

ИЗУЧЕНИЕ УЧАСТИЯ РУКОКРЫЛЫХ (МАММАЛИА, СИРОПТЕРА),  
ОБИТАЮЩИХ В ЗАПАДНОЙ СИБИРИ, В ЦИРКУЛЯЦИИ ВОЗБУДИТЕЛЕЙ ЗООНОЗОВ,  
ПОТЕНЦИАЛЬНО ОПАСНЫХ ДЛЯ ЧЕЛОВЕКА<sup>1</sup>

А.В. Зайковская,  
Д.А. Васеньков, Н.Л. Першикова,  
В.А. Терновой, А.М. Шестопапов,  
Н.А. Донченко, М.А. Потапов\*

*В работе представлены краткие данные по экологии рукокрылых на территории Западной Сибири. Проведено исследование наиболее массовых видов рукокрылых на наличие у них возбудителей потенциально опасных для человека заболеваний. Показано носительство рукокрылыми микобактерий, лиссавирусов, коронавируса. Наличие у рукокрылых вирусов гриппа не обнаружено.*

Рукокрылые – широко распространенная группа млекопитающих. Отряд рукокрылые (Chiroptera) включает около 1000 видов, что составляет более 20% видового разнообразия млекопитающих мировой фауны [1]. Однако, в силу методических трудностей изучения рукокрылых, остаются слабо изученными во многих регионах особенности их экологии, роль в экосистемах, а также медицинское значение – участие в переносе и распространении различных заболеваний.

С учетом растущего в мире внимания к проблеме распространения опасных для человека инфекций и механизмам поддержания их очагов в природе исследования рукокрылых в этом плане являются весьма актуальными.

Список возбудителей заразных болезней, обнаруженных у рукокрылых, достаточно велик и включает в себя разнообразные патогенные бактерии, вирусы, простейшие и микроскопические грибы [2]. В специальных обзорах на эту тему сообщается, что от рукокрылых выделены представители не менее 18 родов бактерий, вирусы 8 семейств и большое количество нетипированных вирусных агентов. Микроорганизмы из перечисленных групп могут вызывать у человека такие тяжелые заболевания, как желтая лихорадка, клещевой энцефалит, брюшной тиф, бешенство, туберкулез, лептоспироз, боррелиоз, листериоз, атипичная пневмония [3–5].

Вирусологическими, бактериологическими и молекулярно-генетическими методами подтверждено носительство летучими мышами вирусов Нипах, возбудителей лихорадок Эбола, Хендра, Марбург и Дэнге. Установлено, что с летучими мышами связано более 40 арбовирусов, для некоторых из них рукокрылые служат единственными хозяевами. Как причина заболевания людей наиболее известен вирус лихорадки Иссык-Куль.

Климатическими условиями высоких широт в зимний период обусловлено наличие у рукокрылых умеренного и холодного климата двух адаптаций для переживания суровых условий – зимовки в относительно изолированных от внешней среды убежищах (преимущественно пещерах, штольнях и т.п.) вблизи мест летнего обитания и дальних (до 1600 км) миграций в регионы с более мягким климатом [6, 7]. В Сибири большим видовым разнообразием рукокрылых отличается Западная Сибирь, особенно юго-восточная ее часть (не менее 11 видов), где на стыке равнинных и горных ландшафтов имеется широкий спектр биотопов, пригодных для обитания видов рукокрылых с различными требованиями к среде, включая множество пригодных для зимовок пещер [8, 9]. Очевидно, что продолжительная массовая концентрация в убежищах, а также дальние миграции в сочетании с большой продолжительностью жизни до 38 лет [10] способствуют поддержанию очагов и распространению возбудителей различных заболеваний. Тем не менее, для Западной Сибири сведений об участии рукокрылых в переносе инфекционных заболеваний очень немного.

В связи с вышесказанным целью работы явилось изучение наличия у рукокрылых, обитающих на территории Западной Сибири, вирус- и бактерионосительства (на примере лиссавирусов, коронавируса, вируса гриппа и микобактерий) в зависимости от их экологических характеристик.

