

DOI: 10.21055/0370-1069-2026-1-26-33

УДК 616.98:579.841.11

Ю.А. Жукова, И.Б. Захарова

Потенциальные иммунодиагностические мишени для выявления *Burkholderia pseudomallei**Волгоградский научно-исследовательский противочумный институт, Волгоград, Российская Федерация*

Мелиоидоз является особо опасным инфекционным заболеванием, поражающим людей и животных преимущественно в странах Юго-Восточной Азии и на территории северной Австралии. Прогнозируемые в ближайшие годы распространение естественного ареала возбудителя – *Burkholderia pseudomallei* – и рост заболеваемости мелиоидозом представляют серьезную угрозу для общественного здравоохранения. Поскольку для выделения и идентификации культуры *B. pseudomallei* требуется до семи суток, необходим надежный тест для его быстрого прямого обнаружения непосредственно в клинических образцах, что позволит начать лечение надлежащими антибиотиками, предотвращая рецидивы заболевания и снижая уровень смертности. Усложняет разработку инструментов диагностики значительная адаптационная пластичность генома *B. pseudomallei*, который приобретает новые кодирующие последовательности в результате горизонтального переноса генов от микроорганизмов, занимающих с возбудителем мелиоидоза общую экологическую нишу. Большинство разработанных иммунодиагностических тестов для выявления *B. pseudomallei* созданы без должной стандартизации и не являются коммерчески доступными. Эти экспериментальные препараты обладают недостаточными чувствительностью и специфичностью и лучше всего работают с выделенной бактериальной культурой, сводя к минимуму преимущества быстрой диагностики. Основной задачей при создании простого, эффективного и экономичного иммунодиагностического экспресс-теста для выявления *B. pseudomallei* по-прежнему является выбор диагностической мишени. В обзоре представлен анализ литературных данных об имеющихся и перспективных методических инструментах ускоренного обнаружения возбудителя мелиоидоза иммунологическими методами и поиске новых потенциальных антигенных мишеней.

Ключевые слова: *B. pseudomallei*, мелиоидоз, иммунодиагностика, антиген.

Корреспондирующий автор: Жукова Юлия Александровна, e-mail: 6uoxumuk@mail.ru.

Для цитирования: Жукова Ю.А., Захарова И.Б. Потенциальные иммунодиагностические мишени для выявления *Burkholderia pseudomallei*. Проблемы особо опасных инфекций. 2026; 1:26–33. DOI: 10.21055/0370-1069-2026-1-26-33

Поступила 03.12.2024. Отправлена на доработку 15.03.2025. Принята к публикации 10.12.2025.

Yu.A. Zhukova, I.B. Zakharova

Potential Immunodiagnostic Targets for Detection of *Burkholderia pseudomallei**Volgograd Research Anti-Plague Institute, Volgograd, Russian Federation*

Abstract. Melioidosis is a particularly dangerous infectious disease that affects humans and animals primarily in Southeast Asia and northern Australia. The predicted spread of the natural range of the pathogen, *Burkholderia pseudomallei*, and the increase in melioidosis cases in the coming years threaten to become a serious public health issue. Since it takes up to seven days to isolate and identify a *B. pseudomallei* culture, a reliable test for its rapid direct detection in clinical samples is needed, which will allow for the initiation of treatment with appropriate antibiotics, preventing relapses and reducing mortality. The development of diagnostic approaches is complicated by the significant adaptive plasticity of the *B. pseudomallei* genome, which acquires new coding sequences as a result of horizontal gene transfer from microorganisms that share a common ecological niche with the causative agent of melioidosis. Most of the developed immunodiagnostic tests for the detection of *B. pseudomallei* were created without proper standardization and are not commercially available. These experimental tests have insufficient sensitivity and specificity and work best with an isolated bacterial culture, minimizing the advantages of rapid diagnostics. The selection of a diagnostic target remains the main challenge in developing a simple, cost-effective and valid rapid immunodiagnostic test for the detection of *B. pseudomallei*. This review presents an analysis of the literature data on existing and promising methodological approaches to the rapid detection of the causative agent of melioidosis using immunological methods and the search for new potential antigen targets.

Key words: *B. pseudomallei*, melioidosis, immunodiagnostics, antigen.

Conflict of interest: The authors declare no conflict of interest.

Funding: The authors declare no additional financial support for this study.

Corresponding author: Yulia A. Zhukova, e-mail: 6uoxumuk@mail.ru.

Citation: Zhukova Yu.A., Zakharova I.B. Potential Immunodiagnostic Targets for Detection of *Burkholderia pseudomallei*. *Problemy Osobo Opasnykh Infektsii [Problems of Particularly Dangerous Infections]*. 2026; 1:26–33. (In Russian). DOI: 10.21055/0370-1069-2026-1-26-33

Received 03.12.2024. Revised 15.03.2025. Accepted 10.12.2025.

Zhukova Yu.A., ORCID: <https://orcid.org/0000-0001-8524-1409>

Zakharova I.B., ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-7808-7658>

Мелиоидоз—опасное инфекционное заболевание человека и широкого круга животных, вызываемое граммотрицательной бактерией *Burkholderia pseudomallei*, которая входит в состав комплекса *B. pseudomallei*, включающего еще семь видов микроорганизмов, связанных между собой высокой степенью родства: *B. mallei*, *B. thailandensis*, *B. humptydooensis*, *B. oklahomensis*, *B. singularis*, *B. mayonis* sp. nov., *B. savannae* sp. nov. [1]. Вследствие высокой патогенности и отсутствия коммерчески доступных вакцин для профилактики мелиоидоза *B. pseudomallei* относят к потенциальным агентам биотерроризма [2].

Возбудитель мелиоидоза обитает в ризосфере, влажной почве, а также в поверхностных и подземных водах многих тропических и субтропических регионов [3]. Известно, что мелиоидоз является эндемичным почти в 50 странах мира, при этом наибольшее его бремя приходится на Юго-Восточную Азию и северную часть Австралии. Все чаще сообщается о случаях мелиоидоза на Ближнем Востоке, в Африке, южной части Тихого океана, Центральной и Южной Америке, причем, по мнению ведущих специалистов в области эпидемиологии мелиоидоза, текущие показатели заболеваемости в этих регионах, вероятно, значительно занижены [4, 5]. Рост числа выявляемых случаев сахарного диабета, являющегося фактором риска заражения мелиоидозом, значительное увеличение количества международных поездок, возможность зоонозного распространения при обширном перечне восприимчивых к *B. pseudomallei* видов животных, а также динамические климатические изменения могут дестабилизировать текущую экологию возбудителя и способствовать географической диссеминации мелиоидоза [6].

Попадая в организм через раневые поверхности, посредством вдыхания или проглатывания контаминированной почвы либо воды, *B. pseudomallei* может вызывать как локализованную инфекцию, так и тяжелые формы заболевания с образованием множественных септико-некротических очагов во внутренних органах и тканях [7]. Более 40 % пациентов с острым септическим мелиоидозом умирают в течение 48 часов после поступления в стационар [8]. Ввиду того что *B. pseudomallei* обладает устойчивостью к большинству противомикробных препаратов, быстрая диагностика мелиоидоза имеет решающее значение для назначения оптимального курса антибиотикотерапии и выживания пациентов [9].

