




original article | UDC 576.895: 616.98:579.873.21 | doi: 10.31210/visnyk2022.02.29

**FEATURES OF BEETLE INFECTION WITH MYCOBACTERIA AND THEIR INFLUENCE ON THE VIABILITY OF THE PATHOGENS**

V. Zazharskyi

ORCID  [0000-0003-2674-2494](https://orcid.org/0000-0003-2674-2494)

K. Alifonova\*

ORCID  [0000-0002-0767-5305](https://orcid.org/0000-0002-0767-5305)

Dnipro state agrarian and economic university, faculty of veterinary medicine, Serhii Efremov Street, 25, 49600, Dnipro, Ukraine

\*Corresponding author

E-mail: [alifonova.k.v@dsau.dp.ua](mailto:alifonova.k.v@dsau.dp.ua)

## How to Cite

Zazharskyi, V., & Alifonova, K. (2022). Features of beetle infection with mycobacteria and their influence on the viability of the pathogens. *Bulletin of Poltava State Agrarian Academy*, (2), 248–255. doi: 10.31210/visnyk2022.02.29

The issue of the active spread of tuberculosis throughout the world has been relevant for many decades. Today, the main reason for the spread of the disease is the imperfection of the study of the mechanisms of mycobacteria activity and the lack of a complete understanding of all the existing ways of introducing the pathogen into a safe territory. Numerous scientific works of scientists have established that insects are capable of carrying various bacteria in their bodies, including pathogenic microorganisms. This work presents materials on the ability of the rice weevil to reserve mycobacteria in its body. The purpose of our study was to find out the ability of beetles to accumulate mycobacteria, to determine the necessary amount of the pathogen to contaminate insects, and to determine their effect on the viability of the pathogen. The virulent strain of *Mycobacterium bovis* and its dissociative form (118 passages), beetles of the rice weevil species (*lat. Sitophilus oryzae*) were used for the experiment. We infected experimental beetles by keeping them in wheat grain contaminated with the pathogen for three days in three different variations, followed by microscopic examination (on the fourth day) of smears of body surface washes and homogenate, which were stained by the Ziel-Nielsen method. It was established that for the infection of 100% of insects, the required concentration is 10 mg of mycobacterial suspension per 10 g of grain. It has been proven that after passing through the organism of the rice weevil, the causative agent remains viable, but its viability decreases. When counting colony-forming units in the dynamics of the experiment, a decrease of dissociative forms and the pathogenic strain of *M. bovis* was observed by 12.3% and 13.6%, respectively. The obtained results make it possible to expand the existing data on the spread of tuberculosis and to improve measures to prevent the disease and prevent the introduction of the causative agent of the infection.

**Key words:** mycobacteria, dissociative strain, *Mycobacterium bovis*, rice weevil, colony-forming units.

**ОСОБЛИВОСТІ ІНФІКУВАННЯ ЖУКІВ МІКОБАКТЕРІЯМИ ТА ЇХ ВПЛИВ НА ЖИТТЄЗДАТНІСТЬ ЗБУДНИКА**

В. В. Зажарський, К. В. Аліфонова

Дніпровський державний аграрно-економічний університет, м. Дніпро, Україна

Питання активного розповсюдження туберкульозу в усьому світі є актуальним протягом багатьох десятиліть. На сьогодні основною причиною поширення хвороби є недосконалість вивчення механізмів діяльності мікобактерій та відсутність усебічного розуміння щодо всіх наявних шляхів занесення збудника інфекції на благополучну територію. Численні наукові роботи вчених свідчать, що комахи здатні переносити у своєму організмі різні бактерії, зокрема й патогенні мікроорганізми.

У цій роботі наведені матеріали щодо здатності рисового довгоносика резервувати мікобактерії у своєму організмі. Метою нашого дослідження було з'ясувати здатність жуків до накопичення мікобактерій, визначити необхідну кількість збудника для контамінації комах та встановити їхній вплив на життєздатність збудника. Для проведення експерименту використовували вірулентний штам *Mycobacterium bovis* та його дисоціативну форму (118 пасаж), жуків виду рисовий довгоносик (лат. *Sitophilus oryzae*). Ми інфікували дослідних жуків методом утримання їх у контамінованому збудником зерні пшениці протягом трьох діб у трьох різних варіаціях, з подальшим мікроскопічним дослідженням (на четверту добу) мазків змивів із поверхні тіла та гомогенізату, які забарвлювали за методом Ціль-Нільсена. Встановлено, що для інфікування 100 % комах необхідною концентрацією є 10 мг завису мікобактерій на 10 гр зерна. Доведено, що після пасажування через організм рисового довгоносика збудник залишається життєздатним, однак його життєздатність знижується. При підрахунку колонієутворюючих одиниць у динаміці досліду спостерігається зменшення дисоціативних форм та патогенного штаму *M. bovis* на 12,3 % та 13,6 % відповідно. Отримані результати дають змогу розширити вже відомі дані стосовно розповсюдження туберкульозу та удосконалити заходи профілактики хвороби та недопущення занесення збудника інфекції.

