


## МІКРОБІОЛОГІЯ, ЕПІЗООТОЛОГІЯ ТА ІНФЕКЦІЙНІ ХВОРОБИ

УДК 619:614.48:579.67

## Порівняльна оцінка транспортних систем для мікробіологічного моніторингу поверхонь у ветеринарних клініках

Шевченко М.В.<sup>1</sup>, Білик С.А.<sup>1</sup>, Плахотнюк К.О.<sup>1</sup>, Пшець Д.Д.<sup>2</sup>,  
Савченюк М.О.<sup>1</sup>, Пантелеєнко О.В.<sup>1</sup>, Царенко Т.М.<sup>1</sup>, Довгаль О.В.<sup>1</sup><sup>1</sup> Білоцерківський національний аграрний університет<sup>2</sup> Клініка «Зоолукс», м. Київ, науковий керівник Білик С.А. E-mail: dep.epizootology@btsau.edu.ua

Шевченко М.В., Білик С.А., Плахотнюк К.О., Пшець Д.Д., Савченюк М.О., Пантелеєнко О.В., Царенко Т.М., Довгаль О.В. Порівняльна оцінка транспортних систем для мікробіологічного моніторингу поверхонь у ветеринарних клініках. Науковий вісник ветеринарної медицини, 2026. № 1. С. 83–90.

Shevchenko M., Bilyk S., Plahotniuk K., Pshets D., Savchenyuk M., Panteleienko O., Tsarenko T., Dovhal O. Comparative evaluation of transport systems for microbiological surface monitoring in veterinary clinics. *Nauk. visn. vet. med.*, 2026. № 1. PP. 83–90.

Рукопис отримано: 06.03.2026 р.

Прийнято: 19.03.2026 р.

Затверджено до друку: 19.05.2026 р.

Doi: 10.33245/2310-4902-2026-204-1-83-90

ISSN 2310-4902

Ветеринарні клініки є унікальним епідеміологічним середовищем, де одночасна присутність людей і тварин різних видів створює умови для циркуляції умовно-патогенних мікроорганізмів, зокрема мультирезистентних патогенів групи ESKAPE. Стандартизований протокол мікробіологічного моніторингу поверхонь для ветеринарного клінічного середовища донині відсутній. Метою пілотного дослідження була порівняльна оцінка аналітичної ефективності транспортних систем для тампонного відбору мікробіологічних проб у ветеринарних клініках та визначення методологічних підходів для подальших контрольованих експериментів. Дослідження проводили протягом 2025 року у двох незалежних ветеринарних клініках. У клініці 1 порівнювали тампони з гелевим транспортним середовищем AMIES та тампони, зволожені фосфатним буфером; у клініці 2 – тампони із 2 % розчином тіосульфату натрію ( $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$ ) та тампони з фосфатним буфером. Відбір проб здійснювали з трьох клінічно значущих локацій стандартизованим методом із використанням рамки  $10 \times 10$  см; ідентифікацію мікроорганізмів проводили за допомогою MALDI-TOF MS. Кількісну оцінку проводили у КУО/мл елюату як показник відновлювальної здатності транспортної системи. На поверхнях виявлено грамнегативну умовно-патогенну мікрофлору: *Pseudomonas spp.*, *Enterobacter spp.*, *Acinetobacter radioresistens*, *Pseudomonas putida*, *Enterobacter cloacae/asburiae* та *Pantoea agglomerans*. Загальне порівняння не виявило статистично значущих відмінностей між транспортними системами в межах кожної клініки ( $p = 0,616$  та  $p = 0,946$  відповідно), а коефіцієнт каппа Коєна становив 0,847 (майже повна узгодженість), що свідчить про їх загальну аналітичну зіставність у польових умовах. Водночас обмежений обсяг вибірки і відсутність контролю з відомою кількістю інокулюму не дозволяють робити висновки про переваги конкретної системи. Робота визначає методологічні рамки для подальшої контрольованої лабораторної валідації транспортних систем для мікробіологічного моніторингу у ветеринарних клініках.

**Ключові слова:** ветеринарна клініка, мікробіологічний моніторинг, відбір проб, поверхні, транспортне середовище AMIES, фосфатний буфер, тіосульфат натрію, санітарний контроль, умовно-патогенна мікрофлора, внутрішньолікарняні інфекції.