#### Материалы и методы

Для уточнения видового состава, относительного обилия рукокрылых и сбора материала для анализа на носительство инфекций проведены экспедиционные выезды в южной части Западной Сибири. В летнее время отловы проводили в северной части Салаирского кряжа (Новосибирская область), на Северо-Восточном (окрестности п. Артыбаш, район Телецкого озера), Северо-Западном Алтае (окрестности Тигирекского заповедника) и на юго-востоке Алтайского края (Угловский район). Для поимки рукокрылых пользовались

<sup>1</sup> Работа выполнена при поддержке программы Президиума РАН №18 (подпрограмма 2); Совета при Президенте РФ по поддержке ведущих научных школ, грант №НШ-1038.2006.4; РФФИ, грант № 05-04-49257.

\* А.В. Зайковская, zaykovskaya@ngs.ru, В.А. Терновой, А.М. Шестопапов, ФГУП ГНЦ ВБ "Вектор" Роспотребнадзора; Д.А. Васеньков, denvas@ngs.ru, М.А. Потапов, Институт систематики и экологии животных СО РАН; Н.Л. Першикова, Н.А. Донченко, Институт экспериментальной ветеринарии Сибири и Дальнего Востока СО РАСХН, 2006.

стандартными методиками: отловы над руслами рек, над лесными полянами и у пещер с помощью паутинных сетей (5×12 м), а также отлов с помощью мобильной ловушки [11]. Для обнаружения рукокрылых и первичной видовой идентификации использовали ультразвуковой детектор *Pettersson Elektronik D-100*.

В зимний период учет численности рукокрылых шел на Салаирском кряже в пещерах с крупнейшими зимовочными колониями, известными в Сибири. Учет численности проводили в Барсуковской и Верх-Икской пещерах, а для анализа на носительство инфекций рукокрылых, находящихся в спячке, собирали вручную в Барсуковской пещере, где располагается самая крупная зимовочная колония [8]. На Северо-Западном Алтае учет рукокрылых проводили в районе Тигирекского заповедника в нескольких пещерах (самая крупная – Ящур).

Для вирусологического и бактериологического исследований отбирали ослабленных животных, преимущественно самцов, которые имели пониженную упитанность, шрамы, переломы, сыпь на коже и наиболее сильно поражены эктопаразитами. Анализ носительства возбудителей зоонозов провели на рукокрылых пяти видов из различных экологических групп. Больше всего исследовали экземпляров водной ночницы (*Myotis daubentonii* (Kuhl, 1817)) – самого массового вида по результатам летних отловов и учета в зимовочных убежищах, склонного к образованию крупных групп. Также проанализировали несколько экземпляров ночницы Брандта (*Myotis brandtii* (Eversmann, 1845)) и прудовой ночницы (*Myotis dasycneme* (Voie, 1825)) – массовых видов, но менее многочисленных, чем водяная ночница. Исследовали несколько особей бурого ушана (*Plecotus auritus* (Linnaeus, 1758)), располагающегося в зимовочных убежищах исключительно одиночно, и большого трубконоса (*Murina leucogaster* Milne-Edwards, 1872) – вида, редко попадающегося в летних отловах, однако массового на зимовке и уступающего по численности лишь водяной ночнице. Данные о количестве летучих мышей, использованных для исследований, представлены в табл 1.

Таблица 1

Данные об общем количестве летучих мышей по видам, использованным для исследований

№ п/п	Вид летучей мыши	Количество животных, экз.
1	Прудовая ночница ( <i>Myotis dasycneme</i> )	7
2	Водяная ночница ( <i>Myotis daubentonii</i> )	155
3	Ночница Брандта ( <i>Myotis brandtii</i> )	6
4	Бурый ушан ( <i>Plecotus auritus</i> )	9
5	Большой трубконос ( <i>Murina leucogaster</i> )	9
Всего		186

Материал от животных, собранных с территорий, отдалённых от Новосибирской области, транспортировали в жидком азоте в сосуде Дьюара. С территории Новосибирской области летучих мышей транспортировали в лабораторию живыми, в индивидуальных тряпичных мешочках. Вскрытие и отбор материала проводили в стерильных условиях лаборатории.

