ПРАКТИЧНИЙ ПОСІБНИК
«ОЦІНКА НОВИХ ІНФЕКЦІЙНИХ ЗАХВОРЮВАНЬ»

Розроблений в рамках активності 1.4. «Спільні дослідження нових захворювань, що виникають у транскордонному регіоні: відбір проб та аналіз»

міжнародного проєкту
«SMS-RO-UA: Розробка систем скринінгу та моніторингу нових захворювань та запобігання транскордонним епідеміям в актуальних умовах» ROUA00136, що співфінансується ЄС в рамках Програми Interreg NEXT Румунія – Україна 2021 – 2027

2026

ЗМІСТ

ВСТУП 3

1. Ланцюг «тварини — вода — ґрунт — люди» у контексті харчової безпеки 7

2.Уніфіковані протоколи відбору проб за міжнародними стандартами 33

3.Точні та уніфіковані методи лабораторного аналізу 60

4.Результати досліджень отриманих в рамках проєкту та їх інтерпретація 82

5.Транскордонна епідеміологічна інтерпретація та методологічна обґрунтованість і гармонізація 101

6.Протоколи спільних профілактичних та ліквідаційних заходів 108

УЗАГАЛЬНЕННЯ ТА ВИСНОВКИ 137

Список використаних джерел 141

ВСТУП

Практичний посібник розроблений на виконання договору №173 від 26.10.2026 про надання послуг, укладеного з Одеським державним аграрним університетом в рамках активності 1.4. «Спільні дослідження нових захворювань, що виникають у транскордонному регіоні: відбір проб та аналіз» міжнародного проєкту «SMS-RO-UA: Розробка систем скринінгу та моніторингу нових захворювань та запобігання транскордонним епідеміям в актуальних умовах» ROUA00136, що співфінансується ЄС в рамках Програми Interreg NEXT Румунія – Україна 2021 – 2027. Відповідний документ розроблений на основі аналізу захворювань, досліджуваних в рамках проєкту у ланцюзі «тварини - вода - ґрунт - людина». Він містить практичні рекомендації щодо відбору зразків, проведення аналізів, застосування уніфікованих підходів і точних методів дослідження відповідних хвороб.

До нових інфекційних захворювань (EID) належать заразні хвороби, що з’явилися нещодавно або характеризуються стійкістю до лікарських препаратів, а також ті, рівень захворюваності на які стрімко зростає і, ймовірно, продовжуватиме зростати в майбутньому. Через невизначеність і непередбачуваність ці хвороби можуть призводити до високої смертності та суттєво впливати на соціальну стабільність і економічний розвиток, оскільки люди не в змозі миттєво відреагувати на них і вжити конкретних профілактичних заходів чи заходів контролю. Тому нові інфекційні захворювання стали серйозною проблемою громадського здоров’я в усьому світі. [1]. Виникнення інфекційних захворювань зумовлене дією конкретних чинників. Завдяки належним епідеміологічним дослідженням і лабораторному нагляду можна виявити причини спалахів хвороб, оскільки більшість нових інфекцій (навіть тих,

що є стійкими до протимікробних препаратів) зазвичай виникають у певному місці, а потім поширюються на нові території [2]. Однак легковажне ставлення до вакцинації та використання антибіотиків, а також недостатнє фінансування програм епідеміологічного нагляду й контролю посилили поширення багатьох захворювань [3]. Зміни клімату та стихійні лиха відіграють певну роль у виникненні багатьох інфекційних хвороб [4]. Також на поширення цих захворювань впливає швидка урбанізація [5] та міжвидова передача, викликана посиленням взаємодії між дикими тваринами, худобою та населенням [6]. Непрямий шлях передачі зоонозних патогенів через харчовий ланцюг – це забруднення продуктів харчування відходами тваринного та людського походження. Більшість організмів, пов'язаних із зоонозними спалахами харчових отруєнь, не є новими патогенами, але кожен спалах інфекційних захворювань повинен викликати питання про те, чи можуть продукти харчування (і вода) бути засобом передачі [7]. Швидко розширюється масштаб і глобалізація ринку продуктів харчування, хоч і контролюються системами безпеки харчових продуктів, вразливі, оскільки порушення цих процесів може призвести до розрізнених спалахів, які важко відстежити [8]. Міжнародні поїздки та міграція збільшуються з кожним роком, а кількість переміщених осіб досягла найвищого рівня з часів Другої світової війни, склавши майже 65 мільйонів осіб [9]. Туризм щорічно встановлює нові рекорди [10]. Глобальні подорожі не обмежуються людьми: особливе занепокоєння викликає успішне поширення переносників хвороб через глобальну торгівлю [12].