**Ключові слова:** мікобактерії, дисоціативний штам, *Mycobacterium bovis*, рисовий довгоносик, колонієутворюючі одиниці.

### Вступ

Туберкульоз є однією з найпоширеніших проблем серед зоонозних хвороб. Це захворювання є небезпечним та завдає значних соціальних та економічних збитків [1]. Мікобактерії, зокрема *Mycobacterium bovis*, мають надзвичайно широкий діапазон сприйнятливих тварин, що ускладнює ліквідацію захворювання. Сьогодні глибоко вивчається питання встановлення всіх природних резервуарів збудника та розробки протитуберкульозних препаратів, особливу увагу приділяють вивченню антибактеріальної активності рослинних екстрактів та похідних 1,2,4-тріазол-3-тіолів [2–4].

Здатність мікобактерій до адаптації у навколишньому середовищі, мінливості та існування в різних морфологічних формах ускладнюють діагностику туберкульозу [5, 6]. Крім того, макроорганізм може переносити збудника інфекції латентно, без прояву клінічних ознак. Усупереч багаторічній плідній роботі вчених дотепер немає вичерпних даних щодо всіх можливих шляхів занесення збудника у благополучні господарства. А з метою повної ліквідації хвороби першочерговим завданням має бути розширення та поглиблення знань із профілактики та недопущення туберкульозу. На нашу думку, особливої уваги заслуговує встановлення всіх резервуарів мікобактерій, які є потенційною загрозою спалахів інфекції на раніше благополучних територіях.

Численні результати наукових досліджень демонструють, що комахи різних видів здатні до накопичення та перенесення у своєму організмі умовно-патогенних і патогенних бактерій, зокрема й мікобактерій туберкульозу. Зокрема, вчені Faulde & Spiesberger встановили, що метелики *Clogmia albipunctata* здатні до перенесення бактерій роду *Aeromonas*, *Bacillus*, *Esherichia* [7]. Низка вчених описують загрозу аргасових кліщів як потенційно небезпечних резервуарів мікобактерій [8, 9]. Kassiri & Kazemi виділили патогенні мікроорганізми в усіх зразках тарганів, яких зібрали в медичних установах [10]. Moges, et al. довели, що таргани є переносниками *Klebsiella pneumoniae*, *Esherichia coli*, *Citrobacter* spp., *Shigella* spp. [11]. Учені Allen, а також Guzman & Vilcinskas повідомили, що після проходження через тарганів, життєздатні мікобактерії можуть виділятися з фекаліями комах у зовнішнє середовище [12, 13]. Учені змогли ізолювати мікобактерії від тарганів, жуків, метеликів, москітів, кліщів та інших безхребетних [14–16]. Durnez, et al. вказують, що мікобактерії було виділено з організму комахоїдних тварин [17]. Це також може свідчити про потенційну небезпеку комах у поширенні туберкульозу. Отже, наявні дані свідчать про здатність комах накопичувати та виділяти мікобактерії в зовнішнє середовище. Проте на сьогодні немає даних щодо необхідної кількості збудника для контамінації комах, а без досконалих знань про потенційні резервуари і носіїв збудника неможливою є повна ліквідація хвороби.

Мета дослідження полягала у з'ясуванні здатності рисового довгоносика *Sitophilus oryzae* до накопичення *Mycobacterium bovis*.

Завдання дослідження: вивчити здатність жуків резервувати мікобактерії у своєму організмі, встановити оптимальну кількість мікобактерій для інфікування комах, визначити їхній вплив на життєздатність збудника.

### Матеріали і методи досліджень

Дослідження проводили в умовах навчальної лабораторії кафедри епізоотології та інфекційних хвороб тварин ДДАЕУ впродовж 2021 року.

