

УДК 595.77, 576.8

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

© 2021 г. А. В. Халин^{а,*}, С. В. Айбулатов^{а,**}, А. А. Пржиборо^{а,***}

^а 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)¹. 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).

¹ 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; Schauff, 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. 1Е) – 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 стадий².

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

² 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).

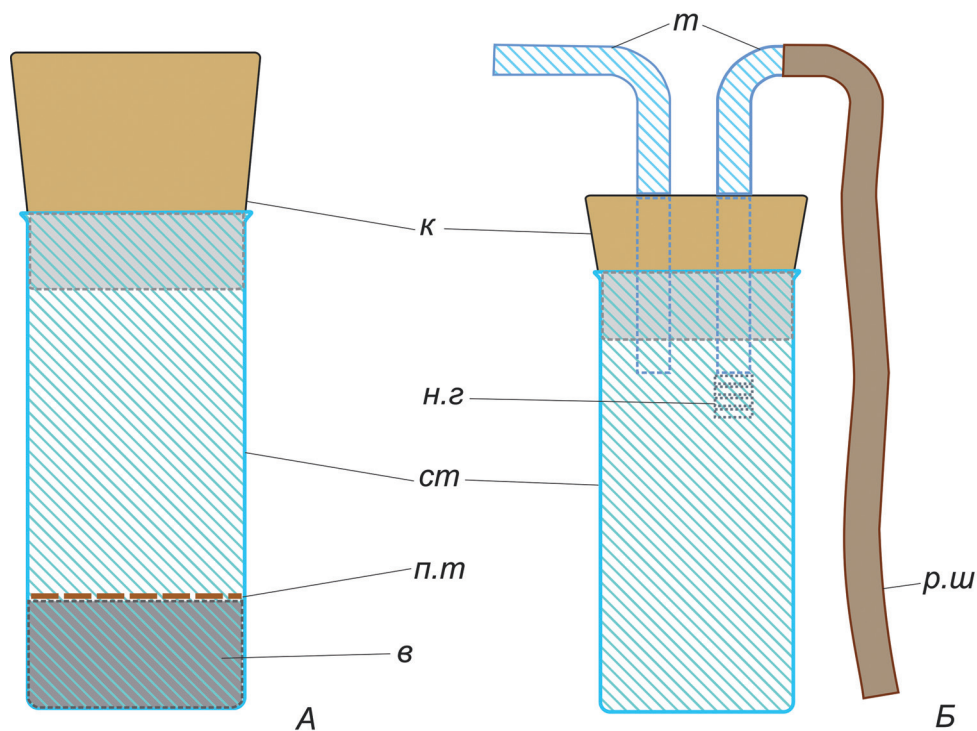


Рисунок 2. Энтомологическая морилка (А) и эксгаустер (Б). Схема.

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...»).