**Постановка проблеми та аналіз останніх досліджень.** Ветеринарні клініки являють собою унікальне епідеміологічне середовище, в якому одночасно перебувають люди та представники різних видів тварин, що створює умови для циркуляції і накопичення патогенних мікроорганізмів на поверхнях клінічного обладнання та приміщень. За даними епідеміологічних досліджень, внутрішньолікарняні інфекції (ВЛІ) уражують 16,3 % собак і 12 % котів у відділеннях інтенсивної терапії [1], а також 19,7 % коней [2]; інфекції після хірургічних маніпуляцій у дрібних тварин виявляють у 0,8–18,1 % випадків [3]. Систематичний огляд показав, що у 71 % досліджень мікроорганізми, асоційовані з ВЛІ, походили з лікарняного середовища з людським контактом, зокрема 22 % становили клональні лінії бактерій, одночасно асоційовані з тваринами та людьми [4]. Отже, поверхні ветеринарних клінік є активним резервуаром, який можуть колонізувати бактерії, та відіграють основну роль у поширенні ВЛІ.

Серед мікроорганізмів, асоційованих з ВЛІ, особливу загрозу становить група патогенів ESKAPE, основною характеристикою яких є здатність швидко формувати стійкість до антимікробних засобів та поширювати гени резистентності між клонами [5]. Серед стафілококових ізолятів із поверхонь ветеринарних клінік 65 % становлять метицилін-резистентні штами [4]. Розповсюдженість продуцентів ESBL сягає 17,4 % за генетичними маркерами та 53,6 % за культивування на селективних середовищах [6]; виявлено також карбапенемази blaOXA-23 та blaOXA-48, незважаючи на те, що карбапенеми не схвалені для застосування у ветеринарній медицині. Поверхні ветеринарних клінік функціонують як резервуари мультирезистентних та біоцид-резистентних грамнегативних бактерій [7]. У контексті ветеринарної медицини до групи ESKAPE-патогенів належить також *Staphylococcus pseudintermedius*, який більш тісно асоційований із захворюваннями у собак та коней, ніж *S. aureus*: метицилін-резистентний *S. pseudintermedius* (MRSP) виявляють на поверхнях у 64 % обстежених клінік дрібних тварин, зокрема 10 % усіх зразків поверхонь є позитивними [8].

Проблема мікробного забруднення ветеринарних клінік не обмежується встановленими ESKAPE-патогенами. Ризики пов'язані з такими бактеріями як *Clostridioides difficile*, серовари *Salmonella*, *Stenotrophomonas maltophilia*, *Achromobacter xylosoxidans*, *Serratia marcescens* залишаються недостатньо

вивченими [4, 5]. Ветеринарні клініки, де одночасно перебувають представники різних видів тварин, формують середовище, за якого різні клональні лінії збудників можуть обмінюватись своїми генами антибіотикостійкості та патогенності. З урахуванням факту, що патогени тваринного походження часто демонструють вищу стійкість у зовнішньому середовищі, порівняно з патогенами людини, це створює додаткові виклики для заходів інфекційного контролю [9].

Здатність мікроорганізмів до тривалої персистенції на поверхнях клінічного середовища визначається рядом еволюційно закріплених механізмів адгезії та захисту. Первинне прикріплення до субстрату забезпечується клітинними придатками фімбріями, пілі та джгутиками [10, 11]. Після первинної адгезії бактерії формують біоплівку – високоорганізовану багатоклітинну спільноту, оточену самосинтезованим матриксом із екзополісахаридів, білків та позаклітинної ДНК (eDNA) [12]. Виявлено чітку кореляцію між здатністю до біоплівкоутворення та стійкістю до карбапенемів і цефалоспоринів, що вказує на стратегічну роль біоплівки у виживанні мультирезистентних патогенів під тиском антибіотиків останньої надії [13]. Зокрема, 100 % ізолятів MRSA ST59 та 81,8 % MSSA ST188 формують сильні біоплівки [14]. Мікроорганізми у складі біоплівки переходять у сесильний стан і стають недоступними для стандартних методів мікробіологічного моніторингу поверхонь, які здатні виявляти переважно планктонні форми бактерій [15].

На практиці, описані механізми персистенції безпосередньо визначають обмеження наявних підходів до мікробіологічного контролю поверхонь. Загальний підрахунок колоній (ТСС) погано корелює з виявленням патогенів високої клінічної значущості (PHCR), що ускладнює інтерпретацію результатів моніторингу навколишнього середовища [16]. На сьогодні не існує референтного стандартного методу виявлення мікроорганізмів на поверхнях навколишнього середовища [17], що робить розробку та валідацію оптимальних протоколів відбору проб актуальним науковим завданням.