Предметом дослідження слугували культури дисоціативної форми *M. bovis* (118 пасаж: колонії округлі, блискучі з гладенькою поверхнею, помаранчевого кольору; при проведенні мікроскопії виявлено кислотостійкі (червоні) зерна); вірулентний штам мікобактерій (колонії неправильної форми, матові, з шорсткою поверхнею, кольору слонової кістки; при мікроскопічному дослідженні мають вигляд кислотостійких коротеньких паличок із заокругленими кінцями), які зберігались у музеї кафедри та жуки-шкідники зернових запасів, зокрема рисовий довгоносик (лат. *Sitophilus oryzae*), з родини Curculionidae.

До початку експериментального інфікування, з метою виключення у жуків носійства *M. bovis*, комах досліджували методом мікроскопії на наявність у них кислотостійких бактерій. З цією метою жуків тричі відмивали в 0,9 % розчині натрію хлориду та розтирали на предметному скельці, з подальшим забарвленням мазків за методикою Ціль-Нільсена.

Для контамінації довгоносиків було використано попередньо автоклавоване зерно. З метою визначення оптимальної концентрації мікобактеріального завису для інфікування 100 % дослідних жуків сформували по три дослідні групи та по одній контрольній для кожного виду культур (по 25 шт. довгоносиків у кожній). Кожну групу розміщали в чашках Петрі з контамінованим зерном у трьох різних варіаціях:

- 1) 1 мг мікобактеріального завису в 1 см<sup>3</sup> 0,9 % розчину натрію хлориду на 10 г пшениці;
- 2) 5 мг завису *M. bovis* у 1 см<sup>3</sup> 0,9 % фізіологічного розчину на 10 г зерна пшениці;
- 3) 10 мг завису мікобактерій у 1 см<sup>3</sup> 0,9 % фізіологічного розчину на 10 г зерна.

У чашках Петрі з контамінованим зерном витримували жуків протягом 3 діб, після чого на 4-ту добу 20 довгоносиків відмивали в 0,9 % стерильному розчині натрію хлориду тричі (з метою видалення мікобактерій з поверхні тіла комахи) та розтирали на предметному скельці. Отримані мазки зі змивів та гомогенізату забарвлювали за методом Ціль-Нільсена з подальшим проведенням мікроскопії з метою визначення відсотка інфікованих жуків у різних дослідних групах.

Ще 5 довгоносиків відмивали та гомогенізували у стерильній ступці з додаванням 1 мл 0,9 % розчину натрію хлориду та висівали вірулентний штам *M. bovis* на живильне середовище Stonebrink, а дисоціативний штам 118 пасаж *M. bovis* на середовище Мордовського «Нове» з подальшим визначенням життєздатності мікробних клітин методом підрахунку кількості колонієутворюючих одиниць (КУО) в отриманих культурах.

Визначення КУО проводили шляхом серійних розведень [18]. У дослідженні використовували мікропробірки Eppendorf, у першу пробірку додавали 0,5 см<sup>3</sup> стерильного фізіологічного розчину, а у всі наступні (2–10 пробірки) по 0,4 см<sup>3</sup>. У першу пробірку вносили відважену на торсійних вагах бактеріальну масу дослідних культур у кількості 50 мг (0,05 г) та ретельно суспензували бактеріальною петлею. З першої пробірки інсуліновим шприцом відбирали 0,1 см<sup>3</sup> суспензії та вносили її в мікропробірку № 2, знову ретельно перемішували, відбирали 0,1 см<sup>3</sup> і вносили у пробірку № 3, аналогічну роботу виконали до десятої пробірки включно. З кожної мікропробірки відбирали по 0,1 см<sup>3</sup> суспензії і висівали у дві пробірки з живильним середовищем, рівномірно розподіляючи по поверхні, витримували пробірки в нахиленому положенні протягом 24 год., після чого розміщали їх вертикально. Інкубування проводили в термостаті за температури 37±0,5 °С.

Підрахунок життєздатності дослідних культур проводили у пробірках з найбільшим розведенням, у яких спостерігався ріст. Кількість КУО в 1 г мікробного завису обраховували математично.

Дані в таблиці представлені у вигляді  $x \pm SD$  (стандартне відхилення).