Нові та повторно виникаючі інфекційні захворювання в різних соціально-екологічних умовах створюють безпрецедентні виклики для глобального громадського здоров'я та соціально-економічного розвитку. Концепція «Єдине

здоров'я» базується на системному, трансдисциплінарному підході та охоплює взаємодію між людьми та тваринами в заданих соціально-екологічних умовах. Вона може комплексно враховувати взаємодію людина-тварина-довкілля, що є основою зоонозних захворювань. Отже, підхід «Єдине здоров'я» є ефективним у контролі та усуненні факторів, що сприяють виникненню інфекційних захворювань [11]. Узагальнюючи міжнародні дослідження та норми, а також дані міжнародних джерел [13], національне законодавство [14, 15, 16], наукові програми та результати аналізу практичних кейсів, визначаються прогалини в потенціалі країн щодо реалізації підходу «Єдине здоров'я» (One Health) і окреслюються можливості для посилення біонагляду, лабораторних систем, біобезпеки та міжвідомчої співпраці [17]. Регіон Нижнього Дунаю, і зокрема прикордонна територія між Румунією та Україною, є зоною, що має велике епідеміологічне значення як на регіональному, так і на європейському рівні. Це зумовлено поєднанням географічних, екологічних, кліматичних та антропогенних чинників, які сприяють збереженню, циркуляції, а за певних умов – і поширенню нових та повторно виникаючих патогенів. Ця територія охоплює великі водно-болотні екосистеми, різноманітні природні та напівприродні середовища існування, значні площі внутрішніх водойм, території, схильні до затоплення, сільськогосподарські угіддя та розрізнені сільські поселення. У таких умовах контакти між людьми, свійськими тваринами, дикою фауною та навколишнім середовищем є частими й складними. Адміністративний кордон між Румунією та Україною не є перешкодою для переміщення диких птахів, певних видів ссавців чи переносників, а також для поширення чинників навколишнього середовища, що беруть участь у передачі патогенів. У цьому контексті оцінювання ризиків для здоров'я не може бути ефективним, якщо воно

обмежується лише місцевим або національним рівнем; натомість необхідний скоординований, інтегрований і уніфікований підхід, що охоплює всю транскордонну територію.

Посібник адресований фахівцям, які ухвалюють рішення та здійснюють нагляд у сфері здоров'я тварин, безпечності харчових продуктів і громадського здоров'я: національним і регіональним органам влади (зокрема ветеринарним та санітарним службам), галузевим агентствам, лабораторіям, науково-дослідним та освітнім закладам, ветеринарним клінікам, закладам охорони здоров'я, а також громадським організаціям, фермерам і власникам тварин у транскордонному регіоні Румунія – Україна.

1. ЛАНЦЮГ «ТВАРИНИ — ВОДА — ҐРУНТ — ЛЮДИ» У КОНТЕКСТІ ХАРЧОВОЇ БЕЗПЕКИ

Взаємозалежність здоров'я людини, тварин і навколишнього середовища або екосистеми в багатьох аспектах, включаючи безпеку харчових продуктів, вимагає, щоб проблеми в будь-якому з цих секторів вирішувалися не ізольовано, а скоріше за допомогою ширшого системного підходу, в якому всі сектори розглядаються як частина рішення [18].

Концепція «Єдине здоров'я» - це область професійного глобального захисту здоров'я, що розширюється та виникла в результаті визнання зростаючих взаємозв'язків і перетинів – економічних, культурних і фізичних – на стику здоров'я людини, тварин та екосистем. (Рсунок 1)



Рисунок 1. Тріада «Єдине здоров'я»: взаємозв'язок людини, тварин та навколишнього середовища [19]

Концепція «Єдине здоров'я» прагне змістити парадигму з нинішнього «індивідуального» та «орієнтованого на хворобу» підходу, що фокусується на лікуванні, на «системний» чи «суспільний» підхід, який фокусується на

профілактиці. «Єдине здоров'я» - це креативний спосіб розглядати здоров'я людини, тварин та екосистем як спільне зусилля медичних працівників та вчених-екологів у рамках спільної та синергетичної роботи (Рисунок 2).



Рисунок 2. Концепція «Єдине здоров'я» демонструє взаємозв'язки та взаємозалежність різних дисциплін

«Єдине здоров'я» забезпечує основу для вирішення проблем безпеки харчових продуктів трансдисциплінарним способом, в якому рішення виходять як зсередини, так і ззовні різних дисциплін, створюючи нові перспективи для вирішення цих глобальних складних проблем.