Постановка окончательного диагноза при мелиоидозе основывается на выделении культуры и требует до семи суток. К настоящему времени показано, что диагностическая эффективность бактериологического метода не превышает 60 %, что во многом связано с возможностью образования некультивируемых форм *B. pseudomallei* [10]. Для идентификации возбудителя мелиоидоза используют такие современные методы исследования, как полимеразная цепная реакция, MALDI-TOF-масс-спектрометрия и секвенирование.

Детекция возбудителя мелиоидоза с помощью иммунологических методов, основанных на использовании в качестве антигенов клеточных экстрактов. Антигенами, которые могут быть полезны для диагностики мелиоидоза, являются культуральный фильтрат и цельноклеточные антигены, но существенный недостаток данных препаратов заключается в том, что их получение не стандартизировано и не воспроизводимо в разных лабораториях [11].

Наиболее распространенным быстрым методом лабораторной диагностики мелиоидоза на эндемичных территориях в условиях недостаточных возможностей является реакция непрямой гемагглютинации (РНГА), используемая для определения титров антител у пациентов. Для данного анализа эритроциты барана сенсибилизируют антигенами клеточных экстрактов, полученных из местных клинических изолятов *B. pseudomallei* [12, 13]. Однако наличие высокого уровня фоновых антител из-за предшествующего контакта с близкородственными видами бактерий, населяющими окружающую среду эндемичных регионов, в особенности *B. thailandensis*, приводит к снижению специфичности метода, а также невозможности отслеживать ответную реакцию организма на лечение [12]. По этой причине серодиагностика имеет большее значение в районах, где зарегистрированы лишь единичные случаи мелиоидоза, для установления диагноза у путешественников, вернувшихся с эндемичных территорий [2]. Чувствительность теста зависит от стадии и формы заболевания: положительный результат РНГА обнаруживают менее чем у 60 % пациентов с острым мелиоидозом при бактериологически подтвержденном диагнозе, у пациентов с хроническим течением заболевания процент положительных результатов в РНГА несколько выше. До 30 % больных мелиоидозом являются серонегативными, причем продолжительность периода сероконверсии непредсказуема [13].

На сегодняшний день детекция возбудителя мелиоидоза методом РНГА осуществляется с применением эритроцитарных диагностикумов, изготовленных на основе поликлональных иммуноглобулинов сывороток лабораторных животных, полученных при иммунизации цельноклеточными антигенами. В ФКУЗ Волгоградский научно-исследовательский противочумный институт Роспотребнадзора был разработан набор реагентов «Диагностикум эритроцитарный сапной и мелиоидозный иммуноглобулиновый сухой» (РУ № ФСР 2011/11613). Не дифференцируя виды *B. pseudomallei*, *B. mallei* и *B. thailandensis*, данный препарат является группоспецифическим и позволяет обнаружить буркхольдерии в пробах с концентрацией бактерий не менее $1 \cdot 10^6$ КОЕ/мл [14].

Иммунофлуоресцентный анализ (МФА) с использованием моноклональных антител (МКА), полученных против неочищенного цельноклеточного экстракта *B. pseudomallei*, показал чувствительность значительно ниже по сравнению с бактериологиче-

ским методом диагностики и может быть применен лишь для быстрого скрининга клинических образцов с высокой бактериальной нагрузкой [13].

Таким образом, иммунологические подходы, основанные на использовании клеточных экстрактов возбудителя мелиоидоза, не позволяют в полной мере дифференцировать патоген от близкородственных микроорганизмов.

Детекция возбудителя мелиоидоза с помощью иммунологических методов, основанных на использовании в качестве антигенов липополисахарида и капсульного полисахарида. Наиболее востребованными иммунодиагностическими мишенями являются следующие компоненты клетки *B. pseudomallei*: липополисахарид (LPS) и капсульный полисахарид (CPS).

LPS представляет собой гликолипид, обрамляющий наружную поверхность клеточной стенки грамотрицательных бактерий, и состоит из трех компонентов: липида А, коровой области и полисахаридной цепи О-антигена (О-PS). Структура О-PS *B. pseudomallei* представляет собой неразветвленный гетерополимер повторяющихся звеньев [-3)-β-D-глюкопираноза-(1-3)-6-дезоксид-α-1-талопираноза-(1-)] и обозначается как О-PS типа II [15]. Кластер биосинтеза LPS обнаружен на хромосоме I (BPSL2672-BPSL2688) [16]. LPS возбудителя мелиоидоза иммунологически классифицируется на ряд серотипов: А, В и В2, – причем каждый серотип гетерогенно распределен в разных географических точках. В Таиланде и Австралии наиболее распространен LPS типа А, в Индии – LPS В, тогда как LPS В2 в Таиланде не обнаружен, но выявлен в Австралии и Папуа – Новой Гвинее [17, 18]. По этой причине использование О-PS в качестве антигена для разработки методов обнаружения *B. pseudomallei* из разных регионов мира приводит к ложноотрицательным результатам [11].

CPS, являющийся одним из основных факторов вирулентности возбудителя мелиоидоза, представлен плотно упакованными полисахаридами, обеспечивающими барьер вокруг бактериальных клеток и играющими роль в их адгезии. У *B. pseudomallei* идентифицированы четыре типа экзополисахаридов: CPS I, CPS II, CPS III и CPS IV [19]. Наиболее охарактеризованным является CPS I (BPSL2787-2810), который присутствует во всех клинических изолятах возбудителя мелиоидоза в виде высокомолекулярного неразветвленного полимера, состоящего из остатков [-3)-2-О-ацетил-6-дезоксид-β-D-манногептопираноза-(1-)], и обозначается в некоторых работах как О-PS типа I [15]. Кластер генов CPS I имеет признаки, свидетельствующие о его горизонтальном приобретении. Считается, что это было ключевым событием в эволюции патогенности *B. pseudomallei* по сравнению с *B. thailandensis*, у большинства штаммов которой присутствует кластер биосинтеза экзополисахарида (EPS) с относительно низкой гомологией с кластером CPS I (75 %). У вариантных по

структуре капсулы штаммов *B. thailandensis* (BTCV) вместо EPS имеется *B. pseudomallei*-подобный кластер генов CPS с идентичностью последовательности с CPS I 95 % [19], который также был приобретен путем горизонтального переноса.

Самыми популярными мишенями для МКА против *B. pseudomallei* являются эпитопы LPS и CPS. При прямом выявлении *B. pseudomallei* в образцах крови с использованием МКА, направленных против CPS, чувствительность МФА составляет 100 %, а специфичность – 99,6 % [20]. В случае с иными клиническими пробами данная методика продемонстрировала чувствительность в диапазоне от 32,7 % (для образцов из дыхательных путей) до 50 % (для образцов гноя) [7]. К недостаткам метода можно отнести тенденцию ошибочно идентифицировать флуоресцирующий дебрис как интактные бактериальные клетки [21].

Для быстрой идентификации *B. pseudomallei* разработано множество вариантов относительно простой в исполнении реакции латекс-агглютинации (РЛА) [22–24]. Сообщалось, что чувствительность РЛА на основе МКА к экзополисахариду *B. pseudomallei* при тестировании бактериальной суспензии составляет 98,7 % со специфичностью 97,2 % [25]. Достоверные результаты могут быть получены только при условии накопления культуры *B. pseudomallei*, позволяющей получить бактериальную взвесь высокой плотности, что сводит на нет преимущество раннего выявления возбудителя [7]. Отмечены ложноположительные перекрестные реакции с микроорганизмами рода *Burkholderia*, включая *B. thailandensis*, *B. cepacia* и *B. multivorans*, а также *Staphylococcus aureus* [7, 26]. Кроме того, минусом данного метода в диагностике мелиоидоза является отсутствие стандартизированных коммерчески доступных реагентов [27].