Методологія відбору проб із поверхонь навколишнього середовища є предметом активних досліджень, однак консенсусу щодо оптимального протоколу досі не досягнуто. Наявні дослідження охоплюють порівняння транспортних середовищ, типів тампонів та контактних методів у різних клінічних і лабораторних контекстах [17, 18, 19, 20], проте

отримані результати демонструють суттєву залежність від типу цільового збудника, матеріалу поверхні та умов транспортування зразків. Порівняльні дослідження, проведені у ветеринарних клініках, залишаються нечисленими, а більшість наявних даних отримано в контексті медицини людини або харчової промисловості, що обмежує їх безпосередню екстраполяцію на ветеринарне клінічне середовище [5]. Відсутність референтного стандартного методу виявлення мікроорганізмів на поверхнях [17] у поєднанні з унікальними епідеміологічними характеристиками ветеринарних клінік визначає потребу у спеціалізованих дослідженнях із валідації протоколів мікробіологічного моніторингу саме в цьому середовищі.

**Мета дослідження** – порівняльна оцінка аналітичної ефективності транспортних систем для тампонного відбору мікробіологічних проб у ветеринарних клініках та визначення методологічних підходів для подальших контрольованих експериментів.

**Матеріал і методи дослідження.** Дослідження проводили у двох незалежних ветеринарних клініках протягом 2025 року з метою порівняльної оцінки ефективності різних протоколів відбору мікробіологічних проб для санітарного контролю клінічного середовища.

У клініці 1 (Доктор-Вет, м. Біла Церква) відбір проб проводили бавовняними тампонами з транспортним гелевим середовищем AMIES та тампонами, зволоженими у фосфатному буфері. Досліджували три локації з різним ступенем інтенсивності використання: стіл приймальні, стіл стаціонару та бокс для утримання тварин.

У клініці 2 (мережа Зоолукс, м. Київ) відбір проб проводили бавовняними тампонами, зволоженими у 2 % розчині  $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$ , та тампонами, зволоженими у фосфатному буфері. Досліджували ті самі три типи поверхонь, що контактують з тваринами: оглядовий стіл, фармакологічний стіл та бокс для тварин.

В обох клініках протоколи дезінфекції передбачали використання засобів на основі перексомуносульфату калію.

Для стандартизації площі відбору використовували стерильну пластикову рамку розміром  $10 \times 10$  см (площа  $100 \text{ cm}^2$ ). Тампоном проводили зигзагоподібні рухи по всій площі в межах рамки, прикладаючи помірний тиск. Після відбору тампон поміщали в транспортне середовище або пробірку з відповідним розчином і доставляли до лабораторії протягом 2 год за кімнатної температури. Для кожної точки відбору виконували три незалежні повтори з однієї поверхні.

У лабораторних умовах проби обробляли за допомогою інтенсивного струшування тампона у транспортному середовищі на вортексі протягом 60 с для максимального вивільнення мікроорганізмів. Тампони з гелевого середовища переносили в окрему пробірку з 1 мл фосфатного буфера та струшували протягом 60 с.

З отриманої вихідної суспензії готували розведення 1:10. Після цього по 100 мкл вихідної та розведеної суспензії вносили у чашки Петрі та заливали розплавленим середовищем Plate Count Agar для підрахунку загального бактеріального забруднення. Результати виражали у КУО/мл елюату, оскільки метою дослідження була порівняльна оцінка аналітичної ефективності транспортних середовищ, а не абсолютна кількісна характеристика мікробного навантаження на поверхні.

Додатково проводили ідентифікацію мікроорганізмів у відібраних матеріалах класичними мікробіологічними методами. Після культивування визначали культуральні властивості виділених мікроорганізмів та ізолювали чисті культури. Ідентифікацію на рівні виду проводили стандартними мікробіологічними методами та за допомогою MALDI-TOF MS.

Для оцінки узгодженості між різними методами відбору проб розраховували коефіцієнт каппа Коена. Діагностичну цінність методів оцінювали за показниками чутливості (Sensitivity), специфічності (Specificity), позитивної предиктивної цінності (PPV), негативної предиктивної цінності (NPV) та загальної точності (Accuracy).

Як поріг позитивності використовували мінімально детектоване значення 1 КУО/мл елюату. Негативним результатом вважали випадки, коли обидва методи показали 0 КУО/мл; позитивним – коли хоча б один метод виявив  $\geq 1$  КУО/мл. За референсний критерій прийнято позитивний результат хоча б одного з методів. Узгодженість між методами оцінювали за коефіцієнтом каппа Коена ( $\kappa$ ): значення 0,81–1,00 інтерпретували як майже повну узгодженість, 0,61–0,80 – суттєву, 0,41–0,60 – помірну, 0,21–0,40 – задовільну, 0,00–0,20 – слабку.

Статистичну обробку даних проводили за допомогою програмного забезпечення Jamovi версії 2.3.21 (The Jamovi Project, Нідерланди). Перевірку нормальності розподілу здійснювали за допомогою тесту Шапіро–Уїлка. У зв'язку з відхиленням від нормального розподілу, наявністю численних нульових значень та малим об'ємом вибірки застосовували непараметричні методи статистичного аналізу.