У міру того, як чисельність населення світу збільшується з 7 мільярдів сьогодні до 9,1 мільярдів до 2050 року [9], продовольча безпека, безпека харчових продуктів та адекватне харчування будуть набувати все більшого значення. В останні кілька десятиліть 75% нових випадків зараження людини всіх видів мають зоонозне походження, тобто можуть передаватися від тварин до людей, і приблизно 30% усіх нових інфекцій, що виникли у світі за останні 60 років, включають патогени, які зазвичай передаються через їжу.

Оскільки багато відомих харчових патогенів є зоонозними і можуть виявлятися в дикій природі та навколишньому середовищі, усунення цих джерел, розробка заходів контролю, спрямованих на зниження ризику зараження людини на екологічному рівні є критично важливим елементом. Однак пом'якшення наслідків забруднення дикої природи є складним завданням. Економічно доцільних механізмів запобігання прямому контакту немає [20].

Роль тварин. Тварини та дика природа розглядаються як пряма загроза безпеці харчових продуктів. Зі швидким зростанням населення Землі виникає супутнє стрімке зростання попиту на підвищення сільськогосподарської продуктивності та якості [20]. Зокрема, спостерігається безпрецедентне зростання попиту тваринний білок і продукти тваринного походження. В Азії щоденне споживання тваринного білка за останні п'ятдесят років збільшилося більш ніж утричі, особливо серед населення з вищим рівнем доходу [20]. Це зростання попиту зрештою призвело до того, що глобальна біомаса сільськогосподарських тварин перевищила біомасу людини, що неминуче змінило методи ведення сучасного сільського господарства [21]. Однією із складових, навколо якої тваринництво відіграє життєво важливу роль у здоров'ї тварин і людини, є зоонози – інфекційні захворювання, що передаються між

людьми та тваринами. Зоонозна передача може відбуватися за допомогою прямого або непрямого контакту з тваринами та їх довкіллям; споживання продуктів тваринного походження чи води, забрудненої тваринами; а також через проміжні види, такі як комахи-переносники. Хоча для подолання бар'єрів на шляху передачі від тварин до людини зоонозним патогенам часто потрібна узгоджена взаємодія факторів навколишнього середовища, патогенних факторів і факторів господаря, вони здатні адаптуватися і викликати інфекції у людей [22, 23], і вважається, що на їх частку припадає приблизно дві третини останніх великих спалахів інфекційних захворювань.

Сільськогосподарські тварини, такі як птиця, свині та велика рогата худоба, є основними резервуарами та джерелами зараження людини цими патогенами (Рисунок 3). Крім того, забруднене сільськогосподарське середовище також є важливим шляхом передачі, наприклад, ґрунт, забруднений *B. anthracis* або *Clostridium spp* [24]. Однак більшість таких патогенів, таких як Campylobacter spp. *Listeria spp*. та *Shigella spp*., діють як умовно-патогенні мікроорганізми, колонізуючи кишечник сільськогосподарських тварин, часто без прояву значних клінічних симптомів [25].