Многообещающим диагностическим подходом для исследования клинических образцов является иммунохроматографический анализ (ИХА), при котором нитроцеллюлозная мембранная полоска покрывается высокоаффинными МКА к CPS *B. pseudomallei* [28]. Разработан коммерческий тест «Active Melioidosis Detect™ Rapid Test» для обнаружения возбудителя мелиоидоза без специальных оборудования и условий хранения, соответствующий критериям доступности, удобства в использовании, быстроты и обеспечивающий визуальный положительный или отрицательный результат анализа в течение 15 минут [29].

Чувствительность ИХА на основе МКА к CPS при исследовании бактериальной взвеси чистой культуры *B. pseudomallei* составила 98,7 % при специфичности 97,2 %, при этом анализ характеризовался низким пределом обнаружения возбудителя (приблизительно 2 нг/мл) [30]. Примечательно, что ложноотрицательный результат был получен для изолята с мутацией сдвига рамки считывания в гене *wcbR*, снижающей выработку CPS [19]. При исследовании

довании клинических образцов сыворотки/плазмы крови, мочи, мокроты и гноя при бактериологически подтвержденных случаях мелиоидоза чувствительность ИХА составляла от 56 до 65 % [28, 29, 31].

Не преодолена и проблема ложноположительных результатов ИХА при выявлении *B. pseudomallei* из-за перекрестной реактивности капсульных антигенов возбудителя мелиоидоза и близкородственных видов микроорганизмов [32].

Разработан способ детекции *B. pseudomallei* методом ИХА на основе обнаружения CPS, обеспечивающий выявление патогена в пробах гемокультур с концентрацией $1 \cdot 10^7$ КОЕ/мл. Однако по своей чувствительности данный тест уступал ранее предложенному «Active Melioidosis Detect™ Rapid Test». Полученные результаты указывают на перспективность дальнейшего совершенствования созданного прототипа и его внедрения в лабораторную диагностику возбудителя у человека [33].

Таким образом, предложенные иммунологические подходы для выявления возбудителя мелиоидоза с применением в качестве мишени LPS или CPS оказались более чувствительными и специфичными, нежели подходы, основанные на использовании клеточных экстрактов.

Детекция возбудителя мелиоидоза с помощью иммунологических методов, основанных на использовании в качестве антигенов поверхностных белков. Для разработки способов выявления возбудителя мелиоидоза с помощью иммунологических методов также использовались различные поверхностные белки *B. pseudomallei*, обладающие антигенными свойствами.

Белок Hcp1 (hemolysin-coregulated protein 1) – компонент системы секреции VI типа, связанной с вирулентностью *B. pseudomallei*, структурно отличается от такового у *B. thailandensis*; следовательно, среди здоровых людей в эндемичных районах серопозитивность к этому антигену менее распространена, чем к O-PS [34], что делает предпочтительным использование Hcp1 для выявления антител к *B. pseudomallei*. Непрямой твердофазный иммуноферментный метод (ТИФМ) на основе Hcp1 в северо-восточном Таиланде продемонстрировал чувствительность 68 % и специфичность 95 % для клинических образцов [35].

Шаперонин GroEL представляет собой белок теплового шока, рассматриваемый в качестве перспективного серодиагностического антигена возбудителя мелиоидоза из-за своих значительных иммуногенных характеристик. Однако перекрестно-реактивные эпитопы данного белка у *Pseudomonas* spp. и других грамотрицательных неферментирующих бактерий часто приводят к ложноположительным результатам анализов [36].

Большой интерес в плане использования в качестве мишеней для получения МКА представляют и структурные белки внешней мембраны *B. pseudomallei* OmpA и Omp85. ТИФМ на основе

OmpA для выявления специфических антител к возбудителю характеризуется чувствительностью 82–95 % и специфичностью 93–98 % [37]. Кроме того, признанные иммуногенными, они были предложены в качестве потенциальных кандидатов для разработки вакцины против мелиоидоза [36]. Проведена работа по созданию продуцентов рекомбинантных белков Omp38 и OmpA/MotB: *E. coli* BL21(DE3) VpsOmp39 и *E. coli* BL21(DE3) VpsOmpA, – которые имеют высокий потенциал для разработки способов выявления возбудителя мелиоидоза с помощью иммунологических методов, как для получения на их основе МКА, так и использования в качестве основы для антигенного диагностикума [38, 39].

Флагеллин (FliC), представленный тысячами повторяющихся субъединиц жгутикового филамента – молекулярного пропеллера *B. pseudomallei*, также является иммунодоминантным белком [40]. ТИФМ с использованием FliC в качестве антигена достиг 82–93 % чувствительности и 94–96 % специфичности [10]. Однако способы детекции патогена с применением в качестве мишени OmpA продемонстрировали лучшие диагностические показатели по сравнению с таковыми на основе FliC [37]. Необходимо отметить, что гены флагеллина *fliC* *B. pseudomallei* и *B. thailandensis* обладают высокой гомологичностью последовательности, что ограничивает область применения FliC для разработки диагностических препаратов в эндемичных регионах. Опубликована работа, посвященная созданию и применению в ранней диагностике мелиоидоза химерного белка rGroEL-FLAG300 [10]. Фрагмент белка флагеллина FLAG300 выступает в роли мишени для антител, но экспрессируется в небольшом количестве в виде неправильно свернутого нерастворимого протеина. Шаперонин GroEL способствует его сворачиванию *in vivo* и повышает растворимость, биологическую активность и выход конечного продукта. Однако результаты ТИФМ с сыворотками пациентов, инфицированных иными грамотрицательными бактериями (*Escherichia coli*, *Klebsiella pneumoniae*, *Pseudomonas* spp.), показали перекрестную реактивность к общим иммунодоминантным эпитопам химерного белка rGroEL-FLAG300, что подвергает сомнению целесообразность его использования в качестве диагностического протеина.

Весьма вариabельными вирулентными поверхностными полипептидами *B. pseudomallei* являются фимбриальные белки. Фимбрии типа I, образуемые филаментами, связываются с наружными остатками D-маннозы клеток хозяина, рецепторами гликопротеинов, экспрессируемыми кишечным эпителием и макрофагами, тем самым облегчая интернализацию бактерий во время кишечной инфекции [15]. Кластер фимбриальных генов демонстрирует генетические вариации с несколькими аллелями, преимущественно обнаруживаемыми в разных географических точках. Азиатские штаммы обычно обладают иерсиниеподобным фимбриальным кластером генов (YLF),

который, как полагают, был получен путем горизонтального переноса. Показано, что предполагаемый фимбриальный белок I типа (BPSL1626) вызывает иммунный ответ и обладает потенциалом в качестве кандидата на вакцину против мелиоидоза [41]. В то время как *B. thailandensis*-подобный кластер генов жгутика и хемотаксиса (BTFC) наиболее распространен среди *B. pseudomallei* в Австралии. Кластеры генов YLF и BTFC являются взаимоисключающими между двумя эндемичными регионами [19], что ограничивает использование потенциальных способов обнаружения патогена с помощью иммунологических методов на основе фимбриального белка I типа (BPSL1626).