Для исследований на наличие вируса гриппа и на коронавирусную инфекцию использовали смывы из глотки и прямой кишки от летучих мышей. Смывы делали при помощи ватных тампонов, которые помещали в стерильные криопробирки: для исследований на наличие вируса гриппа в пробирку, содержащую 0,8 мл транспортной среды (физиологический раствор, 50% глицерин 1:1), для исследований на коронавирусную инфекцию – без транспортной среды. Пробы немедленно помещали в сосуд Дьюара.

В лабораторных условиях стерильно у всех животных были взяты головной мозг и внутренние органы, помещены в криопробирки и заморожены в жидком азоте.

Для исследований на наличие лиссавирусов из каждого образца мозга были сделаны индивидуальные мазки - отпечатки для исследования методом флюоресцирующих антител и приготовлен 10 %-й гомогенат для проведения ОТ-ПЦР.

**Подготовка проб для исследований на грипп.** В лабораторных условиях непосредственно перед заражением РКЭ реакции пробирку встряхивали при помощи *Dio Vortex V1 "BIOSAN"* в течение 30 с. Жидкое содержимое пробирки доводили до объема 1 см<sup>3</sup> стерильным фосфатно-солевым буферным раствором, добавляли смесь антибиотиков (бензилпенициллина натриевая соль 4000 ЕД/мл, канамицина 4000 мкг/мл, стрептомицина 4000 мкг/мл), центрифугировали при 3000 об/мин. Из легких летучих мышей готовили индивидуальные 10 %-е гомогенаты на стерильном фосфатно-солевом буферном растворе, добавляли смесь антибиотиков в тех же дозах, осветляли центрифугированием при 3000 об/мин. Для заражения РКЭ использовали супернатант.

**Выделение вируса гриппа на развивающихся куриных эмбрионах (РКЭ).** Для выделения вируса было проведено три пассажа на развивающихся куриных эмбрионах 9-дневного возраста. Заражали в аллантоисную полость в дозе 0,2 мл. Ежедневно проводили овоскопирование инфицированных РКЭ, оценивали степень развития сосудов хорион аллантоисной оболочки, подвижность и активность зародыша. Вскрытие РКЭ проводили на 3-и сутки после заражения, для дальнейших работ отбирали аллантоисную жидкость [12].

**Реакция гемагглютинации (РГА).** Для определения наличия вируса гриппа в исследуемом материале проводили РГА. РГА была проведена по стандартной методике с использованием 1 % суспензии отмытых эритроцитов петуха. Исследуемый материал (аллантоисная жидкость) осветляли центрифугированием при 3000 об/мин (центрифуга *Eppendorf minispin*). Для проведения реакции использовали супернатант. Реакцию проводили в U-образных серологических планшетах. 50 мкл супернатанта титровали двукратными разведениями до 8 лунки. Добавляли 50 мкл суспензии эритроцитов. Выдерживали при 4 °С в течение 60 мин. Учет результатов проводили по полной агглютинации на ++++. Для подтверждения достоверности анализа были поставлены контроли эритроцитов.

**Подготовка проб для исследований на коронавирусную инфекцию.** В лабораторных условиях непосредственно перед проведением реакции в каждую криопробирку мы добавляли 1 мл стерильного фосфатно-буферного раствора, затем пробирку встряхивали при помощи *Dio Vortex V1 "BIOSAN"* в течение 30 с.

**Выделение вирусной РНК.** 100 мг мозговой суспензии гомогенизировали в 200 µl 3М ацетата натрия (рН 5,2). К образцам добавляли 10 объемов *RNAzol® (Gibco BRL)* и инкубировали при 65 °С в течение 15 мин, затем добавляли 300 µl хлороформа и отделяли водную фазу. Затем добавляли 500 µl охлажденного изопропанола и центрифугировали при 14000 об/мин 20 мин при 4 °С (*Hermle Z233 МК-2*, Германия). Выделенную РНК отмывали 70 %-м этанолом.

