов груди кровососущих комаров (Diptera: Culicidae) для точной диагностики родов и видов. *Паразитология* 46 (4): 253–259. [Khalin A.V., Aibulatov S.V. 2012. A new technique for the study of thoracic sclerites of mosquitoes (Diptera, Culicidae) allowing correct identification of genera and species. *Parazitologiya* 46 (4): 253–259 (In Russian; English translation: *Entomological Review*, 2013 92: 988–993 <https://doi.org/10.1134/S0013873812090047>)].
- Халин А.В., Айбулатов С.В. 2013. Перспективы использования методики индивидуального выщелачивания личинок комаров (Diptera Culicidae). *Материалы конференции «Фундаментальные и прикладные аспекты изучения паразитических членистоногих в XXI веке» памяти члена-корреспондента РАН Ю.С. Балашова. Россия, Санкт-Петербург, 21–25 октября 2013 г. СПб., 158–161.* [Khalin A.V., Aibulatov S.V. 2013. The perspective of the individual rearing of immature stages of mosquitoes (Diptera Culicidae). *International conference in memoriam of Prof. Yuri S. Balashov, a corresponding member of the RAS: «Fundamental and applied aspects of the study of parasitic arthropods in the XXI century».* Russia, St. Petersburg, 21–25 October, 2013, 158–161. (In Russian)].
- Чубарева Л.А., Петрова Н.А. 2008. Цитологические карты политенных хромосом и некоторые особенности кровососущих мошек России и сопредельных стран (Diptera: Simuliidae). СПб., М., Товарищество научных изданий КМК, 135 с. [Chubareva L.A., Petrova N.A. 2008. *Tsitologicheskie karty politennykh khromosom i nekotorye osobennosti krovososushchikh moshek Rossii i sopredel'nykh stran* (Diptera: Simuliidae) (Cytological maps of polytene chromosomes and some features of black flies in Russia and adjacent countries). SPb, M., Tovarishchestvo nauchnykh izdaniy KMK, 135 pp. (In Russian)].
- Шевченко В.В. 1961. Слепни Казахстана (Diptera, Tabanidae). Алма-Ата, Издательство АН Казахской ССР, 327 с. [Shevchenko V.V. 1961. *Slepni Kazakhstana* (Diptera, Tabanidae) (Horseflies of Kazakhstan). Alma-Ata, Izdatel'stvo AN Kazakhskoy SSR, 327 pp. (In Russian)].
- Штакельберг А.А. 1969. Определитель насекомых европейской части СССР. Определители по фауне СССР, издаваемые Зоологическим институтом АН СССР. Двукрылые, блохи. Л., Наука, Т. 5, Вып. 100, Ч. 1, 808 с. [Stackelberg A.A. *Keys to the insects of the European part of the USSR. Keys to the fauna of the USSR, published by the Zoological Institute of the USSR Academy of Sciences. Diptera, Siphonaptera. L., Nauka, Vol. 5, No. 100, Part 1, 808 pp. (In Russian)].*
- Adler P.H., Currie D.C., Wood M.D. 2004. *The black flies (Simuliidae) of North America*. New York, Ithaca, 940 pp.
- Becker N., Petric D., Zgomba M., Boase C., Madon, M., Dahl C., Kaiser A. 2010. *Mosquitoes and their control*. Second edition. Berlin, Heidelberg: Springer Verlag, 608 pp. [https://doi.org/10.1007/978-3-540-92874-4\\_15](https://doi.org/10.1007/978-3-540-92874-4_15)
- Brown B.V. 2021. Sampling methods for adult flies (Diptera). In: J.C. Santos, G.W. Fernandes (Eds). *Measuring arthropod biodiversity. A handbook of sampling methods*. Cham, Springer: 187–204. <https://doi.org/10.1007/978-3-030-53226-0>
- Blanton F.S., Wirth W.W. 1979. Arthropods of Florida and neighboring land areas. 10. The sandflies (*Culicoides*) of Florida (Diptera: Ceratopogonidae). Gainesville, Florida Department of Agriculture and Consumer Services. 204 pp.
- Campbell J.A., Pelham-Clinton E.C. 1960. A taxonomic review of the British species of *Culicoides* Latreille (Diptera, Ceratopogonidae). *Proceedings of the Royal Society of Edinburgh, Section B: Biological Sciences* 67(3): 181–302. <https://doi.org/10.1017/S0080455X00000758>