Описову статистику представляли у вигляді медіани та міжквартильного розмаху. Для порівняння незалежних груп використовували критерій Крускала–Уолліса з подальшим post-hoc аналізом методом Данна за умови виявлення статистично значущих відмінностей. Порівняння двох незалежних груп проводили за допомогою критерію Манна–Уїтні. Рівень статистичної значущості встановлювали на рівні  $p \leq 0,05$ .

**Результати дослідження та обговорення.** Мікробіологічне дослідження поверхонь клінічного середовища у двох ветеринарних клініках виявило наявність умовно-патогенної грамнегативної мікрофлори на всіх досліджуваних точках відбору. У клініці 1 ізольовано представників *Pseudomonas* spp. та *Enterobacter* spp. У клініці 2 виявлено ширший спектр мікроорганізмів: *Acinetobacter radioresistens*, *Pseudomonas putida*, *Enterobacter cloacae/Enterobacter asburiae* (ідентифікація з рівнозначною ймовірністю) та *Pantoea agglomerans*.

Порівняльну оцінку ефективності методів відбору проб проводили за кількістю мікроорганізмів, вилучених із поверхні в елюат (КУО/мл), після контакту з тваринами. Результати представлено у таблиці 1. У клініці 1 порівнювали метод із транспортним середовищем AMIES та метод із зволоженням тампона фосфатним буфером. На столі приймальні та столі стаціонару з використанням середовища AMIES виявлено достовірно ви-

щий рівень мікробного навантаження в елюаті порівняно з методом фосфатного буфера:  $1012,33 \pm 32,50$  КУО/мл проти  $852,33 \pm 32,50$  КУО/мл ( $p = 0,004$ ) та  $1455,00 \pm 45,00$  КУО/мл проти  $1280,00 \pm 40,00$  КУО/мл ( $p = 0,007$ ) відповідно. У боксі для утримання тварин, де зафіксовано максимальний рівень контамінації, достовірно вищі показники отримано методом фосфатного буфера –  $1690,00 \pm 40,00$  КУО/мл проти  $1584,67 \pm 45,00$  КУО/мл методом AMIES ( $p = 0,039$ ). Загальне порівняння методів без урахування локації статистично значущої різниці не виявило: AMIES –  $1350,67 \pm 262,33$  КУО/мл, фосфатний буфер –  $1274,11 \pm 364,21$  КУО/мл ( $p = 0,616$ ).

У клініці 2 порівнювали метод із зволоженням тампона 2 % розчином тіосульфату натрію ( $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$ ) та метод фосфатного буфера. Між методами не виявлено статистично значущої різниці ні на оглядовому столі –  $410,00 \pm 40,00$  КУО/мл проти  $450,00 \pm 55,00$  КУО/мл ( $p = 0,366$ ), ні в боксі для тварин –  $30,00 \pm 5,00$  КУО/мл проти  $20,00 \pm 5,00$  КУО/мл ( $p = 0,070$ ). Виняток становив фармакологічний стіл, де метод  $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$  виявив достовірно вищий рівень мікробного навантаження в елюаті:  $20,00 \pm 5,00$  КУО/мл проти  $10,00 \pm 0,00$  КУО/мл для методу фосфатного буфера ( $p = 0,026$ ). Загальне порівняння методів також не досягло рівня статистичної значущості:  $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$  –  $153,33 \pm 193,62$  КУО/мл, фосфатний буфер –  $160,00 \pm 219,29$  КУО/мл ( $p = 0,946$ ).

Таблиця 1 – Кількість мікроорганізмів в елюаті після контакту тампона з поверхнею (КУО/мл)

Клініка	Локація	Транспортне середовище	M±SD, КУО/мл	p
1	Стіл приймальні	AMIES	1012,33±32,50	0,004*
		Фосф. буфер	852,33±32,50	
	Стіл стаціонару	AMIES	1455,00±45,00	0,007*
		Фосф. буфер	1280,00±40,00	
	Бокс для тварин	AMIES	1584,67±45,00	0,039*
		Фосф. буфер	1690,00±40,00	
2	Оглядовий стіл	$\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$	410,00±40,00	0,366
		Фосф. буфер	450,00±55,00	
	Фарм. стіл	$\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$	20,00±5,00	0,026*
		Фосф. буфер	10,00±0,00	
	Бокс для тварин	$\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$	30,00±5,00	0,070
		Фосф. буфер	20,00±5,00	

**Примітка:** M – середнє арифметичне, SD – стандартне відхилення, t – критерій Стюдента, p – рівень статистичної значущості, \* –  $p < 0,05$ .

Загальна кількість мікроорганізмів в елюаті суттєво різнилась між клініками: у клініці 1 вона становила 852–1690 КУО/мл, у клініці 2 – 10–450 КУО/мл. Незважаючи на цю різницю, загальна аналітична ефективність порівнюваних методів у кожній клініці була статистично зіставною.