**Синтез кДНК.** К сухому осадку, содержащему выделенную РНК, добавляли следующую смесь: по 10 нмоль каждого из дезоксинуклеотидтрифосфатов, 1,5 mM MgCl<sub>2</sub>, 10 mM Трис-НCl (рН 8,3 при 25 °С), 50 mM NaCl, 0,01M дитиотрейтола и 25 пмоль специфической затравки в полном объеме. Синтез кДНК проводили при 37 °С 1 час с 50 ед. фермента *M-MuLV (Boehringer Mannheim)*.

**Полимеразная цепная реакция.** Полимеразная цепная реакция была проведена с использованием праймеров на ген полимеразы коронавирусов. Праймеры С6F и С5R использовали для первого раунда ПЦР, праймеры С6F и С7R – для второго раунда.

C5R	GCATAGGCAGTAGTTGCATC	15673-15692
C6F	TGATGGGATGGGACTATCCTAAGTGTGA	15469-15491
C7R	TTGCATCACCAGTAGTTGTCCACCAGGTT	15650-15679

На общий объем ПЦР смеси в 30 мкл было взято по 5 мкл кДНК в Н<sub>2</sub>O. 60 mM Tris-НCl (рН 8,5 при 25 °С); 1,5 mM MgCl<sub>2</sub>; 25 mM KCl; 10 mM 2-меркаптоэтанол; 0,1% Тритон X-100; по 160 µM dATP, dCTP, dGTP, dTTP; по 0,15 µM олигонуклеотидов; 0,35 ед. Таq-ДНК полимеразы («СибЭнзим», Россия). ПЦР программа содержала активацию при 94 °С в течение 3 мин., с последующими 35 амплификационными циклами при 94 °С в течение 15 с, 50 °С в течение 15 сек., и 72 °С в течение 45 с, с окончательным циклом при 72 °С в течение 7 мин. («*Eppendorf Mastercycler Gradient*», Германия).

**Метод флуоресцирующих антител (МФА) для диагностики бешенства.** Метод флуоресцирующих антител (МФА) проводили по общепринятой методике. Для окрашивания мазков-отпечатков использовали «Глобулин флуоресцирующий для диагностики бешенства животных» производства Всероссийского научно-исследовательского и технологического института биологической промышленности (ВНИИТИБП). Препараты просматривали под люминесцентным микроскопом *Axiolab* (Германия), при увеличении × 900.

**Выделение вирусной РНК.** 100 мг мозговой суспензии гомогенизировали в 200 µl 3М ацетата натрия (рН 5.2). К образцам добавляли 10 объемов *RNAzol® (Gibco BRL)* и инкубировали при 65 °С в течение 15 мин, затем добавляли 300 µl хлороформа и отделяли водную фазу. Затем добавляли 500 µl охлажденного изопропанола и центрифугировали при 14000 об/мин 20 мин при 4 °С (*Hermle Z233 МК-2*, Германия). Выделенную РНК отмывали 70 %-м этанолом.

**Синтез кДНК.** К сухому осадку, содержащему выделенную РНК, добавляли следующую смесь: по 10 нмоль каждого из дезоксинуклеотидтрифосфатов, 1,5 mM MgCl<sub>2</sub>, 10 mM Трис-НCl (рН 8,3 при 25 °С), 50 mM NaCl, 0,01M дитиотрейтола и 25 пмоль специфической затравки в полном объеме. Синтез кДНК проводили при 37 °С 1 ч с 50 ед. фермента *M-MuLV (Boehringer Mannheim)*.

**Полимеразная цепная реакция.** На основании сравнения нуклеотидных последовательностей различных штаммов лиссавирусов, депонированных в международной базе данных Gene Bank, нами были рассчитаны и синтезированы олигонуклеотидные праймеры на район гена нуклеопротеина (Rab134F, Rab1292R, Rab299F, Rab857R) и на район гена гликопротеина (F3290, R4116, F3518, R3801, R3000):

Rab134F	ATCGTRGAYCAATATGAGTACAAGTA
Rab1292R	CNTCCATTCATCATGATTCG
Rab299F	GCAATGCAGTTCTTTGAGGG
Rab857R	TATCTTCTTCAAAGTTCTT
F3290	AACATCCCTCAAAGACYAAAGGA
R4116	GGAGGGCACCATTTGGTMTG
F3518	GGGATACATCTCTGCCATA
R3801	GGGATTTGTCGTATGGGTC
R3000	TCTGGTGTATCAACATGAAC