- Chandler P.J. (ed.). 2010. A dipterist's handbook (2nd edition). The Amateur Entomologist. The Amateur Entomologists Society, Vol. 15, 525 pp.
- Ciborowski J.J.H., Craig D.A. 1989. Factors influencing dispersion of larval black flies (Diptera: Simuliidae): effects of current velocity and food concentration. Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences 46 (8): 1329–1341. <https://doi.org/10.1139/f89-171>
- Colbo M.H., Thompson B.H. 1978. An efficient technique for laboratory rearing of *Simulium verecundum* S. & J. (Diptera: Simuliidae). Canadian Journal of Zoology 56: 507–510. <https://doi.org/10.1139/z78-070>
- Crisp G., Lloyd L. 1954. The community of insects in a patch of woodland mud. Transactions of the Royal Entomological Society of London 105: 269–314. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2311.1954.tb00766.x>
- Crosskey R.W. 1990. The natural history of blackflies. Chichester, UK, 711 pp. <https://doi.org/10.1002/rrr.3450080313>
- Eiras Á.E., de Almeida Batista E.P., de Resende M.C. 2021. Sampling methods for blood-feeding insects diversity. In: J.C. Santos, G.W. Fernandes (Eds). Measuring arthropod biodiversity. A handbook of sampling methods. Cham, Springer, 545–582. <https://doi.org/10.1007/978-3-030-53226-0>
- Field sampling methods for mosquitoes, sandflies, biting midges and ticks. 2018. VectorNet project 2014–2018. Stockholm and Parma: ECDC and EFSA. 37 pp. Режим доступа: <https://www.ecdc.europa.eu/sites/default/files/documents/Vector-sampling-field-protocol-2018.pdf> (14 декабря 2020).
- Fredeen F.J.H. 1961. A trap for studying the attacking behaviour of black flies, *Simulium arcticum* Mall. Canadian Entomologist 93 (1): 73–78. <https://doi.org/10.4039/Ent9373-1>
- Gonzalez de Heredia M., Goldarazena Lafuente A. 2011. El Genero *Culicoides* en el Pais Vasco: Guia practica para su identificacion y control. Vitoria-Gasteiz, Published by Servicio Central de Publicaciones del Gobierno Vasco, 247 pp.
- Itämies J., Kuusela K. 1976. Black flies (Dipt., Simuliidae) collected with a light-trap on the outermost island outside Rauma (SW Finland). Annales Zoologici Fennici 42 (1): 33–37.
- Kirk-Spriggs A.H. 2017. Collection and preservation of Diptera. In: A.H. Kirk-Spriggs, B.J. Sinclair (eds). Manual of Afrotropical Diptera. Pretoria, South Africa National Biodiversity Institute. Vol. 1, 425 pp.
- Laird M., Aubin A., Belton P., Chance M.M., Fredeen F.J.H., Haufe W.O., Hynes H.B.N., Lewis D.J., Lindsay I.S., McLean D.M., Surgeoner G.A., Wood D.M., Sutton M.D. 1982. Biting flies in Canada: health effects and economic consequences. National Research Council of Canada Publication No. 19248, Ottawa, Ontario, 157 pp.
- Lane R.P., Crosskey R.W. (Eds) 1993. Medical insects and arachnids. London: Chapman and Hall, xv + 723 pp. <https://doi.org/10.1007/978-94-011-1554-4>
- Martin J.E.H. 1977. Collecting, preparing and preserving insects, mites and spiders. The insects and arachnids of Canada. Part 1. Research Branch Canada Department of Agriculture, Publication 1643. Ottawa: Biosystematics Research Institute, 182 pp.
- Oldroyd H. 1970. Collecting, preserving and studying insects. London: Hutchinson, Second edition, 336 pp.
- Rigot T., Gilbert M. 2012. Quantifying the spatial dependence of *Culicoides* midge samples collected by Onderstepoort-type blacklight traps: an experimental approach to infer the range of attraction of light traps. Medical and Veterinary Entomology 26: 152–161. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2915.2011.00988.x>
- Service M.W. 1976. Mosquito ecology. Field sampling methods. London, Applied Science Publishers Ltd, 582 pp.
- Schauff M.E. (ed.). 2002. Collecting and preserving insects and mites: techniques and tools. Washington: Systematic entomology laboratory, USDA. 68 pp. Режим доступа: <https://www.ars.usda.gov/ARUserFiles/80420580/CollectingandPreservingInsectsandMites/collpres.pdf> (14 декабря 2020).
- Silver J.B. 2008. Mosquito ecology. Field sampling methods. Dordrecht, Springer, Third edition [Internet], 1500 pp. <https://doi.org/10.1007/978-1-4020-6666-5>
- Stubbs A.E. 2003. Dipterists forum starter pack. Huntingdon, Biological Records Centre. 89 pp. Режим доступа: <http://nora.nerc.ac.uk/id/eprint/9536/1/N009536BK.pdf> (14 декабря 2020).