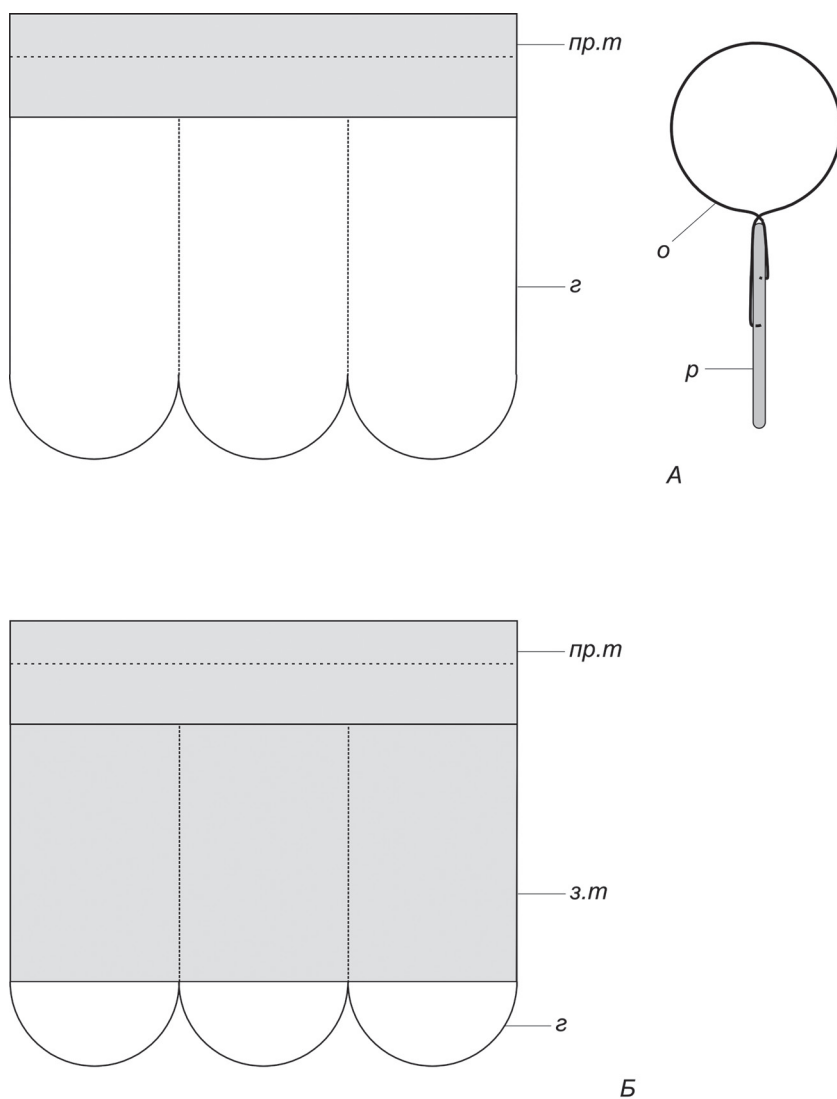


Рисунок 3. Энтомологический сачок (А) и его вариант для кошения (Б). Схема.
 Обозначения: г – газовая ткань, з.т – защитная ткань, о – обруч сачка, пр.т – прочная ткань, р – ручка сачка.

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 (Лутта, 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 околородную 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 удлинённо-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 удлинённым уплощённым 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 водоёмы – лужи, канавы, ямы с водой, пруды и озера, а также контейнеры и баки с водой, затопленные подвальные помещения. Данные водоёмы 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 водоёма. 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 водоёма, после чего подождать несколько минут, пока личинки и куколки снова не всплывут к поверхности. При обследовании самых мелких водоёмов (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 ёмкости от 1 до 10 л (канистры, бутылки и т. п.), а также взять дополнительно и воду из водоёма развития личинок. Ёмкости 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 самоклеящиеся 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.

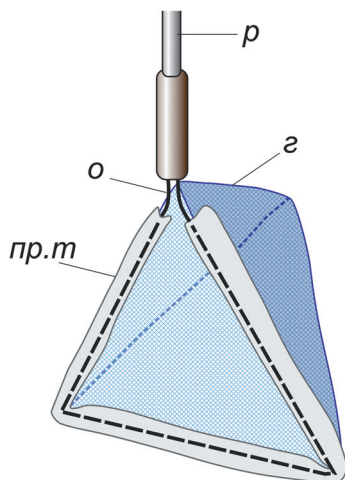


Рисунок 7. Гидробиологический сачок.
Обозначения как на рис. 3.

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 дм³) 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.

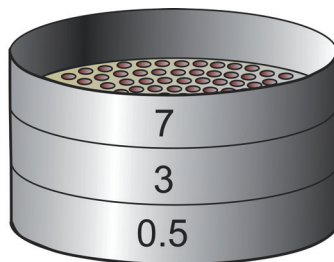


Рисунок 8. Сита для промывки субстрата.
Цифрами обозначен диаметр (мм) ячеей соответствующего сита.

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

При наличии сплетения корней материал следует разделить на куски, которые вы-поласкиваются в ведре с водой, после чего содержимое ведра по частям промывается на колонке сит слабой струей воды. Аналогичным образом удобно вы-поласкивать в ведре материал, если в нем преобладают крупные растительные компоненты (по-душки мхов, водные растения и т. д.). Аккуратное вы-поласкивание ускоряет последую-щую 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 см³) 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 размещивают 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.

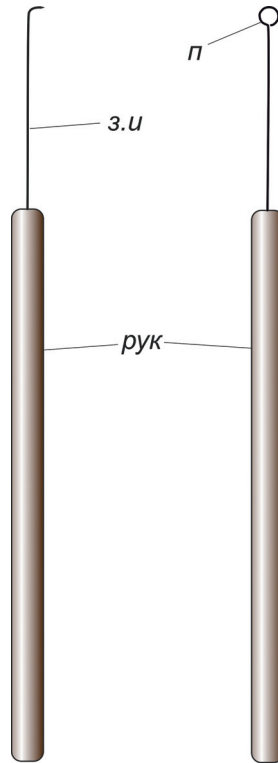


Рисунок 9. Иглы с загнутым и петлевидным концами для сбора личинок мокрецов: *з.и* – загнутая игла, *п* – петля, *рук* – рукоятка.

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.