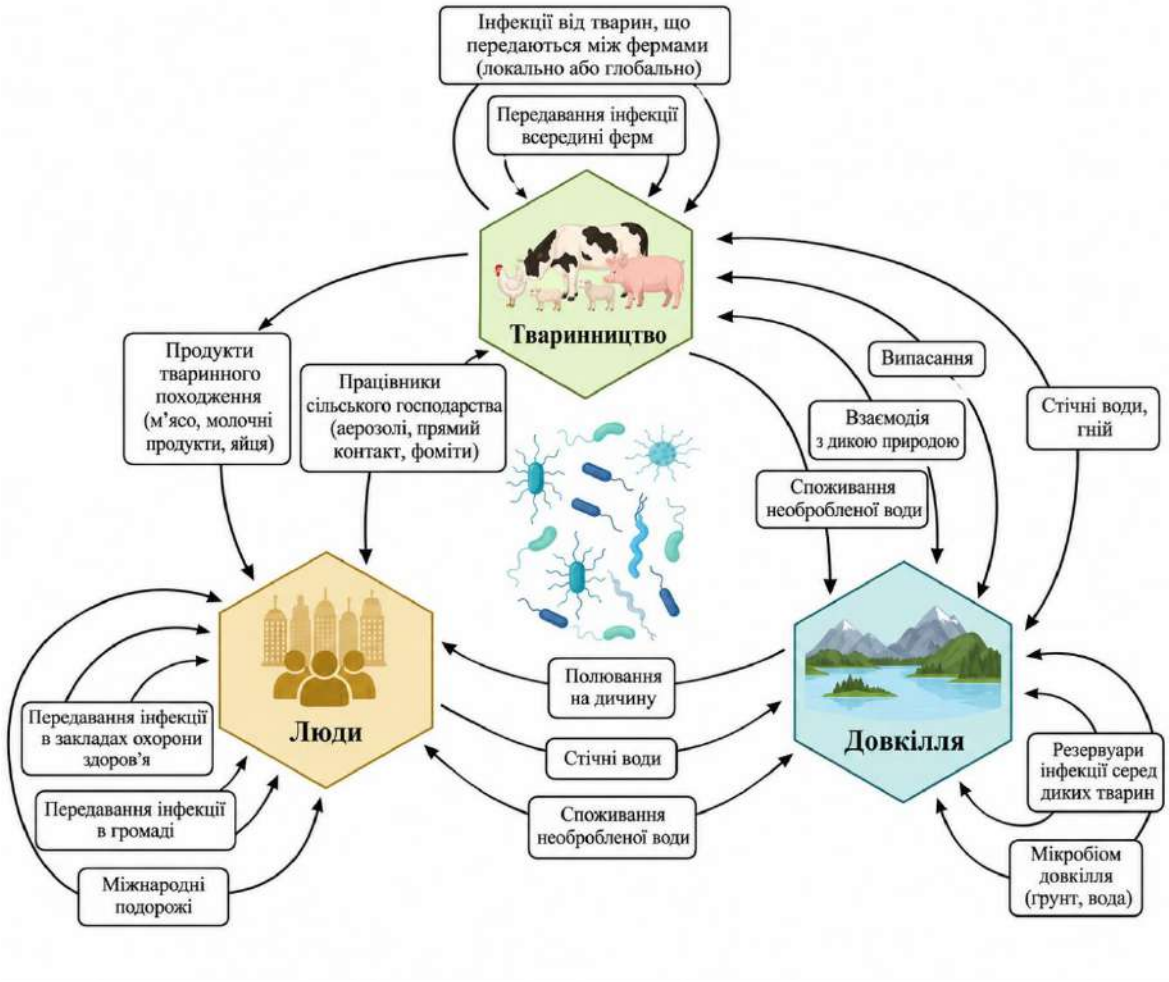


Рисунок 3. Типові шляхи передачі бактеріальних зоонозів у тваринництві.

*****_Стрілками позначені загальні шляхи передачі бактерій між трьома основними групами: сільськогосподарськими тваринами, людьми та довкіллям_

Тваринництво також призводить до інших вторинних впливів на навколишнє середовище, включаючи руйнування екосистем та забруднення навколишнього середовища відходами тваринництва та викидами [26]. Наприклад, перетворення природних біоценозів для сільськогосподарського використання викликає екологічні зміни, які можуть призвести до збільшення різноманітності господарів зоонозних захворювань. Тваринництво також виробляє величезну кількість відходів, включаючи гній, сечу, парникові гази та

надлишки кормів [27]. Стічні води, що містять хімічні речовини, патогени та поживні речовини, часто потрапляють у навколишнє середовище та забруднюють його, що є не тільки механізмом поширення стійкості до протимікробних препаратів, як обговорювалося вище, але й може мати ширші негативні наслідки для здоров'я довкілля. Надлишок азоту і фосфору із сільськогосподарських стоків викликає евтрофікацію у прилеглих водоймах, представляючи значні ризики для здоров'я тварин у водних екосистемах, а також тих, хто залежить від цих екосистем [28].

Роль води. Більшість захворювань, що передаються через воду, поширюються патогенними мікроорганізмами, які передаються забрудненою прісною водою. Ці захворювання можуть передаватися під час купання, миття або пиття води, а також при вживанні їжі, яка контактувала із зараженою водою. Інфекція зазвичай виникає при вживанні забрудненої води, використанні такої води при приготуванні їжі або вживанні їжі, забрудненої цими патогенами [29]. Вся картина захворювань, пов'язаних із водою, складна з низки причин. Внаслідок появи нових інфекційних захворювань, що передаються через воду, та повторного виникнення більш старих відомих хвороб, картина проблем зі здоров'ям людини, пов'язаних з водою, за останні десятиліття стала все більш всеосяжною. За деякими захворюваннями, пов'язаними з водою, гігієною або санітарією, таким як холера, сальмонельоз або шигельоз, є мало даних [30]. Стає важко точно визначити відносну важливість водних компонентів місцевої екосистеми, навіть там, де вода відіграє істотну роль екології захворювань [31]. Забруднена вода може переносити патогени тваринного походження безпосередньо на сільськогосподарські культури (наприклад, під час зрошення або інших операцій, розведення пестицидів чи поживних речовин). Цей шлях