Після оцінки кількості мікроорганізмів в елюаті проаналізовано діагностичні характеристики методів відбору проб для всіх трьох етапів дослідження (n = 27). Як поріг позитивності використано мінімально детектоване значення 1 КУО/мл елюату, як референсний критерій – позитивний результат хоча б одного з порівнюваних методів. Результати наведено у таблиці 2.

У клініці 1 метод фосфатного буфера досяг максимальних значень за всіма показниками. Відбір проб з середовища AMIES характеризувався чутливістю 0,88 та NPV 0,83 за специфічності 1,00 і точності 0,93. Узгодженість між методами становила  $\kappa = 0,85$ , що відповідає майже повній.

Дещо знижена чутливість методу AMIES (88,2 %) за максимальної специфічності може пояснюватись неповним вивільненням мікроорганізмів із гелевої матриці під час елюції [21]. Ймовірним механізмом цього явища є entrapment-ефект – затримання мікробних клітин у структурі агарового гелю та у волокнах бавовняних або раянових тампонів, що обмежує перехід клітин у середовище під час посіву. Це явище описане у класичних роботах з валідації транспортних систем за стандартом CLSI M40-A, де гелеві агарові системи AMIES демонстрували нижчу елюаційну ефективність порівняно з рідкими середовищами та флокованими нейлоновими тампонами [Van Horn et al., 2008]. Отриманий рівень узгодженості між методами ( $\kappa = 0,85$ ) є вищим порівняно з даними Okamoto et al. [17], які зафіксували  $\kappa = 0,44$  за порівняння тампонів та RODAC-пластин в умовах ВРІТ; однак пряме порівняння цих показників є обмеженим, оскільки у зазначеному дослідженні результати виражено у КУО/см<sup>2</sup> поверхні, тимчасом

Таблиця 2 – Діагностичні характеристики методів відбору проб (поріг 1 КУО/мл)

Клініка	Метод	Чутливість	Специфічність	PPV	NPV	Точність
1	AMIES	0,882	1,000	1,000	0,833	0,926
1	Фосф. буфер	1,000	1,000	1,000	1,000	1,000
2	Na <sub>2</sub> S <sub>2</sub> O <sub>3</sub>	0,917	1,000	1,000	0,938	0,963
2	Фосф. буфер	0,917	1,000	1,000	0,938	0,963

**Примітка:** PPV – позитивна предиктивна цінність, NPV – негативна предиктивна цінність.

У клініці 2 обидва методи продемонстрували однакові характеристики: чутливість 0,92 та NPV 0,94 за специфічності 1,00 і точності 0,96. Узгодженість між методами становила  $\kappa = 0,85$ .

Дослідження є пілотним і спрямоване на попередню оцінку протоколів мікробіологічного відбору проб у ветеринарних клініках та виділення клінічних ізолятів для подальших експериментів. Отримані результати свідчать про аналітичну рівноцінність порівнюваних методів відбору проб у кожній клініці: загальне порівняння не виявило статистично значущої різниці між методами ( $p = 0,616$  та  $p = 0,946$  відповідно).

Відсутність уніфікованого стандарту для мікробіологічного моніторингу поверхонь у ветеринарних клініках зумовила використання мінімально детектованого значення 1 КУО/мл елюату як порогу позитивності.

у нашій роботі використано КУО/мл елюату. Тим не менш загальна тенденція до високої узгодженості між методами є зіставною.

Рівноцінна ефективність методів Na<sub>2</sub>S<sub>2</sub>O<sub>3</sub> та фосфатного буфера у клініці 2 підтверджує обґрунтованість застосування тіосульфату натрію як нейтралізатора залишкових дезінфектантів окислювальної природи. Показово, що на фармакологічному столі метод Na<sub>2</sub>S<sub>2</sub>O<sub>3</sub> виявив достовірно вищий рівень контамінації ( $p = 0,026$ ), що може відображати пригнічення росту залишковими окислювачами у зразках без нейтралізатора. Це узгоджується з рекомендаціями CDC [22] щодо обов'язкового включення хімічних нейтралізаторів за відбору проб після дезінфекції та підтверджується результатами Шевченко та ін. [X], які продемонстрували ефективність 2 % Na<sub>2</sub>S<sub>2</sub>O<sub>3</sub> як альтернативного нейтралізатора перексо-моносульфату калію.