### Результати досліджень та їх обговорення:

У результаті утримання дослідних жуків у контамінованому субстраті протягом трьох діб було встановлено, що концентрація завису мікобактерій 1 мг в 1 см<sup>3</sup> 0,9 % розчину натрію хлориду на 10 г зерна пшениці (група № 1) є недостатньою для інфікування всіх зразків комах. У мазках зі змивів 20-ти жуків, що перебували в зерні, яке було контаміноване дисоціативним штамом *M. bovis*, дослідні мікобактерії на поверхні тіла виявлено лише у 9-ти довгоносиків (45 %), а при мікроскопії мазків із гомогенізату – 7 екземплярів (35 %). У змивах з поверхні тіла рисових довгоносиків, що утримувались у зерні, контамінованому вірулентним штамом у аналогічній концентрації завису,

## ВЕТЕРИНАРНА МЕДИЦИНА

виявлено наявність дослідних форм збудника у 7-ми жуків (35 %), а в мазках із гомогенізату – у 4-ох (20 %).

При мікроскопічному дослідженні довгоносиків із групи № 2, які утримувалися протягом 3-х діб у зерні, яке було контаміноване зависом дослідних культур у концентрації 5 мг у 1 см<sup>3</sup> 0,9 % розчину натрію хлориду на 10 г пшениці, встановили, що в мазках змивів із поверхні тіла жуків, інфікованих дисоціантами мікобактерій, виявлено збудника в 16-ти зразках (80 %), а в гомогенізаті – в 14-ти жуків (70 %). При мікроскопії мазків змивів та гомогенізату довгоносиків, інфікованих вірулентним штамом, отримали позитивний результат у 17-ти зразках змивів (85 %) та 15-ти жуків (75 %).

Результат мікроскопічного дослідження групи № 3 продемонстрував, що концентрація мікобактерій 10 мг в 1 см<sup>3</sup> 0,9 % розчину натрію хлориду на 10 г пшениці обох дослідних культур (дисоціативного та вірулентного штамів *M. bovis*) є достатньою для інфікування всіх екземплярів жуків, які утримувались у контамінованому субстраті. Тобто дослідні мікобактерії було виявлено у 100 % жуків як у змивах із поверхні тіла, так і в гомогенізаті.

З метою виключення спонтанного результату та підтвердження отриманих даних ми провели повторну (контрольну) контамінацію зерна зависом мікобактерій у кількості 10 мг в 1 см<sup>3</sup> 0,9 % розчину натрію хлориду та розмістили по 20 екземплярів рисових довгоносиків. Жуків після триденного утримання у пшениці досліджували аналогічно до попередніх груп. Результат контрольної та дослідної групи № 3 ідентичний, мікобактерії виявлено у 100 % мазках змивів із поверхні тіла та гомогенізату (рис. 1; рис. 2).

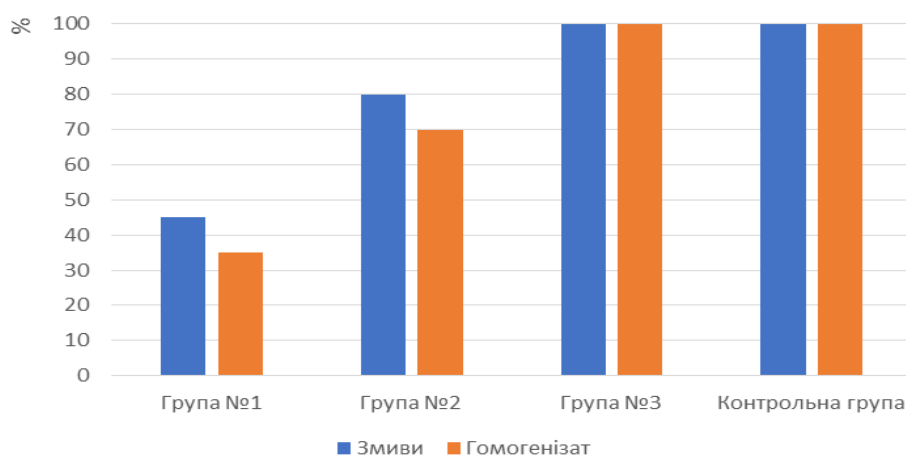


Рис. 1. Відсоток виділення дисоціативних форм *M. bovis* у різних дослідних групах