Среди других антигенов, которые рассматривали в качестве перспективных для детекции возбудителя мелиоидоза с помощью МФА, ИХА, поверхностного плазмонного резонанса и спектроскопии электрохимического импеданса, можно отметить белки системы секреции III типа VipD и ВорЕ, а также предполагаемую оксидоредуктазу BPSL2748. Проведена работа по созданию аптамеров для указанных выше белков, полученных рекомбинантным образом и очищенных с помощью аффинной хроматографии. Однако процесс отбора *in vitro* первоначальных молекул аптамеров не был завершен, поэтому в результате данного анализа не сформированы окончательные последовательности новых диагностических реагентов [11].

Таким образом, с иммунологическими подходами для детекции *B. pseudomallei*, основанными на использовании в качестве мишеней поверхностных белков, связаны основные надежды исследователей в отношении преодоления проблемы перекрестной реактивности.

Из вышеуказанного видно, что используемые иммунологические тесты для ускоренной диагностики мелиоидоза часто основаны на антигенах из неочищенных клеточных экстрактов, широкое применение которых ограничено проблемой стандартизации. Существует необходимость в разработке иммуноанализов на основе рекомбинантных белковых антигенов *B. pseudomallei* для прямого выявления возбудителя в клинических образцах и пробах из объектов окружающей среды, а также для серодиагностики мелиоидоза, которые не вступали бы в перекрестную реакцию с антигенами близкородственных представителей рода *Burkholderia*. Высококочувствительные и специфичные препараты, сконструированные с использованием хорошо охарактеризованных рекомбинантных антигенов, смогут обеспечить оперативную диагностику, а значит, и более эффективное лечение пациентов с мелиоидозом. Несмотря на наличие надежных методов клонирования, экспрессии и очистки белков патогенных буркхольдерий, а также развитие новых диагностических подходов для их идентификации, таких как создание высокоаффинных аптамеров, правильный выбор мишени все еще остается сложной задачей.

Конфликт интересов. Авторы подтверждают отсутствие конфликта финансовых/нефинансовых интересов, связанных с написанием статьи.

Финансирование. Авторы заявляют об отсутствии дополнительного финансирования при проведении данного исследования.

Список литературы

- Hall C.M., Baker A.L., Sahl J.W., Mayo M., Scholz H.C., Kaestli M., Schupp J., Martz M., Settles E.W., Busch J.D., Sidak-Loftis L., Thomas A., Kreutzer L., Georgi E., Schweizer H.P., Warner J.M., Keim P., Currie B.J., Wagner D.M. Expanding the *Burkholderia pseudomallei* complex with the addition of two novel species: *Burkholderia mayonis* sp. nov. and *Burkholderia savanna* sp. nov. *Appl. Environ. Microbiol.* 2022; 88(1):e01583-21. DOI: 10.1128/AEM.01583-21.
- Meumann E.M., Limmathurotsakul D., Dunachie S.J., Wiersinga W.J., Currie B.J. *Burkholderia pseudomallei* and melioidosis. *Nat. Rev. Microbiol.* 2024; 22(3):155–69. DOI: 10.1038/s41579-023-00972-5.
- Oslan S.N.H., Yusoff A.H., Mazlan M., Lim S.J., Khoo J.J., Oslan, S.N., Ismail A. Comprehensive approaches for the detection of *Burkholderia pseudomallei* and diagnosis of melioidosis in human and environmental samples. *Microb. Pathog.* 2022; 169:105637. DOI: 10.1016/j.micpath.2022.105637.
- Birnie E., Biemond J.J., Wiersinga W.J. Drivers of melioidosis endemicity: epidemiological transition, zoonosis, and climate change. *Curr. Opin. Infect. Dis.* 2022; 35(3):196–204. DOI: 10.1097/QCO.0000000000000827.
- Currie B.J. Melioidosis and *Burkholderia pseudomallei*: progress in epidemiology, diagnosis, treatment and vaccination. *Curr. Opin. Infect. Dis.* 2022; 35(6):517–23. DOI: 10.1097/QCO.0000000000000869.
- Norman F.F., Chen L.H. Travel-associated melioidosis: a narrative review. *J. Travel. Med.* 2023; 30(3):taad039. DOI: 10.1093/jtm/taad039.
- Gassiep I., Armstrong M., Norton R. Human melioidosis. *Clin. Microbiol. Rev.* 2020; 33(2):e00006-19. DOI: 10.1128/CMR.00006-19.
- Chantratita N., Phunpang R., Yarasai A., Dulsuk A., Yimthin T., Onofrey L.A., Coston T.D., Thiansukhon E., Chaisuksant S., Tanwisaid K., Chuananont S., Morakot C., Sangsa N., Chayangsu S., Silakun W., Buasi N., Chetchotisakd P., Day N.P., Lertmemongkolchai G., West T.E. Characteristics and one year outcomes of melioidosis patients in Northeastern Thailand: A prospective, multicenter cohort study. *Lancet Reg. Health. Southeast Asia.* 2023; 9:100118. DOI: 10.1016/j.lansea.2022.100118.
- Sullivan R.P., Marshall C.S., Anstey N.M., Ward L., Currie B.J. 2020 Review and revision of the 2015 Darwin melioidosis treatment guideline: paradigm drift not shift. *PLoS Negl. Trop. Dis.* 2020; 14(9):e0008659. DOI: 10.1371/journal.pntd.0008659.
- Wajanarogana S., Taylor W.R., Kritsirivuthinan K. Enhanced serodiagnosis of melioidosis by indirect ELISA using the chimeric protein rGroEL-FLAG300 as an antigen. *BMC Infect. Dis.* 2022; 22(1):387. DOI: 10.1186/s12879-022-07369-4.
- Selvam K., Khalid M.F., Mustafa K.M.F., Harun A., Aziah I. BipD of *Burkholderia pseudomallei*: structure, functions, and detection methods. *Microorganisms.* 2021; 9(4):711. DOI: 10.3390/microorganisms9040711.
- Chaichana P., Jenjaroen K., Amornchai P., Chumseng S., Langla S., Rongkard P., Sumonwiriya M., Jeeypant A., Chantratita N., Teparrukkul P., Limmathurotsakul D., Day N.P.J., Wuthiekanun V., Dunachie S.J. Antibodies in melioidosis: the role of the indirect hemagglutination assay in evaluating patients and exposed populations. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 2018; 99(6):1378–85. DOI: 10.4269/ajtmh.17-0998.
- Lau S.K., Sridhar S., Ho C.C., Chow W.N., Lee K.C., Lam C.W., Yuen K.Y., Woo P.C. Laboratory diagnosis of melioidosis: past, present and future. *Exp. Biol. Med. (Maywood).* 2015; 240(6):742–51. DOI: 10.1177/1535370215583801.
- Прохватилова Е.В., Антонов В.А., Викторов Д.В., Храпова Н.П., Ткаченко Г.А., Илохин В.И., Захарова И.Б., Гришина М.А., Плеханова Н.Г., Новицкая И.В., Кулаков М.Я., Булатова Т.В., Корсакова И.И., Савченко С.С., Бондарева О.С., Тетерятникова Н.Н., Сенина Т.В., Лопастейская Я.А., Батурин А.А., Куликова А.С. Сравнительная оценка информативности иммунологических и молекулярно-генетических методов и средств на этапах специфической индикации возбудителя мелиоидоза. *Клиническая лабораторная диагностика.* 2014; 59(12):55–9.
- Bzdyl N.M., Moran C.L., Bendo J., Sarkar-Tyson M. Pathogenicity and virulence of *Burkholderia pseudomallei*. *Virulence.* 2022; 13(1):1945–65. DOI: 10.1080/21505594.2022.2139063.
- Holden M.T., Titball R.W., Peacock S.J., Cerdeño-Tárraga A.M., Atkins T., Crossman L.C., Pitt T., Churcher C., Mungall K.,