Виявлені мікроорганізми є типовими представниками умовно-патогенної грамнегативної мікрофлори клінічного середовища. Наявність *Acinetobacter spp.* заслуговує на особливу увагу з огляду на його здатність до набуття мультирезистентності та тривалої персистенції на поверхнях [5]. Суттєва різниця в загальній кількості мікроорганізмів в елюаті між клініками (852–1690 КУО/мл проти 10–450 КУО/мл) найімовірніше відображає відмінності в інтенсивності клінічного навантаження та ефективності протоколів дезінфекції.

Отримані результати слід інтерпретувати з урахуванням таких обмежень. По-перше, дослідження проводили лише у двох клініках із малим обсягом вибірки ( $n = 3$  повтори на локацію), що є прийнятним для пілотного дослідження, однак обмежує статистичну потужність і узагальнюваність висновків. По-друге, відсутність референтного стандарту для виявлення мікроорганізмів на поверхнях [17] зумовила застосування комбінованого критерію позитивного результату, що неминуче обмежує оцінку чутливості кожного методу окремо. По-третє, бавовняні тампони було обрано свідомо з метою уніфікації матеріалу між порівнюваними методами, зокрема для забезпечення порівнянності з тампонами системи AMIES; проте вони поступаються флокованим нейлоновим у здатності до вивільнення клітин, що могло занижувати абсолютні показники виявлення. По-четверте, результати виражено у КУО/мл елюату без перерахунку на площу поверхні, що обмежує пряме порівняння абсолютних показників мікробного навантаження з літературними даними, де традиційно використовують КУО/см<sup>2</sup>.

Незважаючи на зазначені обмеження, отримані результати підтверджують рівноцінність методів Na<sub>2</sub>S<sub>2</sub>O<sub>3</sub> та AMIES щодо вилучення мікроорганізмів із поверхонь ветеринарних клінік, а також доцільність включення нейтралізаторів до транспортно-го розчину за відбору проб після дезінфекції окислювальними засобами. Виділені ізоляти – *Pseudomonas spp.*, *Enterobacter spp.*, *Acinetobacter radioresistens*, *Pseudomonas putida*, *Enterobacter cloacae/asburiae* та *Pantoea agglomerans* – становитимуть основу мікробіологічної колекції для подальших досліджень резистентності та біоплівкоутворення. Оскільки порівняльних досліджень методів відбору проб у ветеринарних клініках залишається обмаль [5], а питання

нейтралізації окислювальних дезінфектантів потребує подальшого вивчення в реальних клінічних умовах, ці результати можуть слугувати основою для стандартизації протоколів мікробіологічного моніторингу в цьому середовищі.

#### Висновки.

1. У пілотному польовому дослідженні всі три транспортні системи – AMIES, 2 % Na<sub>2</sub>S<sub>2</sub>O<sub>3</sub> та фосфатний буфер – продемонстрували статистично зрівнювану аналітичну ефективність щодо відновлення мікроорганізмів із бавовняного тампона в елюат ( $p = 0,616$  для клініки 1 та  $p = 0,946$  для клініки 2;  $\kappa = 0,847$ ). Обмежений обсяг вибірки і відсутність контролю з відомою кількістю інокулюму не дозволяють робити висновки про переваги конкретної системи; для цього необхідні подальші контрольовані лабораторні дослідження.

2. На поверхнях обох клінік виявлено грамнегативну умовно-патогенну мікрофлору (*Pseudomonas spp.*, *Enterobacter spp.*, *Acinetobacter radioresistens*, *Pseudomonas putida*, *Enterobacter cloacae/asburiae* та *Pantoea agglomerans*), що може використовуватись як модельна мікрофлора для подальшої контрольованої оцінки ефективності транспортних систем для відбору проб у ветеринарних клініках.

**Дотримання біоетичних норм.** Дослідження не передбачало роботи з тваринами як об'єктами дослідження. Відбір проб здійснювали з поверхонь у присутності клінічно здорових тварин під час їхніх планових ветеринарних візитів; жодних інвазивних чи інших маніпуляцій з тваринами не виконували. Будь-які дії щодо тварин у клініках, у присутності яких проводили відбір проб, здійснювались персоналом клінік у межах їх рутинної ветеринарної практики з дотриманням вимог Європейської конвенції про захист хребетних тварин, що використовуються для дослідних та інших наукових цілей (Strasbourg, 1986) та Закону України № 3447-IV «Про захист тварин від жорстокого поводження». Дослідження проводили в межах НДР «Вивчення ролі умовно патогенних мікроорганізмів в етіології та патогенезі хвороб тварин» (номер держреєстрації 0121U110291). Протокол експериментів схвалено Етичним комітетом Білоцерківського національного аграрного університету (протокол № 21 від 28.08.2025 р.).