- Takaoka H. 1985. Observations on the mating, blood feeding and oviposition of *Simulium takahasii* (Rubtsov) (Simuliidae, Diptera) in the laboratory. Japanese Journal of Sanitary Zoology 36 (3): 211–217. <https://doi.org/10.7601/mez.36.211>
- Thompson P.H. 1969. Collecting methods for Tabanidae (Diptera). Annals of the Entomological Society of America 62: 50–57. <https://doi.org/10.1093/aesa/62.1.50>
- Venter J., Labuschagne K., Hermanides K.G., Boikanyo S.N.B., Majatladi D. M., Morey L. 2009. Comparison of the efficiency of five suction light traps under field conditions in South Africa for the collection of *Culicoides* species. Veterinary Parasitology 166 (3–4): 299–307. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2009.08.020>

## SAMPLING TECHNIQUES FOR BLOODSUCKING DIPTERANS (DIPTERA: CULICIDAE, SIMULIIDAE, CERATOPOGONIDAE, TABANIDAE)

A. V. Khalin, S. V. Aibulatov, A. A. Przhiboro

**Keywords:** mosquitoes, black flies, biting midges, horseflies, sampling technique, rearing, preserving, Diptera, Culicidae, Simuliidae, Ceratopogonidae, Tabanidae

### SUMMARY

Techniques for sampling and preserving are reviewed for bloodsucking dipterans, i. e. mosquitoes, black flies, biting midges, and horseflies (Diptera: Culicidae, Simuliidae, Ceratopogonidae, Tabanidae). These techniques are used and partly developed by us for ecological-faunistic and taxonomic studies requiring the identification of specimens. Here, we describe the techniques used for adults, larvae, and pupae, both common to all bloodsucking dipterans and specific to each family. In particular, techniques for rearing of adults from larvae and pupae are described.



**ПАМЯТИ ВИТАЛИЯ АЛЕКСАНДРОВИЧА РОМАШОВА (1921–2007).  
К 100-ЛЕТИЮ СО ДНЯ РОЖДЕНИЯ**

**DOI:** 10.31857/S003118472102006X

28 марта 2021 г. исполняется 100 лет со дня рождения профессора Виталия Александровича Ромашова – известного советского, российского ученого-паразитолога. Виталий Александрович за свою насыщенную событиями жизнь внес значительный вклад в развитие отечественной паразитологии, в организацию и развитие экологической и ветеринарной паразитологии, прежде всего, в природных заповедниках нашей страны.

Становление Виталия Александровича как ученого-паразитолога проходило в Воронежском заповеднике, куда он был направлен на работу в 1952 г. старшим научным сотрудником и ветеринарным врачом. В это время в заповеднике разворачивались работы по сохранению редкого и исчезающего в Евразии речного бобра. Фактически развитие данного научно-практического направления явилось решением одной

из важных задач, поставленных государством перед Воронежским заповедником: восстановление запасов и численности речного (евразийского) бобра в пределах его бывшего ареала. В.А. Ромашов являлся одним из ведущих исполнителей этого проекта и возглавил научно-практические работы по изучению паразитов и болезней бобров. К тому времени возбудители большого числа заболеваний как инфекционных, так и инвазионных у бобров или не были известны, или отсутствовали сведения по их биологии и экологии, в первую очередь это касалось гельминтов бобров.

В 1960 г. Виталий Александрович защитил кандидатскую диссертацию. На данном этапе были подведены первые научно-практические итоги, по гельминтозам речных бобров. В последующие годы он существенно расширил сферу научно-исследовательских интересов и связал их в первую очередь с изучением фауны и зоогеографии, биологии и экологии гельминтов бобров. Значительное место в этих исследованиях занимали прикладные аспекты – разработка противогельминтозных мероприятий при разведении (содержании) бобров в природе (вольное боброводство) и на бобровых фермах.