Использовали следующие параметры ПЦР: 94 °С 10 с, 55 °С 30 с, с понижением температуры на 1 °С за цикл, 72 °С 1 мин – 6 циклов, затем 94 °С 10 с, 50 °С 15 с, 72 °С 30 сек 30 циклов. Завершающий цикл проводили 7 мин при 72 °С («Eppendorf Mastercycler Gradient», Германия). Праймеры Rab134F и Rab1311R, F3290 и R4116 использовали для первого раунда ПЦР, праймеры Rab299F и Rab877R, F3518 и R3801 – для второго раунда. В качестве реакционного буфера для ОТ–ПЦР использовали: 30 мМ Tris–HCl (pH 8.5 при 25 °С); 16 мМ (NH<sub>4</sub>)<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>; 1,5 мМ MgCl<sub>2</sub>; 0,1 % Nonidet P40; по 160 μМ dATP, dCTP, dGTP, dTTP; по 0,15 μМ олигонуклеотидов; 0,35 ед. Таq-ДНК полимеразы («СибЭнзим», Россия).

**Анализ ПЦР продуктов.** К пяти микролитрам каждого ампликона было добавлено по 1 мкл буфера и анализировано на 2 %-м агарозном геле. Все ПЦР продукты были визуализированы путем прокрашивания в бромистом этидии с последующим наблюдением результатов под УФ-освещением. Размеры фрагментов были определены путем сравнения с маркером.

**Выделение микобактерий** из биоматериала проводили по методу А.П. Аликаевой и методом седиментации [13-15]. Для исследований использовали кусочки печени, селезенки и легких. Учитывали количество пробирок, в которых отмечен рост микобактерий туберкулеза, и число загрязнённых проб.

У выделенных культур изучали:

- характер роста на среде Финн-П;
- скорость роста на среде Финн-П при 22, 37, 45°С;
- морфологию колоний, величину, форму, поверхность, консистенцию;
- тинкториальные свойства при окраске по Цилю – Нильсену;
- способность к пигментообразованию по методу Кемплера;
- рост на среде с салициловым натрием.

### Результаты и обсуждение

Согласно литературным данным и результатам наших отловов на юге Западной Сибири обитает 11 видов рукокрылых [8-9, 16-18]. По нашим данным, самым массовым видом в летних местообитаниях (табл. 1) является водяная ночница (*Myotis daubentonii* (Kuhl, 1817)) – 64,1%. Относительное обилие остальных видов очень варьирует. По усредненным данным к субдоминантам относятся прудовая ночница (*Myotis dasycneme* (Boie, 1825)), ночница Брандта (*Myotis brandtii* (Eversmann, 1845)) и двухцветный кожан (*Vespertilio murinus* Linnaeus, 1758). Представленность в отловах остальных видов существенно меньше. Отчасти это объясняется методическими ограничениями лова с помощью паутинных сетей. Остроухая ночница (*Myotis blythii* Tomes, 1857) отмечена в начале сентября 2003 года в пещерах окрестностей Тигирекского заповедника [9].

В зимовочных пещерах водяная ночница также доминирующий вид. Относительное обилие остальных видов очень варьирует. Второй по численности вид - большой трубконос (*Murina leucogaster* Milne-Edwards, 1872), который в летних отловах немногочислен.

*Исследование проб головного мозга летучих мышей на наличие лиссавирусов.* Первичный анализ мозга летучих мышей на наличие антигена лиссавирусов проводили методом флюоресцирующих антител. В 52 пробах (27,96 %) были обнаружены типичные для вируса бешенства мелкие многочисленные флюоресцирующие включения, расположенные очагами. Положительные результаты были получены при исследовании материала от летучих мышей видов: водяная ночница, прудовая ночница, бурый ушан.

При исследовании материала методом ОТ–ПЦР фрагменты РНК, специфичные для лиссавирусов, удалось выявить в 34 образцах (18,27 %). У трех полученных ПЦР–продуктов (578 пар нуклеотидов) были определены нуклеотидные последовательности и выведены аминокислотные последовательности.