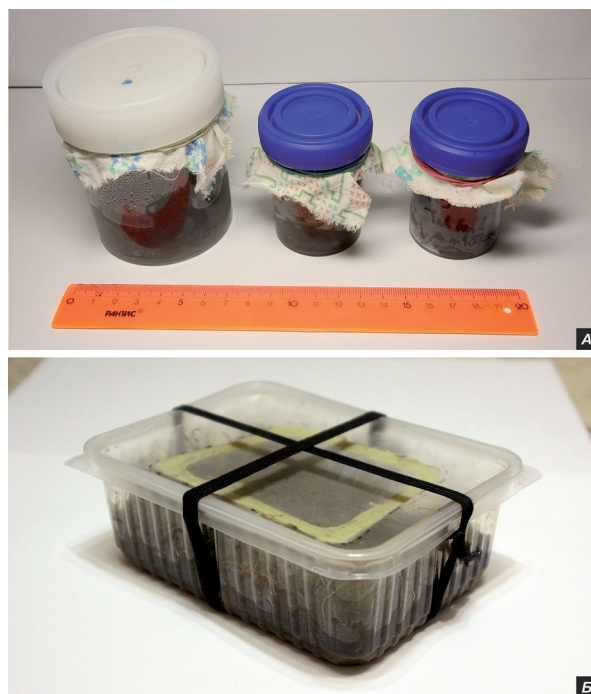


Рисунок 10. Контейнеры для выведения имаго мокрецов и слепней:
А – объем 50–250 мл, Б – объем 1–2 л.

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 куколок³ 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,

³ 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 мелкочаеистым 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 клеить 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 м². 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 м², 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 МАТЕРИАЛА⁴

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

⁴ 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.

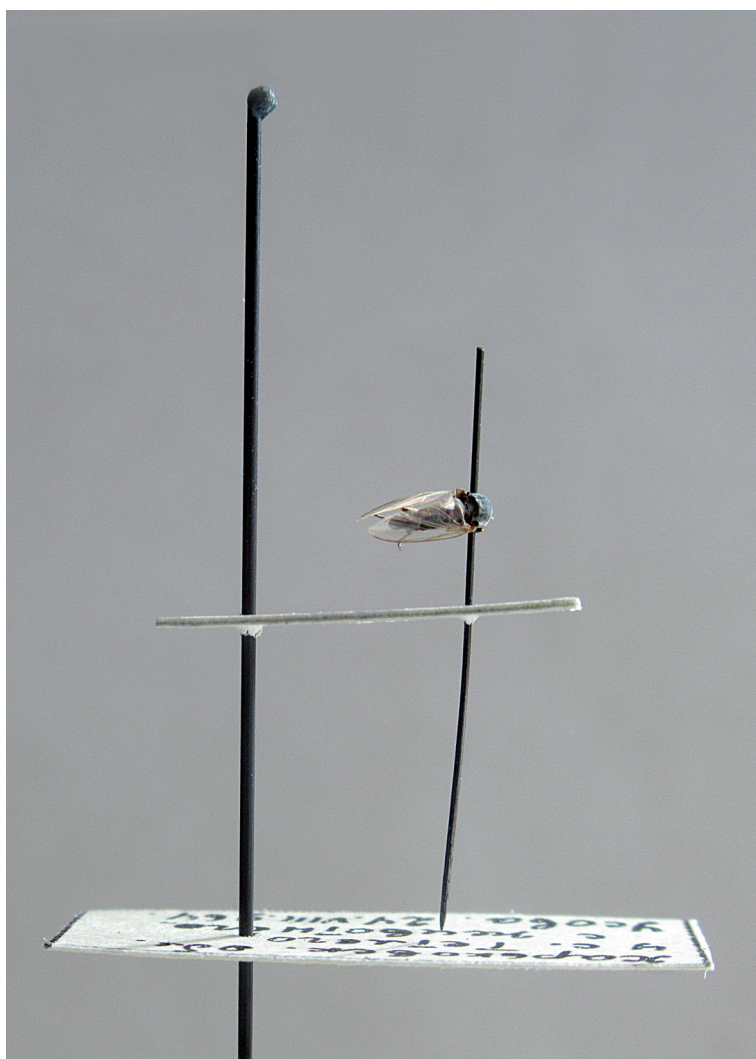


Рисунок 12. Экземпляр мошки, наколотый на минуцию.

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.

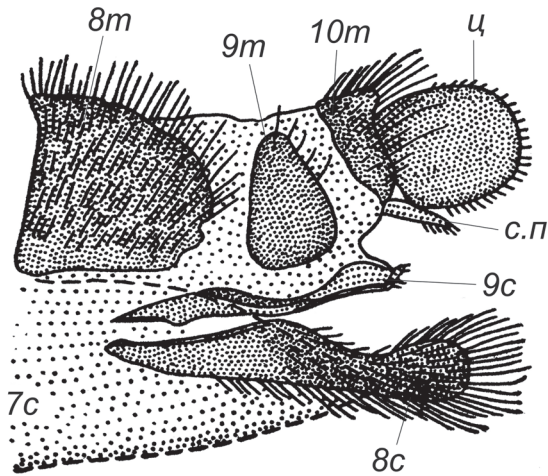


Рисунок 13. *Tabanus* Linnaeus, слепень, самка, 7–10-й членики брюшка сбоку (по: Олсуфьев, 1977): 7с–9с – стерниты 7–9 члеников брюшка; 8м–10м – тергиты 8–10 члеников брюшка; с.п – субгенитальная пластинка; ц – церки.
Figure 13. *Tabanus* Linnaeus, horsefly, female: abdominal segments 7–10, lateral view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