В дальнейшем Виталий Александрович совершает многочисленные экспедиции в различные районы СССР и за его рубежи (Монголия и Китай), где собирает материалы по фауне и экологии гельминтов бобров и участвует в расселении новых групп этих зверей. Созданные по методике В.А. Ромашова новые популяции бобров были полностью очищены от гельминтов и, по результатам его исследований, обладали существенно более высоким биологическим и репродуктивным потенциалом. Результаты имели важное практическое значение для успешной акклиматизации и реакклиматизации этих зверей. В соответствии с разработанными им противогельминтными мероприятиями бобров расселяли в СССР и в других странах Европы (Германия, Польша) и Азии (Монголия, Китай). По итогам этих исследований, в 1973 г. Виталий Александрович защитил докторскую диссертацию, которая была посвящена эколого-географическим исследованиям гельминтов бобров и разработке системы противогельминтозных мероприятий в различных режимах ведения бобрового хозяйства. Автором были обобщены гельминтофаунистические материалы по всему ареалу двух видов бобров – речного (евразийского) и канадского.

За время работы в Воронежском заповеднике (25 лет, до 1976 г.) В.А. Ромашовым были выполнены фундаментальные научно-исследовательские и прикладные работы по гельминтам и гельминтозам, а также по другим паразитозам (инфекционным и инвазионным) бобров. В этот же период им были собраны и обобщены эколого-биологические материалы по гельминтам и от других видов и групп млекопитающих: диких копытных, хищников, грызунов и насекомоядных, обитающих на территории заповедника и за его пределами. Большое внимание он уделял исследованиям природно-очаговых гельминтозов. Ему принадлежит приоритет в открытии и изучении очага описторхоза в европейской части России в бассейне Верхнего Дона.

Результаты своих исследований В.А. Ромашов опубликовал в большом количестве блестящих работ, в том числе и за рубежом, посвященных экологии и биологии гельминтов бобров и других млекопитающих. Это позволило ему стать одним из ведущих специалистов по паразитам и паразитозам диких животных. Он был участником многочисленных конгрессов, симпозиумов и конференций по различным проблемам

паразитологии, экологии и охраны окружающей среды, проходивших в России и за ее рубежами (США, Германия, Чехия, Словакия, Испания, Новая Зеландия и др.). По приглашению китайских ученых им был прочитан цикл лекций по общей и прикладной гельминтологии в Шандунском и Чьюфуйском университетах. Работая в Воронежском заповеднике, он щедро делился своими знаниями и накопленными материалами с молодыми учеными: аспирантами, соискателями, студентами.

В 1976 г. В.А. Ромашов возглавил кафедру биологии Воронежской медицинской академии, а в 1980 стал заведовать кафедрой паразитологии и зоологии в Воронежского государственного агроуниверситета, где он трудился до 2001 г. В 1977 г. ему было присвоено ученое звание профессора. Виталий Александрович много внимания уделял подготовке научных кадров, под его руководством были выполнены и защищены 2 докторские и 5 кандидатских диссертаций.

В.А. Ромашов – известный ученый и прекрасный педагог. Им опубликовано свыше 250 научных работ, в том числе две монографии и практикум по паразитологии. За вклад в паразитологическую науку он награжден памятными медалями К.И. Скрябина, Е.Н. Павловского и Конфуция. В течение ряда лет Виталий Александрович являлся членом Центрального Совета Всероссийского общества гельминтологов РАН и возглавлял Воронежское отделение этого общества.

В.А. Ромашов прошел Великую Отечественную войну, с первого дня и до дня Победы, был ранен, награжден орденом Отечественной войны II степени, медалью «За отвагу» и многими другими (свыше 10) боевыми наградами.

До последних дней своей жизни Виталий Александрович живо интересовался научно-исследовательской работой, современными проблемами общей и прикладной паразитологии, радовался успехам коллег и молодых ученых.

На протяжении последних 14 лет в Воронежском заповеднике проходят паразитологические конференции, посвященные памяти профессора В.А. Ромашова.

IN MEMORIAM. DR. VITALY A. ROMASHOV (1921–2007).  
TO 100-ANNIVERSARY OF THE OUTSTANDING PARASITOLOGIST

Editorial Board of the journal «Parazitologiya», Russian Society of Parasitologists

**Keywords:** history of parasitology, outstanding scientist, biography, natural reserves of Russia.

SUMMARY

The key dates of life and the research contributions of the outstanding Russian parasitologist are reviewed.

*Редколлегия журнала «Паразитология»<sup>a,\*</sup>,  
Паразитологическое общество<sup>a</sup>*

*<sup>a</sup> Зоологический институт РАН,  
Университетская наб., 1, 199034 Россия*

*\* e-mail: Parazitologiya@zin.ru*