Следует обратить внимание на результаты биологической пробы. Для начала нами была предпринята попытка выделить изоляты лиссавирусов традиционным методом из семи проб материала, положительного при ПЦР-анализе. Было проведено три пассажа на беспородных белых мышах массой 6 – 8 г. На 5–21-й день после заражения у 1–2 мышей из группы развивалось заболевание с паралитическими проявлениями. Обнаруживались вялость, отказ от корма, взъерошенность шерсти, своеобразная горбатость спины, нарушение координации движений. Однако все эти проявления с каждым пассажем были выражены слабее и наблюдались всего у 1–3 животных из группы, в некоторых группах клинические проявления болезни полностью отсутствовали. Таким образом, к третьему пассажиру остался материал только одного образца. На третьем пассаже у трех мышей мы наблюдали приступы тонических судорог в ответ на звуковые раздражения (при постукивании по стенкам садка).

На пике клинических проявлений заболевания у животных брали головной мозг и делали мазки-отпечатки для подтверждения диагноза в МФА. Во всех случаях результат был положительным. Однако при исследовании головного мозга подопытных животных методом ОТ-ПЦР выделить РНК лиссавирусов не удалось. Для повышения чувствительности лабораторных животных к исследуемому вирусу мы решили использовать для выделения изолятов лиссавирусов 3-дневных мышей-сосунов. При наличии у животных специфических клинических признаков, при положительном результате исследований в МФА, ОТ-ПЦР-анализ дал отрицательный результат.



Нами показано носительство лиссавирусов у летучих мышей, обитающих в Новосибирской области и Алтайском крае. Лиссавирусы были выявлены в пробах материала, полученных от животных, отловленных во всех исследованных пещерах. Наибольшее количество положительных проб было получено от летучих мышей вида водяная ночница *Myotis daubentonii*, этот вид является самым распространенным в Новосибирской области, нами для исследований было отобрано 83,3 % летучих мышей именно этого вида.

*Исследование глоточных смывов от летучих мышей на коронавирусную инфекцию.* При исследовании глоточных смывов от 36 летучих мышей из Барсуковской пещеры, расположенной в Маслянинском районе Новосибирской области, методом ОТ-ПЦР с использованием специфических праймеров к РНК коронавируса положительные результаты были получены в 4 пробах, три из которых были получены от летучих мышей вида водяная ночница и от одной вида большой трубканос. Для изучения и типирования обнаруженных коронавируса требуются дополнительные исследования.

*Исследование проб внутренних органов летучих мышей на наличие микобактерий.* Из 87 проб от летучих мышей мы получили три изолята, характеризующихся медленным ростом, отсутствием пигментации и ростом при 22 и 37 °С. После типирования культуры были отнесены к нефотохромогенным микобактериям (III группа по Раньону).

*Исследование материала от летучих мышей на наличие вирусов гриппа.* При исследовании материала методом последовательных пассажей на РКЭ вирусов гриппа, вызывающих гемагглютинацию эритроцитов петуха, выделить не удалось. На первом пассаже мы наблюдали гибель 43,3 % РКЭ инфицированных глоточными смывами летучих мышей на 2-й день после инфицирования. При вскрытии РКЭ признаков развития бактериальной инфекции мы не наблюдали. Аллантоисные жидкости не имели неприятного запаха, были прозрачными и помещены на хранение при температуре минус 70 °С для дальнейших исследований. При исследовании в РГА аллантоисные жидкости не дали положительных результатов.

Тела зародышей не имели признаков разложения. Зародыши были цианотичные, не имели признаков отставания в развитии. Однако гибель на 2-е сутки свидетельствует о наличии вирусных агентов в глоточных смывах от летучих мышей, патогенных для РКЭ, что требует проведения научных исследований с целью идентификации этих вирусных агентов.

Гибели РКЭ, инфицированных гомогенатами легких летучих мышей, мы не наблюдали.

На втором и третьем пассажах все РКЭ к 3-му дню оставались живыми, при исследовании аллантоисных жидкостей в РГА положительных результатов не получено.