- Bentley S.D., Sebahia M., Thomson N.R., Bason N., Beacham I.R., Brooks K., Brown K.A., Brown N.F., Challis G.L., Cherevach I., Chillingworth T., Cronin A., Crossett B., Davis P., DeShazer D., Feltwell T., Fraser A., Hance Z., Hauser H., Holroyd S., Jagels K., Keith K.E., Maddison M., Moule S., Price C., Quail M.A., Rabinowitsch E., Rutherford K., Sanders M., Simmonds M., Songsvilait S., Stevens K., Tumapa S., Vesaratchave M., Whitehead S., Yeats C., Barrell B.G., Oyston P.C.F., Parkhill J. Genomic plasticity of the causative agent of melioidosis, *Burkholderia pseudomallei*. *Proc. Natl Acad. Sci. USA*. 2004; 101(39):14240–5. DOI: 10.1073/pnas.0403302101.
17. Webb J.R., Rachlin A., Rigas V., Sarovich D.S., Price E.P., Kaestli M., Mayo M., Currie B.J. Tracing the environmental footprint of the *Burkholderia pseudomallei* lipopolysaccharide genotypes in the tropical “Top End” of the Northern Territory, Australia. *PLoS Negl. Trop. Dis.* 2019; 13(7):e0007369. DOI: 10.1371/journal.pntd.0007369.
18. Shaw T., Tellapragada C., Kamath A., Kalwaje Eshwara V., Mukhopadhyay C. Implications of environmental and pathogen-specific determinants on clinical presentations and disease outcome in melioidosis patients. *PLoS Negl. Trop. Dis.* 2019; 13(5):e0007312. DOI: 10.1371/journal.pntd.0007312.
19. Chomkatekaw C., Boonklang P., Sangphukieo A., Chewapreecha C. An evolutionary arms race between *Burkholderia pseudomallei* and host immune system: what do we know? *Front. Microbiol.* 2021; 11:612568. DOI: 10.3389/fmicb.2020.612568.
20. Dulsuk A., Paksanont S., Sangchankoom A., Ekchariyawat P., Phunpang R., Jutrakul Y., Chantratita N., West T.E. Validation of a monoclonal antibody-based immunofluorescent assay to detect *Burkholderia pseudomallei* in blood cultures. *Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg.* 2016; 110(11):670–2. DOI: 10.1093/trstmh/trw079.
21. Woods K.L., Boutthasavong L., NicFhogartaigh C., Lee S.J., Davong V., AuCoin D.P., Dance D.A.B. Evaluation of a rapid diagnostic test for detection of *Burkholderia pseudomallei* in the Lao People’s Democratic Republic. *J. Clin. Microbiol.* 2018; 56(7):e02002-17. DOI: 10.1128/JCM.02002-17.
22. Dharakul T., Songsvilait S., Smithikarn S., Thepthai C., Leelaporn A. Rapid identification of *Burkholderia pseudomallei* in blood cultures by latex agglutination using lipopolysaccharide-specific monoclonal antibody. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 1999; 61(4):658–62. DOI: 10.4269/ajtmh.1999.61.658.
23. Anuntagool N., Naigowit P., Petkanchanapong V., Aramsri P., Panichakul T., Sirisinha S. Monoclonal antibody-based rapid identification of *Burkholderia pseudomallei* in blood culture fluid from patients with community-acquired septicemia. *J. Med. Microbiol.* 2000; 49(12):1075–8. DOI: 10.1099/0022-1317-49-12-1075.
24. Hodgson K., Engler C., Govan B., Ketheesan N., Norton R. Comparison of routine bench and molecular diagnostic methods in identification of *Burkholderia pseudomallei*. *J. Clin. Microbiol.* 2009; 47(5):1578–80. DOI: 10.1128/JCM.02507-08.
25. Duval B.D., Elrod M.G., Gee J.E., Chantratita N., Tandhavanant S., Limmathurotsakul D., Hoffmaster A.R. Evaluation of a latex agglutination assay for the identification of *Burkholderia pseudomallei* and *Burkholderia mallei*. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 2014; 90(6):1043–6. DOI: 10.4269/ajtmh.14-0025.
26. Muangsombut V., Withatanung P., Chantratita N., Chareonsudjai S., Lim J., Galyov E.E., Öttiwet O., Sengyee S., Janesomboon S., Loessner M.J., Dunne M., Korbsrisate S. Rapid clinical screening of *Burkholderia pseudomallei* colonies by a bacteriophage tail fiber-based latex agglutination assay. *Appl. Environ. Microbiol.* 2021; 87(12):e0301920. DOI: 10.1128/AEM.03019-20.
27. Peeters M., Chung P., Lin H., Mortelmans K., Phe C., San C., Kuipers L.M.F., Teav S., Phe T., Jacobs J. Diagnostic accuracy of the InBioS AMD rapid diagnostic test for the detection of *Burkholderia pseudomallei* antigen in grown blood culture broth. *Eur. J. Clin. Microbiol. Infect. Dis.* 2018; 37(6):1169–77. DOI: 10.1007/s10096-018-3237-3.
28. Rizzi M.C., Rattanavong S., Bouthasavong L., Seubsanith A., Vongsouvath M., Davong V., De Silvestri A., Manciuilli T., Newton P.N., Dance D.A. Evaluation of the Active Melioidosis Detect™ test as a point-of-care tool for the early diagnosis of melioidosis: a comparison with culture in Laos. *Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg.* 2019; 113(12):757–63. DOI: 10.1093/trstmh/trz092.
29. Currie B.J., Woerle C., Mayo M., Meumann E.M., Baird R.W. What is the role of lateral flow immunoassay for the diagnosis of melioidosis? *Open Forum Infect. Dis.* 2022; 9(5):ofac149. DOI: 10.1093/ofid/ofac149.
30. Houghton R.L., Reed D.E., Hubbard M.A., Dillon M.J., Chen H., Currie B.J., Mayo M., Sarovich D.S., Theobald V., Limmathurotsakul D., Wongsuvan G., Chantratita N., Peacock S.J., Hoffmaster A.R., Duval B., Brett P.J., Burtnick M.N., Aucoin D.P. Development of a prototype lateral flow immunoassay (LFI) for the rapid diagnosis of melioidosis. *PLoS Negl. Trop. Dis.* 2014; 8(3):e2727. DOI: 10.1371/journal.pntd.0002727.
31. Venkateswaran K.S., Parameswaran N., Sarwar J., Plummer A., Santos A., Pillai C.A., Bowen S., Granville M., Selvan S., Babu P., Thirunavukkarasu N., Venkateswaran N., Sharma S., Morse S.A., Anderson K., Hodge D.R., Pillai S.P. Rapid presumptive identification of *Burkholderia mallei* and *Burkholderia pseudomallei* clinical isolates using a highly specific lateral flow assay. *Health Secur.* 2022; 20(2):164–71. DOI: 10.1089/hs.2021.0172.
32. Rongkard P., Hantrakun V., Dittrich S., Srilohasin P., Amornchai P., Langla S., Lim C., Day N.P.J., AuCoin D., Wuthiekanun V., Limmathurotsakul D. Utility of a lateral flow immunoassay (LFI) to detect *Burkholderia pseudomallei* in soil samples. *PLoS Negl. Trop. Dis.* 2016; 10(12):e0005204. DOI: 10.1371/journal.pntd.0005204.
33. Nualnoi T., Wongwitwichot P., Kaewmanee S., Chanchay P., Wongpanti N., Ueangsuwan T., Siangsanor R., Chotirouangnapa W., Saechin T., Thungtin S., Szekely J., Wattanachant C., Saechan V. Development of an antigen capture lateral flow immunoassay for the detection of *Burkholderia pseudomallei*. *Diagnostics.* 2024; 14(10):1033. DOI: 10.3390/diagnostics14101033.
34. Pumphuang A., Dunachie S.J., Phokrai P., Jenjaroen K., Sintiprungrat K., Boonsilp S., Brett P.J., Burtnick M.N., Chantratita N. Comparison of O-polysaccharide and hemolysin co-regulated protein as target antigens for serodiagnosis of melioidosis. *PLoS Negl. Trop. Dis.* 2017; 11(3):e0005499. DOI: 10.1371/journal.pntd.0005499.
35. Amornchai P., Hantrakun V., Wongsuvan G., Wuthiekanun V., Wongratanaheewin S., Teparrakul P., West T.E., AuCoin D., Day N.P.J., Brett P.J., Burtnick M.N., Chantratita N., Limmathurotsakul D. Evaluation of antigen-detecting and antibody-detecting diagnostic test combinations for diagnosing melioidosis. *PLoS Negl. Trop. Dis.* 2021; 15(11):e0009840. DOI: 10.1371/journal.pntd.0009840.
36. Kritsiriruwthinan K., Wajanarogana S., Choosang K., Homsian J., Rerkthanom S. Production and evaluation of recombinant *Burkholderia pseudomallei* GroEL and OmpA proteins for serodiagnosis of melioidosis. *Acta Trop.* 2018; 178:333–9. DOI: 10.1016/j.actatropica.2017.10.019.
37. Lee S.H., Lu Y.P., Shih W.L., Chang C.D., Tu Y.C., Lai I.H. Development of an immunoassay using recombinant outer membrane protein A and flagellin for diagnosis of goats with melioidosis. *J. Vet. Med. Sci.* 2020; 82(3):325–32. DOI: 10.1292/jvms.19-0072.
38. Кузютина Ю.А., Захарова И.Б., Савченко С.С., Лопастейская Я.А., Молчанова Е.В., Викторов Д.В. Поиск потенциальных мишеней для детекции и дифференциации штаммов возбудителей мелиоидоза и сапа. *Вестник Волгоградского государственного медицинского университета.* 2016; 4(4):114–7.
39. Кузютина Ю.А., Захарова И.Б., Викторов Д.В. Конструирование рекомбинантных штаммов *E. coli*-продуцентов специфических антигенов *Burkholderia pseudomallei*. *Инфекция и иммунитет.* 2019; 9(1):203–8. DOI: 10.15789/2220-7619-2019-1-203-208.
40. Koosakulnirand S., Phokrai P., Jenjaroen K., Roberts R.A., Utaisincharoen P., Dunachie S.J., Brett P.J., Burtnick M.N., Chantratita N. Immune response to recombinant *Burkholderia pseudomallei* FliC. *PLoS One.* 2018; 13(6):e0198906. DOI: 10.1371/journal.pone.0198906.
41. Capelli R., Peri C., Villa R., Nithichanon A., Conchillo-Solé O., Yero D., Gagni P., Chiari M., Lertmemongkolchai G., Cretich M., Daura X., Bolognesi M., Colombo G., Goulay L.J. BPSL1626: reverse and structural vaccinology reveal a novel candidate for vaccine design against *Burkholderia pseudomallei*. *Antibodies (Basel).* 2018; 7(3):26. DOI: 10.3390/antib7030026.