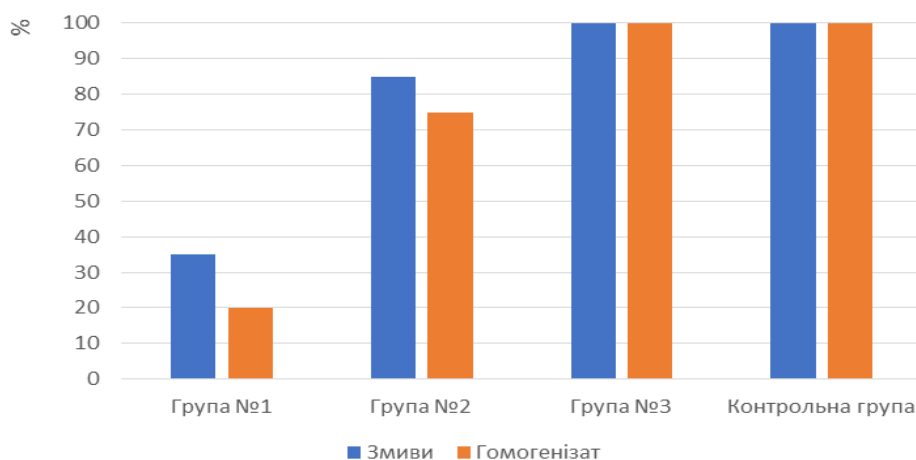


Рис. 2. Відсоток виділення вірулентного штаму *M. bovis* у різних дослідних групах

Отже, оптимальною концентрацією мікобактеріального завису для інфікування комах є 10 мг в 1 см<sup>3</sup> фізіологічного розчину на кожні 10 г зерна пшениці.

## ВЕТЕРИНАРНА МЕДИЦИНА

Порівнюючи відсоток виділення дослідних мікобактерій, спостерігаємо, що в мазках із поверхні тіла цей показник вищий, ніж у гомогенізаті жуків у всіх дослідних зразках; це демонструє здатність рисового довгоносики й до механічного перенесення збудника інфекції.

Паралельно по 5 жуків із дослідної групи №3 відмивали та гомогенізували у стерильній ступці з додаванням 1 мл фізіологічного розчину. Отриману суспензію висівали на живильне середовище та інкубували в термостаті при температурі  $37,0 \pm 0,5$  °C. Після появи росту визначили кількість життєздатних мікробних клітин у отриманій культурі та вихідній.

Визначення кількості КУО вихідного дисоціативного 118 пасажу проводили під час восьмого розведення, а вірулентного штаму – під час п'ятого. Встановили, що кількість колоній дисоціантів становила  $338,0 \pm 29,7$  в  $6,4 \times 10^{-5}$  мг культури, відповідно в 1 г мікробної маси  $5,3 \times 10^8$  життєздатних мікроорганізмів. Кількість КУО вірулентного штаму дорівнювала  $236,0 \pm 18,4$  в  $8 \times 10^{-2}$  мг культури, тобто в 1 г мікобактеріального завису –  $3,0 \times 10^6$  мікробних одиниць.

При визначенні життєздатності культур виділених з гомогенізату довгоносикив контамінованих дисоціативними формами, підрахунок проводили аналогічно за 8-го розведення, а вірулентного штаму – за 5-го. Встановили, що кількість КУО дисоціантів в  $6,4 \times 10^{-5}$  мг культури дорівнювала  $297,0 \pm 5,7$ , відповідно в 1 г культури  $4,6 \times 10^8$  бактерій, а кількість життєздатних мікроорганізмів вірулентного штаму –  $204,0 \pm 21,2$  мікробних клітин у  $8 \times 10^{-2}$  мг культури, тобто в 1 г мікробного завису –  $2,6 \times 10^6$  мікроорганізмів (табл.1).

### 1. Оцінка колонієутворюючих одиниць вихідних дослідних культур і культур, отриманих після пасажування через організм жуків