Таким образом, согласно данным наших исследований, самым массовым видом на изученной территории является водяная ночница. Доля остальных видов в отловах существенно меньше, что отчасти объясняется ограничениями методов отлова. Отлов паутинными сетями эффективен, однако занижает долю высоколетающих (например, рыжая вечерница) или скрытных (большой трубканос) видов.

Биологические особенности изучаемых популяций летучих мышей делают их резервуаром, в котором могут адаптироваться новые вирусные инфекции насекомых, учитывая насекомоядность данных видов мышей. Также эти виды способны служить причиной распространения сапронозов в пределах своего ареала, что было подтверждено на модели микобактерий. Гибель 43,3 % РКЭ инфицированных глоточными смывами летучих мышей на 2-й день после инфицирования свидетельствует о том, что часть исследуемой популяции рукокрылых является носителем неидентифицированных вирусных инфекционных агентов, способных к адаптации в организме птиц (в частности, эмбрионов).

Можно предположить, что обнаруженные возбудители – это адаптированные к летучим мышам и их клещам микроорганизмы, редко передающиеся человеку. Для уточнения механизмов циркуляции необходимо проведение дальнейших исследований, учитывая круг потенциально контактирующих с рукокрылыми животных в пищевых цепях (жертвы и паразиты), а также не прямой контакт в убежищах, особенно антропогенного происхождения.

Передача возбудителей инфекций между рукокрылыми происходит, скорее всего, в условиях повышенной скученности в зимовочных убежищах. Так, доступная для подсчета часть зимовочной колонии рукокрылых в Барсуковской пещере достигает 1279 особей [8]. Благоприятными для широкого распространения заболеваний оказываются дальние сезонные миграции рукокрылых. Остается открытым вопрос о передаче возбудителей заболеваний между рукокрылыми и другими позвоночными животными.

Циркуляция инфекционных агентов внутри популяций рукокрылых интересна, однако безусловно больший интерес представляет роль и возможные механизмы передачи рукокрылыми заболеваний другим животным, а также человеку. Рукокрылые нечасто подвергаются нападению со стороны других позвоночных. Известны случаи хищничества различных животных на рукокрылых в убежищах (обыкновенная бурозубка, куны, лиса) [19]. Для некоторых инфекций можно предположить передачу через насекомых – объект питания рукокрылых – энтомофагов или, наоборот, при паразитировании на летучих мышах некоторых видов членистоногих. Для инфекций, способных передаваться аэрозольно, передача может осуществляться в пещерах либо в постройках человека (например, на фермах для скота), где некоторые виды (например, прудовая ночница, двуцветный кожан) могут образовывать дневочные или выводковые колонии. Такой путь мы не исключаем для микобактерий.

Таким образом, полученные данные говорят о носительстве рукокрылыми, обитающими в Сибирском регионе, возбудителей, потенциально опасных для человека; это необходимо учитывать при противоэпидемических и противоэпизоотических мероприятиях.