References

1. Hall C.M., Baker A.L., Sahl J.W., Mayo M., Scholz H.C., Kaestli M., Schupp J., Martz M., Settles E.W., Busch J.D., Sidak-Loftis L., Thomas A., Kreutzer L., Georgi E., Schweizer H.P., Warner J.M., Keim P., Currie B.J., Wagner D.M. Expanding the *Burkholderia pseudomallei* complex with the addition of two novel species: *Burkholderia mayonis* sp. nov. and *Burkholderia savannae* sp. nov. *Appl. Environ. Microbiol.* 2022; 88(1):e01583-21. DOI: 10.1128/AEM.01583-21.
2. Meumann E.M., Limmathurotsakul D., Dunachie S.J., Wiersinga W.J., Currie B.J. *Burkholderia pseudomallei* and melioidosis. *Nat. Rev. Microbiol.* 2024; 22(3):155–69. DOI: 10.1038/s41579-023-00972-5.
3. Oslan S.N.H., Yusoff A.H., Mazlan M., Lim S.J., Khoo J.J., Oslan, S.N., Ismail A. Comprehensive approaches for the detection of *Burkholderia pseudomallei* and diagnosis of melioidosis in human and environmental samples. *Microb. Pathog.* 2022; 169:105637. DOI: 10.1016/j.micpath.2022.105637.
4. Birnie E., Biemond J.J., Wiersinga W.J. Drivers of melioidosis endemicity: epidemiological transition, zoonosis, and climate change. *Curr. Opin. Infect. Dis.* 2022; 35(3):196–204. DOI: 10.1097/QCO.0000000000000827.
5. Currie B.J. Melioidosis and *Burkholderia pseudomallei*: progress in epidemiology, diagnosis, treatment and vaccination. *Curr. Opin. Infect. Dis.* 2022; 35(6):517–23. DOI: 10.1097/QCO.0000000000000869.
6. Norman F.F., Chen L.H. Travel-associated melioidosis: a narrative review. *J. Travel. Med.* 2023; 30(3):taad039. DOI: 10.1093/jtm/taad039.