Культура мікобактерій	Номер зразку	Кількість вирослих колоній на живильному середовищі										M±m	Кількість КУО в 1 г бак. маси	
		кратність розведення												
		I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X			
Вихідна культура дисоціативної форми <i>M. bovis</i>	1	сп	сп	сп	сп	сп	сп	сп	сп	317	рв	рв	338,0±29,7	5,3×10 <sup>8</sup>
	2	сп	сп	сп	сп	сп	сп	сп	сп	359	рв	рв		
Культура дисоціативної форми <i>M. bovis</i> після пасажування через організм жуків	1	сп	сп	сп	сп	сп	сп	сп	сп	293	рв	рв	297,0±5,7	4,6×10 <sup>8</sup>
	2	сп	сп	сп	сп	сп	сп	сп	сп	301	рв	рв		
Вихідна культура вірулентного штаму <i>M. bovis</i>	1	сп	сп	сп	сп	223	рв	рв	рв	рв	рв	рв	236,0±18,4	3,0×10 <sup>6</sup>
	2	сп	сп	сп	сп	249	рв	рв	рв	рв	рв	рв		
Культура вірулентного штаму <i>M. bovis</i> після пасажування через організм жуків	1	сп	сп	сп	сп	219	рв	рв	рв	рв	рв	рв	204,0±21,2	2,6×10 <sup>6</sup>
	2	сп	сп	сп	сп	189	рв	рв	рв	рв	рв	рв		

*Примітки:* сп – суцільний ріст колоній на живильному середовищі; рв – ріст відсутній.

Порівнюючи кількість КУО вихідних штамів мікобактерій та культур, отриманих після проходження через організм рисового довгоносики, можемо стверджувати, що збудник залишився життєздатним, однак знизив кількість життєздатних мікробних одиниць на 12,3 %, досліджуючи дисоціативні форми *M. bovis* та на 13,6 % – патогенний штам.

Проблема стрімкого поширення туберкульозу й дотепер потребує поглиблення наявних знань. Мікобактерії циркулюють у навколишньому середовищі та підтримують свою життєздатність завдяки великій кількості потенційних резервуарів. Crispell, et al. підтвердили здатність внутрішньовидової та міжвидової передачі збудника [19]. Проаналізувавши вже відомі дані та результат власних досліджень, можемо стверджувати, що комахи, зокрема жуки виду рисовий

довгоносик, здатні захоплювати мікобактерії, бути резервуаром збудника і брати участь в активному розповсюдженні туберкульозу. Можна припустити, що саме комахи є однією з імовірних причин виникнення захворювання в раніше благополучних господарствах.

Зарубіжні науковці Fischer, et al. провели експериментальне зараження суспензією *M. avium* та *M. paratuberculosis* личинок виду *T. molitor* і *Z. atratus* та встановили, що вони здатні накопичувати та виділяти збудника у зовнішнє середовище. Для інфікування вчені використали 2 мл розчину мікобактеріальної суспензії (з кількістю КУО  $4,5 \times 10^8$ ) на кожні 5 мл субстрату для інфікування всіх зразків личинок, що менше від кількості культури, необхідної для нашого дослідження [20]. Отримані дані можуть свідчити, що кількість необхідної кількості культури для інфікування може варіюватися залежно від виду мікобактерій.

Kazda повідомляє, що мікобактерії завдяки особливості будови клітинної стінки не втрачають життєздатність внаслідок дії шлункових ферментів комах і здатні виділятися ними в навколишнє середовище [21]. Результати наших досліджень не суперечать описаним даним, після пасажування мікобактерій через організм довгоносика ми змогли виділити життєздатні бактерії. Можна припустити, що інфіковані мікобактеріями комахи можуть бути захоплені сприйнятливими тваринами чи птахами й перетравлені, а кислотостійкі мікобактерії залишаться життєздатними й будуть персистувати в макроорганізмі та виділятися у зовнішнє середовище. Водночас Portaels et al. припустили, що тварини можуть бути інфіковані мікобактеріями через покуси комах, а Marsollier et al. повідомили, що *M. ulcerans* передаються гризунам через покуси водяних клопів з родини Naucoridae [22, 23].

Отже, підбиваючи власні підсумки та зважаючи на результати наукових робіт багатьох учених, можна стверджувати, що комахи, зокрема рисовий довгоносик, можуть брати участь у процесі виникнення та поширення туберкульозу тварин.

### Висновки

За результатами проведеного дослідження встановлено, що для інфікування мікобактеріями всіх зразків дослідних комах виду рисовий довгоносик, оптимальною концентрацією мікробного завису є 10 мг на кожні 10 г зерна пшениці. Концентрація мікобактерій не залежить від ступеня патогенності дослідного штаму.

Мікобактерії в організмі жука виду *Sitophilus oryzae* не змінюють свої морфологічні ознаки, тинкторіальні та культуральні властивості.

Після пасажування через організм довгоносика мікобактерії не втрачають свою життєздатність. При визначенні кількості КУО життєздатність дисоціативних форм *M. bovis* знизилась на 12,13 % порівняно з вихідним штамом, а вірулентного штаму – на 13,56 %.