#### СПИСОК ЛИТЕРАТУРЫ

1. Mickleburgh S.P., Hutson A.M., Racey P.A. A review of the global conservation status of bats // *Oryx*. – 2002. – V. 36, №1. – P. 18–34.
2. Кулик И.Л. Отряд Chiroptera – рукокрылые / И.Л. Кулик, В.В. Кучерук // *Медицинская териология: Грызуны, хищные, рукокрылые*. – М.: Наука, 1989. – С. 168–220.
3. Li Wendong, Shi Zhengli, Yu Meng et al. Bats Are Natural Reservoirs of SARS-Like Coronaviruses // [www.sciencexpress.org/](http://www.sciencexpress.org/) / 29 September 2005 / Page 1/ 10.1126/science. 1118391
4. Дробищенко П.И. Циркуляция вируса клещевого энцефалита среди летучих мышей (*Nyctalus noctula* Schreber) города Алма-Аты / П.И. Дробищенко, Т.В. Кирюшенко, С.К. Каримов и др. // *Экология вирусов: материалы X симпозиума*. – Баку, 1976. – С. 83–84.
5. Fooks A.R., Brookes S.M., Johnson N., McElhinney L.M., Hutson A.M. Review article European bat lyssaviruses: an emerging zoonosis // *Epidemiol. Infect.* – V. 131. – P. 1029–1039.
6. Панютин К.К. Рукокрылые / К.К. Панютин // *Итоги мечения млекопитающих*. – М.: Наука, 1980. – С. 23–46.
7. Стрелков П.П. Материалы по зимовкам перелетных видов рукокрылых (Chiroptera) на территории бывшего СССР и смежных регионов. Сообщение 2. *Nyctalus noctula* / П.П. Стрелков // *Plecotus et al.* – 2002. – № 5. – С. 35–56.
8. Томиленко А.А. Зимовка рукокрылых (Vespertilionidae) в Новосибирской области / А.А. Томиленко // *Plecotus et al. pars spec.* – 2002. – С. 99–106.
9. Васеньков Д.А. Рукокрылые (Chiroptera) Тигирекского заповедника / Д.А. Васеньков, А.А. Томиленко // *Горные экосистемы Южной Сибири: изучение, охрана и рациональное природопользование*. – Материалы I межрегиональной научно-практической конференции, посвященной 5-летию организации Тигирекского заповедника. Труды ГПЗ «Тигирекский». – Вып. 1. – Барнаул: изд-во «Алтайские страницы», 2005. – С. 55–56.
10. Хританков А.М. О долгожительстве ночниц Брандта (*Myotis brandtii* Eversmann) в Средней Сибири / А.М. Хританков, Н.Д. Оводов // *Plecotus et al.* – 2001. – №4. – С. 20–24.
11. Борисенко А.В. Мобильная ловушка для отлова рукокрылых / А.В. Борисенко // *Plecotus et al.* – 1999. – №2. – С. 10–19.
12. The National Training Course on Animal Influenza Diagnosis and Surveillance, 2001.
13. Лабораторная диагностика туберкулеза: Методические рекомендации // сост. Хайкин Б.Я., Колычев Н.М., Боганец Н.С., Каримова Л.М. – Омск, 1988. – С. 36–46, 54–55.
14. Наставление по диагностике туберкулеза животных. – М., 2002. – 70 с.
15. Руководство по инфекционным болезням // ред. В.И.Покровский, К.М. Лобан. – М., 1986. – 238 с.
16. Стуканова Т.Е. Рукокрылые юго-востока Западной Сибири и особенности их размножения: автореф. дис. ... канд. биол. наук / Т.Е. Стуканова. – Новосибирск: Биол. ин-т СО АН СССР, 1976. – 23 с.
17. Рыжков Д.В. Материалы к распространению рукокрылых в северо-западном Алтае и его предгорьях / Д.В. Рыжков, М.В. Бурмистров, Н.Л. Ирисова, Ю.Г. Швецов, А.А. Томиленко, Д.Е. Леонтьев, К.С. Щербинин // *Особо охраняемые природные территории Алтайского края и сопредельных регионов, тактика сохранения видового разнообразия и генофонда. IV региональная научно-практическая конференция*. – Барнаул, 1999. – С. 118–119.
18. Росина В.В. История фауны рукокрылых (Chiroptera, Mammalia) Северо-Западного Алтая в плейстоцене и голоцене: автореф. дис. ... канд. биол. наук / В.В. Росина. – М., 2004. – 24 с.
19. Мерзлякин И.Р. Враги рукокрылых в Сумской области (северо-восточная Украина) / И.Р. Мерзлякин // *Plecotus et al. pars spec.* – 2002. – С. 115–117.

#### PARTICIPATION OF BATS (MAMMALIA, CHIROPTERA) FROM WESTERN SIBERIA IN CIRCULATION OF PATHOGENS OF ACTUAL ZOOSES

A.V. Zaykovskaya, D.A. Vasenkov, N.L. Pershikova,  
V.A. Ternovoy, A.M. Shestopalov, N.A. Donchenko, M.A. Potapov

*The work is devoted to research of ecology of bats in Western Siberia. The data of the study of the most mass species of bats on presence of pathogens of diseases potentially dangerous to the human was spent. It was shown the presence a micobakteria, lyssaviruses, coronaviruses in bats. The presence of influenza viruses was not revealed.*