7. Gassiep I., Armstrong M., Norton R. Human melioidosis. *Clin. Microbiol. Rev.* 2020; 33(2):e00006-19. DOI: 10.1128/CMR.00006-19.
8. Chantratita N., Phunpang R., Yarasai A., Dulsuk A., Yimthinn T., Onofrey L.A., Coston T.D., Thiansukhon E., Chaisuksant S., Tanwisaid K., Chuananont S., Morakot C., Sangsa N., Chayangsu S., Silakun W., Buasi N., Chetchotisakd P., Day N.P., Lertmomeongkolchai G., West T.E. Characteristics and one year outcomes of melioidosis patients in Northeastern Thailand: A prospective, multicenter cohort study. *Lancet Reg. Health. Southeast Asia.* 2023; 9:100118. DOI: 10.1016/j.lansea.2022.100118.
9. Sullivan R.P., Marshall C.S., Anstey N.M., Ward L., Currie B.J. 2020 Review and revision of the 2015 Darwin melioidosis treatment guideline; paradigm drift not shift. *PLoS Negl. Trop. Dis.* 2020; 14(9):e0008659. DOI: 10.1371/journal.pntd.0008659.
10. Wajanarogana S., Taylor W.R., Kritsiriruwthinan K. Enhanced serodiagnosis of melioidosis by indirect ELISA using the chimeric protein rGroEL-FLAG300 as an antigen. *BMC Infect. Dis.* 2022; 22(1):387. DOI: 10.1186/s12879-022-07369-4.
11. Selvam K., Khalid M.F., Mustafa K.M.F., Harun A., Aziah I. BipD of *Burkholderia pseudomallei*: structure, functions, and detection methods. *Microorganisms.* 2021; 9(4):711. DOI: 10.3390/microorganisms9040711.
12. Chaichana P., Jenjaroen K., Amornchai P., Chumseng S., Langla S., Rongkard P., Sumonwiriya M., Jeeyapant A., Chantratita N., Teparrakkul P., Limmathurotsakul D., Day N.P.J., Wuthiekanun V., Dunachie S.J. Antibodies in melioidosis: the role of the indirect hemagglutination assay in evaluating patients and exposed populations. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 2018; 99(6):1378–85. DOI: 10.4269/ajtmh.17-0998.
13. Lau S.K., Sridhar S., Ho C.C., Chow W.N., Lee K.C., Lam C.W., Yuen K.Y., Woo P.C. Laboratory diagnosis of melioidosis: past, present and future. *Exp. Biol. Med. (Maywood).* 2015; 240(6):742–51. DOI: 10.1177/1535370215583801.
14. Prokhvatilova E.V., Antonov V.A., Viktorov D.V., Khrapova N.P., Tkachenko G.A., Ilyukhin V.I., Zakharova I.B., Grishina M.A., Plekhanova N.G., Novitskaya I.V., Kulakov M.Ya., Bulatova T.V., Korsakova I.I., Savtchenko S.S., Bondareva O.S., Tetryatnikova N.N., Senina T.V., Lopasteiskaya Ya.A., Baturin A.A., Kulikova A.S. [The comparative evaluation of informativeness of immunologic and molecular-genetic methods and means during stages of specific indication of melioidosis agent]. *Klinicheskaya Laboratornaya Diagnostika [Russian Clinical Laboratory Diagnostics]*. 2014; 59(12):55–9.
15. Bzdył N.M., Moran C.L., Bendo J., Sarkar-Tyson M. Pathogenicity and virulence of *Burkholderia pseudomallei*. *Virulence.* 2022; 13(1):1945–65. DOI: 10.1080/21505594.2022.2139063.
16. Holden M.T., Titball R.W., Peacock S.J., Cerdeño-Tárraga A.M., Atkins T., Crossman L.C., Pitt T., Churcher C., Mungall K., Bentley S.D., Sebahia M., Thomson N.R., Bason N., Beacham I.R., Brooks K., Brown K.A., Brown N.F., Challis G.L., Cherevach I., Chillingworth T., Cronin A., Crossett B., Davis P., DeShazer D., Feltwell T., Fraser A., Hance Z., Hauser H., Holroyd S., Jagels K., Keith K.E., Maddison M., Moule S., Price C., Quail M.A., Rabinowitz E., Rutherford K., Sanders M., Simmonds M., Songsilvilai S., Stevens K., Tumapa S., Vesaratchaveit M., Whitehead S., Yeats C., Barrell B.G., Oyston P.C.F., Parkhill J. Genomic plasticity of the causative agent of melioidosis, *Burkholderia pseudomallei*. *Proc. Natl Acad. Sci. USA.* 2004; 101(39):14240–5. DOI: 10.1073/pnas.0403302101.
17. Webb J.R., Rachlin A., Rigas V., Sarovich D.S., Price E.P., Kaestli M., Mayo M., Currie B.J. Tracing the environmental footprint of the *Burkholderia pseudomallei* lipopolysaccharide genotypes in the tropical “Top End” of the Northern Territory, Australia. *PLoS Negl. Trop. Dis.* 2019; 13(7):e0007369. DOI: 10.1371/journal.pntd.0007369.
18. Shaw T., Tellapragada C., Kamath A., Kalwaje Eshwara V., Mukhopadhyay C. Implications of environmental and pathogen-specific determinants on clinical presentations and disease outcome in melioidosis patients. *PLoS Negl. Trop. Dis.* 2019; 13(5):e0007312. DOI: 10.1371/journal.pntd.0007312.
19. Chomkatekaw C., Boonklang P., Sangphukieo A., Chewapreecha C. An evolutionary arms race between *Burkholderia pseudomallei* and host immune system: what do we know? *Front. Microbiol.* 2021; 11:612568. DOI: 10.3389/fmicb.2020.612568.
20. Dulsuk A., Paksanont S., Sangchankoom A., Ekchariyawat P., Phunpang R., Jutrakul Y., Chantratita N., West T.E. Validation of a monoclonal antibody-based immunofluorescent assay to detect *Burkholderia pseudomallei* in blood cultures. *Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg.* 2016; 110(11):670–2. DOI: 10.1093/trstmh/trw079.
21. Woods K.L., Boutthasavong L., NicFhogartaigh C., Lee S.J., Davong V., AuCoin D.P., Dance D.A.B. Evaluation of a rapid diagnostic test for detection of *Burkholderia pseudomallei* in the Lao People’s Democratic Republic. *J. Clin. Microbiol.* 2018; 56(7):e02002-17. DOI: 10.1128/JCM.02002-17.
22. Dharakul T., Songsivilai S., Smithikarn S., Thepthai C., Leelaporn A. Rapid identification of *Burkholderia pseudomallei* in blood cultures by latex agglutination using lipopolysaccharide-specific monoclonal antibody. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 1999; 61(4):658–62. DOI: 10.4269/ajtmh.1999.61.658.
23. Anuntagool N., Naigowit P., Petkanchanapong V., Aramsri P., Panichakul T., Sirisinha S. Monoclonal antibody-based rapid identification of *Burkholderia pseudomallei* in blood culture fluid from patients with community-acquired septicemia. *J. Med. Microbiol.* 2000; 49(12):1075–8. DOI: 10.1099/0022-1317-49-12-1075.
24. Hodgson K., Engler C., Govan B., Ketheesan N., Norton R. Comparison of routine bench and molecular diagnostic methods in identification of *Burkholderia pseudomallei*. *J. Clin. Microbiol.* 2009; 47(5):1578–80. DOI: 10.1128/JCM.02507-08.
25. Duval B.D., Elrod M.G., Gee J.E., Chantratita N., Tandhavanant S., Limmathurotsakul D., Hoffmaster A.R. Evaluation of a latex agglutination assay for the identification of *Burkholderia pseudomallei* and *Burkholderia mallei*. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 2014; 90(6):1043–6. DOI: 10.4269/ajtmh.14-0025.
26. Muangsombut V., Withatanung P., Chantratita N., Chareonsudjai S., Lim J., Galyov E.E., Ottiwet O., Sengyee S., Janesomboon S., Loessner M.J., Dunne M., Korbsrisate S. Rapid clinical screening of *Burkholderia pseudomallei* colonies by a bacteriophage tail fiber-based latex agglutination assay. *Appl. Environ. Microbiol.* 2021; 87(12):e0301920. DOI: 10.1128/AEM.03019-20.
27. Peeters M., Chung P., Lin H., Mortelmans K., Phe C., San C., Kuijpers L.M.F., Teav S., Phe T., Jacobs J. Diagnostic accuracy of the InBioS AMD rapid diagnostic test for the detection of *Burkholderia pseudomallei* antigen in grown blood culture broth. *Eur. J. Clin. Microbiol. Infect. Dis.* 2018; 37(6):1169–77. DOI: 10.1007/s10096-018-3237-3.
28. Rizzi M.C., Rattanavong S., Bouthasavong L., Seubsanith A., Vongsouvath M., Davong V., De Silvestri A., Manciuoli T., Newton P.N., Dance D.A. Evaluation of the Active Melioidosis Detect™ test as a point-of-care tool for the early diagnosis of melioidosis: a comparison with culture in Laos. *Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg.* 2019; 113(12):757–63. DOI: 10.1093/trstmh/trz092.
29. Currie B.J., Woerle C., Mayo M., Meumann E.M., Baird R.W. What is the role of lateral flow immunoassay for the diagnosis of melioidosis? *Open Forum Infect. Dis.* 2022; 9(5):ofac149. DOI: 10.1093/ofid/ofac149.
30. Houghton R.L., Reed D.E., Hubbard M.A., Dillon M.J., Chen H., Currie B.J., Mayo M., Sarovich D.S., Theobald V., Limmathurotsakul D., Wongsuvan G., Chantratita N., Peacock S.J., Hoffmaster A.R., Duval B., Brett P.J., Burtnick M.N., Aucoin D.P. Development of a prototype lateral flow immunoassay (LFI) for the rapid diagnosis of melioidosis. *PLoS Negl. Trop. Dis.* 2014; 8(3):e2727. DOI: 10.1371/journal.pntd.0002727.
31. Venkateswaran K.S., Parameswaran N., Sarwar J., Plummer A., Santos A., Pillai C.A., Bowen S., Granville M., Selvan S., Babu P., Thirunavukkarasu N., Venkateswaran N., Sharma S., Morse S.A., Anderson K., Hodge D.R., Pillai S.P. Rapid presumptive identification of *Burkholderia mallei* and *Burkholderia pseudomallei* clinical isolates using a highly specific lateral flow assay. *Health Secur.* 2022; 20(2):164–71. DOI: 10.1089/hs.2021.0172.
32. Rongkard P., Hantrakun V., Dittrich S., Srilohasin P., Amornchai P., Langla S., Lim C., Day N.P.J., AuCoin D., Wuthiekanun V., Limmathurotsakul D. Utility of a lateral flow immunoassay (LFI) to detect *Burkholderia pseudomallei* in soil samples. *PLoS Negl. Trop. Dis.* 2016; 10(12):e0005204. DOI: 10.1371/journal.pntd.0005204.
33. Nualnoi T., Wongwitwichot P., Kaewmanee S., Chanchay P., Wongpanti N., Ueangsuwan T., Siangsanor R., Chotirouangnapa W., Saechin T., Thungtin S., Szekely J., Wattanachant C., Saechan V. Development of an antigen capture lateral flow immunoassay for the detection of *Burkholderia pseudomallei*. *Diagnostics.* 2024; 14(10):1033. DOI: 10.3390/diagnostics14101033.
34. Pumpang A., Dunachie S.J., Phokrai P., Jenjaroen K., Sintiprungrat K., Boonsilp S., Brett P.J., Burtnick M.N., Chantratita N. Comparison of O-polysaccharide and hemolysin co-regulated protein as target antigens for serodiagnosis of melioidosis. *PLoS Negl. Trop. Dis.* 2017; 11(3):e0005499. DOI: 10.1371/journal.pntd.0005499.
35. Amornchai P., Hantrakun V., Wongsuvan G., Wuthiekanun V., Wongratanacheewin S., Teparrakkul P., West T.E., AuCoin D., Day N.P.J., Brett P.J., Burtnick M.N., Chantratita N., Limmathurotsakul D. Evaluation of antigen-detecting and antibody-detecting diagnostic test combinations for diagnosing melioidosis. *PLoS Negl. Trop. Dis.* 2021; 15(11):e0009840. DOI: 10.1371/journal.pntd.0009840.
36. Kritsiriruwthinan K., Wajanarogana S., Choosang K., Homsian J., Rerkthanom S. Production and evaluation of recombinant *Burkholderia pseudomallei* GroEL and OmpA proteins for serodiagnosis of melioidosis. *Acta Trop.* 2018; 178:333–9. DOI: 10.1016/j.actatropica.2017.10.019.
37. Lee S.H., Lu Y.P., Shih W.L., Chang C.D., Tu Y.C., Lai I.H. Development of an immunoassay using recombinant outer membrane protein A and flagellin for diagnosis of goats with melioidosis. *J. Vet. Med. Sci.* 2020; 82(3):325–32. DOI: 10.1292/jvms.19-0072.
38. Kuzuyutina Yu.A., Zakharova I.B., Savchenko S.S., Lopasteyskaya Ya.A., Molchanova E.V., Viktorov D.V. [Search for potential targets for the detection and differentiation of the causative