Жуки здатні накопичувати життєздатні мікобактерії у своєму організмі, відповідно, потенційно можуть слугувати джерелом збудника інфекції та появою епізоотичних вогнищ туберкульозу.

*Перспективи подальших досліджень* полягають у визначенні тривалості персистування мікобактерій в організмі жуків, а також встановленні впливу комах на патогенність збудника туберкульозу.

### References

1. Caminiti, A., Pelone, F., LaTorre, G., De Giusti, M., Saulle, R., Mannocci, A., Sala, M., Della Marta, U., & Scaramozzino, P. (2016). Control and eradication of tuberculosis in cattle: a systematic review of economic evidence. *The Veterinary Record*, 179(3), 70–75. doi: 10.1136/vr.103616
2. Palchykov, V. A., Zazharskyi, V. V., Brygadyrenko, V. V., Davydenko, P. O., Kulishenko, O. M., Borovik, I. V., Chumak, V., Kryvaya, A., & Boyko, O. O. (2019). Bactericidal, protistocidal, nematocidal properties and chemical composition of ethanol extract of *Punica granatum* peel. *Biosystems Diversity*, 27 (3), 300–306. doi: 10.15421/011939
3. Zazharskyi, V., Parchenko, M., Fotina, T., Davydenko, P., Kulishenko, O., Zazharskaya, N., & Borovik, I. (2019). Synthesis, structure, physicochemical properties and antibacterial activity of 1,2,4-triazoles-3-thiols and furan derivatives. *Voprosy Khimii i Khimicheskoi Tekhnologii*, 6, 74–82.
4. Zazharskyi, V. V., Davydenko, P. O., Kulishenko, O. M., Borovik, I. V., Zazharska, N. M., & Brygadyrenko, V. V. (2020). Antibacterial and fungicidal activities of ethanol extracts of 38 species of plants. *Biosystems Diversity*, 28 (3), 281–289. doi: 10.15421/012037