**Конфлікт інтересів.** Автори заявляють про відсутність конфлікту інтересів.

## REFERENCES

1. Ruple-Czerniak, A., Aceto, H.W., Bender, J.B. (2013). Using syndromic surveillance to estimate baseline rates for healthcare-associated infections in critical care units of small animal referral hospitals. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, Vol. 27, no. 6, pp. 1392–1399. DOI:10.1111/jvim.12190.
2. Ruple-Czerniak, A., Aceto, H.W., Bender, J.B. (2014). Syndromic surveillance for evaluating the occurrence of healthcare-associated infections in equine hospitals. *Equine Veterinary Journal*, Vol. 46, no. 4, pp. 435–440. DOI:10.1111/evj.12190.
3. Espinel-Rupérez, J., Martín-Ríos, M. D., Salazar, V. (2019). Incidence of surgical site infection in dogs undergoing soft tissue surgery: risk factors and economic impact. *Veterinary Record Open*, Vol. 6, no. 1. DOI:10.1136/vetreco-2017-000233.
4. Sebola, D.C., Oguttu, J.W., Kock, M.M., Qekwana, D.N. (2023). Hospital-acquired and zoonotic bacteria from a veterinary hospital and their associated antimicrobial-susceptibility profiles: A systematic review. *Frontiers in Veterinary Science*, Vol. 9. DOI:10.3389/fvets.2022.1087052.
5. Timofte, D., Jepson, R.E. (2024). PRO: Environmental microbiological surveillance does support infection control in veterinary hospitals. *JAC-Antimicrobial Resistance*, Vol. 6, no. 4. DOI: 10.1093/jacamr/dlae113.
6. Leal-Vélez, J.A., Arenas-Hernández, M.M.P., Rodríguez-Rivera, L.D. (2025). Extended-spectrum  $\beta$ -lactamase and AmpC  $\beta$ -lactamase-producing bacteria in veterinary settings. *Veterinary Sciences*, Vol. 12, no. 1. DOI:10.3390/vetsci12010058.
7. Akwuobu, C.A., Ngbede, E.O., Mamfe, L.M. (2021). Veterinary clinic surfaces as reservoirs of multi-drug- and biocide-resistant Gram-negative bacteria. *Access Microbiology*, Vol. 3, no. 11. DOI:10.1099/acmi.0.000277.
8. Perkins, A.V., Sellon, D.C., Gay, J.M. (2020). Prevalence of methicillin-resistant *Staphylococcus pseudintermedius* on hand-contact and animal-contact surfaces in companion animal community practice veterinary hospitals. *Veterinary Surgery*, Vol. 49, no. 3, pp. 506–515. DOI:10.1111/vsu.13369.
9. Duarte, A.C., Rodrigues, S., Afonso, A. (2024). Evaluation of the efficacy of combination of glutaraldehyde and quaternary ammonium compound disinfectant against different isolated *C. perfringens* strains recovered from broilers. *Veterinary Sciences*, Vol. 11, no. 8. DOI:10.3390/vetsci11080382.
10. Amara, N., Krom, B.P., Kaufmann, G.F., Meijler, M.M. (2021). Macromolecular inhibition of quorum sensing: Enzymes, antibodies, and beyond. *Chemical Reviews*, Vol. 121, no. 18, pp. 10666–10709.
11. Karygianni, L., Ren, Z., Koo, H., Thurnheer, T. (2020). Biofilm Matrixome: Extracellular Components in Structured Microbial Communities. *Trends in Microbiology*, Vol. 28, no. 8, pp. 668–681. DOI:10.1016/j.tim.2020.03.016.
12. Kaplan, J.B., Izano, E.A., Gokhale, P. (2012). Targeting bacterial biofilms on medical implants: Current and emerging approaches. *Antibiotics*, Vol. 13, no. 8.
13. Uruén, C., Chopo-Escuin, G., Tommassen, J., Mainar-Jaime, R.C., Arenas, J. (2021). Biofilms as Promoters of Bacterial Antibiotic Resistance and Tolerance. *Antibiotics*, Vol. 10, no. 1. DOI:10.3390/antibiotics10010003.
14. Chen, L., Tang, Z.Y., Cui, S.Y. (2020). Biofilm production ability, virulence and antimicrobial resistance genes in *Staphylococcus aureus* from various veterinary hospitals. *Pathogens*, Vol. 9, no. 4. DOI:10.3390/pathogens9040264.
15. Ledwoch, K., Maillard, J.-Y. (2018). *Candida auris* dry surface biofilm (DSB) for disinfectant efficacy testing. *Materials*, Vol. 12, no. 1.
16. Widmer, A.F., Marsch, S., Gehr, P. (2019). Total colony count versus pathogen-directed approach for monitoring healthcare-associated infections. *Infection Control & Hospital Epidemiology*, Vol. 40, no. 2, pp. 155–160.
17. Okamoto, K., Rhee, Y., Schoeny, M. (2018). Flocked nylon swabs versus RODAC plates for detection of multidrug-resistant organisms on environmental surfaces in intensive care units. *Journal of Hospital Infection*, Vol. 98, no. 1, pp. 105–108. DOI:10.1016/j.jhin.2017.09.028.
18. Madsen, A.M., Moslehi-Jenabian, S., Islam, M.Z. (2020). Evaluation of methods for sampling of *Staphylococcus aureus* and other *Staphylococcus* species from indoor surfaces. *Annals of Work Exposures and Health*, Vol. 64, no. 9, pp. 1020–1034. DOI:10.1093/annweh/wxaa075.
19. Jansson, L., Akel, Y., Eriksson, R. (2020). Performance characteristics of automated sampling and detection of SARS-CoV-2 airborne and surface contamination: a validation study. *Journal of Hospital Infection*, Vol. 106, no. 4, pp. 763–770.
20. Chen, F., Li, Y., Wang, W. (2024). Comparative performance of contact plate method and swab method for surface microbial contamination on medical fabrics. *BMC Infectious Diseases*, Vol. 24. DOI:10.1186/s12879-024-09416-8.
21. Van Horn, K.G., Audette, C.D., Sebeck, D., Tucker, K.A. (2008). Comparison of the Copan ES-wab system with two Amies agar swab transport systems for maintenance of microorganism viability. *Journal of Clinical Microbiology*, Vol. 46, no. 5, pp. 1655–1658. DOI:10.1128/JCM.02047-07.
22. Centers for Disease Control and Prevention (CDC). (2019). Best practices for environmental cleaning in healthcare facilities in resource-limited settings.