agents of melioidosis and glanders strains]. *Vestnik Volgogradskogo Gosudarstvennogo Meditsinskogo Universiteta [Bulletin of Volgograd State Medical University]*. 2016; (4):114–7.

39. Kuzyutina Yu.A., Zakharova I.B., Viktorov D.V. [Engineering *E. coli* recombinant strains for high yield production of *Burkholderia pseudomallei* specific antigens]. *Infektsiya i Immunitet [Russian Journal of Infection and Immunity]*. 2019; 9(1):203–8. DOI: 10.15789/2220-7619-2019-1-203-208.

40. Koosakulnirand S., Phokrai P., Jenjaroen K., Roberts R.A., Utaisincharoen P., Dunachie S.J., Brett P.J., Burtnick M.N., Chantratita N. Immune response to recombinant *Burkholderia pseudomallei* FliC. *PLoS One*. 2018; 13(6):e0198906. DOI: 10.1371/journal.pone.0198906.

41. Capelli R., Peri C., Villa R., Nithichanon A., Conchillo-Solé O., Yero D., Gagni P., Chiari M., Lertmemongkolchai G., Cretich M., Daura X., Bolognesi M., Colombo G., Gourlay L.J. BPSL1626:

reverse and structural vaccinology reveal a novel candidate for vaccine design against *Burkholderia pseudomallei*. *Antibodies (Basel)*. 2018; 7(3):26. DOI: 10.3390/antib7030026.

Authors:

Zhukova Yu.A., Zakharova I.B. Volgograd Research Anti-Plague Institute, 7, Golubinskaya St., Volgograd, 400066, Russian Federation. E-mail: info@vnipchi.rospotrebnadzor.ru.

Об авторах:

Жукова Ю.А., Захарова И.Б. Волгоградский научно-исследовательский противочумный институт. Российская Федерация, 400066, Волгоград, ул. Голубинская, 7. E-mail: info@vnipchi.rospotrebnadzor.ru.