5. Tkachenko, O., Bilan, M., Hlebeniuk, V., Kozak, N., Nedosekov, V., & Galatiuk, O. (2020). Dissociation of *Mycobacterium bovis*: Morphology, biological properties and lipids. *Advances in Animal and Veterinary Sciences*, 8 (3), 312–326. doi: 10.17582/journal.aavs/2020/8.3.317.326
6. Bañuls, A. L., Sanou, A., Van Anh, N. T., & Godreuil, S. (2015). *Mycobacterium tuberculosis*: ecology and evolution of a human bacterium. *Journal of Medical Microbiology*, 64 (11), 1261–1269. doi: 10.1099/jmm.0.000171
7. Faulde, M., & Spiesberger, M. (2013). Role of the moth fly *Clogmia albipunctata* (Diptera: Psychodinae) as a mechanical vector of bacterial pathogens in German hospitals. *The Journal of Hospital Infection*, 83 (1), 51–60. doi: 10.1016/j.jhin.2012.09.019
8. Hazipov, N. Z., Safin, M. A., & Idrisov, G. Z. (1985) *Tuberkulez krupnogo rogatogo skota*. Moskva. Agropromizdat [In Russian].
9. Kerrest, J. (1960). *Argas persicus venicule Pventnei di Mycobacterium tuberculosis var. hominis*. Annales de l'Institut Pasteur, 924–925.
10. Kassiri, H., & Kazemi, S. (2012). Cockroaches [*Periplaneta americana* (L.), Dictyoptera; Blattidae] as Carriers of Bacterial Pathogens, Khorramshahr County, Iran. *Jundishapur Journal of Microbiology*, 5, 320–322. doi: 10.5812/kowsar.20083645.2434
11. Moges, F., Eshetie, S., Endris, M., Huruy, K., Muluye, D., Feleke, T., G/Silassie, F., Ayalew, G., & Nagappan, R. (2016). Cockroaches as a Source of High Bacterial Pathogens with Multidrug Resistant Strains in Gondar Town, Ethiopia. *BioMed Research International*. 1-6. doi: 10.1155/2016/2825056
12. Allen, B. W. (1987). Excretion of viable tubercle bacilli by *Blatta orientalis* (the oriental cockroach) following ingestion of heat-fixed sputum smears: a laboratory investigation. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, 81 (1), 98–99. doi: 10.1016/0035-9203(87)90295-1
13. Guzman, J., & Vilcinkas, A. (2020). Bacteria associated with cockroaches: health risk or biotechnological opportunity?. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 104 (24), 10369–10387. doi: 10.1007/s00253-020-10973-6
14. Blagodarnyy, Ya. A., & Blehman, I. M. (1970). Kleschi *Argas presicus* -hraniteli i vozmozhnyie perenoschiki tuberkuleznoy infektsii u ptits. *Parazitologiya*, 4 (2), 150–152. [In Russian]
15. Fischer, O. A., Matlova, L., Dvorska, L., Svastova, P., Bartl, J., Weston, R. T., & Pavlik, I. (2004). Blowflies *Calliphora vicina* and *Lucilia sericata* as passive vectors of *Mycobacterium avium* subsp. *avium*, *M. a. paratuberculosis* and *M. a. hominissuis*. *Medical and Veterinary Entomology*, 18 (2), 116–122. doi: 10.1111/j.0269-283X.2004.00477.x
16. Wallace, J. R., Gordon, M. C., Hartsell, L., Mosi, L., Benbow, M. E., Merritt, R. W., & Small, P. L. (2010). Interaction of *Mycobacterium ulcerans* with mosquito species: implications for transmission and trophic relationships. *Applied and Environmental Microbiology*, 76 (18), 6215–6222. doi: 10.1128/AEM.00340-10
17. Durnez, L., Eddyani, M., Mgode, G. F., Katakweba, A., Katholi, C. R., Machang'u, R. R., Kazwala, R. R., Portaels, F., & Leirs, H. (2008). First detection of mycobacteria in African rodents and insectivores, using stratified pool screening. *Applied and Environmental Microbiology*, 74 (3), 768–773. doi: 10.1128/AEM.01193-07
18. Hedges, A. J. (2002). Estimating the precision of serial dilutions and viable bacterial counts. *International Journal of Food Microbiology*, 76 (3), 207–214. doi: 10.1016/s0168-1605(02)00022-3
19. Crispell, J., Benton, C. H., Balaz, D., De Maio, N., Ahkmetova, A., Allen, A., Biek, R., Presho, E. L., Dale, J., Hewinson, G., Lycett, S. J., Nunez-Garcia, J., Skuce, R. A., Trewby, H., Wilson, D. J., Zadoks, R. N., Delahay, R. J., & Kao, R. R. (2019). Combining genomics and epidemiology to analyse bi-directional transmission of *Mycobacterium bovis* in a multi-host system. *eLife*, 8, e45833. doi: 10.7554/eLife.45833
20. Fischer, O. A., Matlova, L., Dvorska, L., Svastova, P., Peral, D. L., Weston, R. T., Bartos, M., & Pavlik, I. (2004). Beetles as possible vectors of infections caused by *Mycobacterium avium* species. *Veterinary Microbiology*, 102 (3-4), 247–255. doi: 10.1016/j.vetmic.2004.06.005
21. Kazda, J. (2000) The Possible convergence towards pathogenicity in environmentally-derived mycobacteria. In: *The Ecology of Mycobacteria*. Springer, Dordrecht. doi: 10.1007/978-94-011-4102-4\_6
22. Portaels, F., Chemlal, K., Elsen, P., Johnson, P. D., Hayman, J. A., Hibble, J., Kirkwood, R., & Meyers, W. M. (2001). *Mycobacterium ulcerans* in wild animals. *Revue Scientifique Et Technique (International Office of Epizootics)*, 20 (1), 252–264. doi: 10.20506/rst.20.1.1270

23. Marsollier, L., Robert, R., Aubry, J., Saint André, J. P., Kouakou, H., Legras, P., Manceau, A. L., Mahaza, C., & Carbonnelle, B. (2002). Aquatic insects as a vector for *Mycobacterium ulcerans*. *Applied and Environmental Microbiology*, 68 (9), 4623–4628. doi: 10.1128/aem.68.9.4623-4628.2002

Стаття надійшла до редакції: 20.04.2022 р.

**Бібліографічний опис для цитування:**

Зажарський В. В., Аліфонова К. В. Особливості інфікування жуків мікобактеріями та їх вплив на життєздатність збудника. *Вісник ПДАА*. 2022. № 2. С. 248–255.

© Зажарський Володимир Володимирович, Аліфонова Кіра Володимирівна, 2022