**Comparative evaluation of transport systems for microbiological surface monitoring in veterinary clinics**

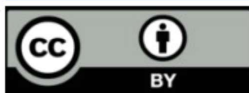
**Shevchenko M., Bilyk S., Plahotniuk K., Pshets D., Savchenyuk M., Panteleienko O., Tsarenko T., Dovhal O.**

Veterinary clinics represent a unique epidemiological environment where the simultaneous presence of humans and animals of different species

creates conditions for active circulation of opportunistic microorganisms, including multidrug-resistant ESKAPE pathogens. Despite the recognised role of surface microbiological monitoring as an infection control tool, a standardised sampling protocol for the veterinary clinical setting is still lacking. The aim of the study was a comparative evaluation of the diagnostic performance of different transport media and moistening solutions for swab sampling from surfaces of veterinary clinics. The study was conducted in 2025 in two independent veterinary clinics with markedly different microbial burden levels (852–1690 CFU/cm<sup>2</sup> and 10–450 CFU/cm<sup>2</sup>, respectively). In Clinic 1, AMIES gel transport swabs were compared with phosphate buffer-moistened swabs; in Clinic 2, swabs moistened with 2 % sodium thiosulfate (Na<sub>2</sub>S<sub>2</sub>O<sub>3</sub>) were compared with phosphate buffer swabs. Samples were collected from three clinically relevant locations using a standardised 10×10 cm frame method; microorganism identification was performed by MALDI-TOF MS. Opportunistic gram-negative microflora was detected on all surfaces: *Pseudomonas* spp., *Enterobacter* spp., *Acinetobacter radioresistens*, *Pseudomonas putida*, *Enterobacter cloacae/asburiae*, and *Pantoea agglomerans*.

Overall comparison revealed no statistically significant differences between methods ( $p = 0,616$  and  $p = 0,946$ , respectively), indicating their analytical equivalence. In Clinic 1, the phosphate buffer method achieved ideal diagnostic performance (sensitivity, specificity, and accuracy of 1,000), while the AMIES method showed sensitivity of 0,882; Cohen's kappa coefficient was 0,847 (almost perfect agreement). Notably, at the pharmacological table in Clinic 2, where potassium peroxydisulfate-based disinfectants were used, the Na<sub>2</sub>S<sub>2</sub>O<sub>3</sub> method detected significantly higher contamination levels ( $p = 0,026$ ), most likely reflecting growth inhibition by residual oxidisers in samples lacking a neutralizer. The results confirm that phosphate buffer swab moistening is a cost-effective and diagnostically reliable baseline protocol for routine surface monitoring in veterinary clinics, while the inclusion of chemical neutralisers in the transport solution is essential when sampling after disinfection with oxidising agents.

**Keywords:** veterinary clinic, microbiological monitoring, sampling, surfaces, AMIES transport medium, phosphate buffer, sodium thiosulfate, sanitary control, opportunistic microflora, healthcare-associated infections.



Copyright: Шевченко М.В. та ін. © This is an open-access article distributed under the terms of the Creative Commons Attribution License, which permits unrestricted use, distribution, and reproduction in any medium, provided the original author and source are credited.