передачі, ймовірно, вивчений краще за будь-який інший. Опубліковано численні дослідження водозбірних басейнів, з яких надходить вода для сільськогосподарських потреб у районах (або поблизу них), де вирощують спеціалізовані сільськогосподарські культури [32, 33]. Ще одним мікробіологічним аспектом води, що використовується в сільському господарстві, який вивчали дослідники, є потрапляння мікроорганізмів в атмосферу внаслідок механічних процесів. Бактерії, що прикріплюються до крапель води, можуть вивільнятися з водойм і переходити в аерозольний стан. Краплі, що утворюються, наприклад, під час розриву бульбашок або дроблення води, переносяться вітром в атмосферу; при цьому багато дрібних крапель здатні долати значні відстані [34].

Враховуючи потенційну здатність мікробіальних патогенів потрапляти у водні ресурси, досягати людей та викликати інфекції, важливо правильно розуміти фактори та принципи, що впливають на виникнення, виживання/збереження та перенесення патогенів у водні ресурси із сільськогосподарських районів [35]. Можливість потрапляння мікробіальних патогенів в організм людини та зараження через забруднення води залежить від наступних передумов: здатність інфекційної дози патогену, що виділяється, досягати водних ресурсів або наявність проміжних господарів, у яких патоген може розмножуватися, утворюючи інфекційну дозу у зазначених водних ресурсах [36]. У доступних природних, питних, рекреаційних, очищених та стічних водах виявлено різні типи патогенів. Патогени потрапляють у ці водні середовища різними шляхами, включаючи діяльність людини (наприклад, плавання), діяльність тварин (наприклад, купання), природні процеси (наприклад, опади) та інші випадкові шляхи (наприклад, осадження повітряних

частинок) [37]. Основним джерелом патогенів є фекальні відходи людини та тварин [38]. Все більше досліджень вказують на повсюдну присутність патогенів та їх здатність до поширення через взаємопов'язані водні середовища [39]. Класичні патогени, що передаються через воду, широко поширені в різних водоймах, особливо у великих кількостях у прісноводних водоймах. Однак кількісний вміст нових та невідомих патогенів у водних середовищах залишається невідомим через обмеження у методах виявлення. [40].

Роль ґрунту. Величезне біорізноманіття ґрунту має вирішальне значення у регулюванні впливу патогенів та шкідників на мікроорганізми, рослини та тварин, включаючи людину [41]. Типи ґрунтів та їх фізико-хімічні характеристики, особливо пов'язані з текстурою ґрунту, вмістом глини та органічної речовини, пористістю, площею поверхні, щільністю, об'ємом пір та розподілом розмірів пір/часток, суттєво впливають на загальну долю мікробних видів у ґрунтовому середовищі та ймовірність їх проникнення у ґрунтові води [42]. Хоча ґрунти можуть виступати як фільтр/бар'єр, послаблюючи або перешкоджаючи перенесення мікроорганізмів через ґрунт і тим самим мінімізуючи патогенне забруднення джерел ґрунтових вод, було продемонстровано вилуговування патогенів через ґрунт у ґрунтові води [43]. Передбачається, що мікроорганізми здатні до значної міграції у ґрунті, який може здійснюватися шляхом конвекції/адвекції та дисперсії [44]. При адвекції мікроорганізми переносяться потоком води, та його рух, отже, визначається швидкістю води. Гідродинамічна дисперсія, яка включає два різні процеси (молекулярну дифузію і механічне перемішування), є поширенням мікроорганізмів у міру їх руху вздовж водного шляху в результаті як мікроскопічних, так і макроскопічних взаємодій [44]. Високоякісна структура

ґрунтів забезпечує оптимальну циркуляцію повітря, води та поживних речовин у ґрунтових просторах, тим самим сприяючи формуванню мікробних популяцій у ґрунтових порах. Малий розмір пір ускладнює доступ мікробних клітин до ґрунтової вологи, розчиненої органічної речовини та, ймовірно, інших поживних речовин [35]. Повідомлялося про збільшення виживання бактерій в органічних ґрунтах та більш швидке скорочення популяцій *E. coli* в умовах більш оліготрофних ґрунтів. В цілому, ґрунти з дрібнішою текстурою (наприклад, глинисті), що володіють кращою здатністю утримувати вологу і поживні речовини, краще підтримують виживання бактерій, ніж ґрунти з більшою текстурою (піщані), що складаються з незв'язних частинок і погано утримують органічну речовину [45]. Дослідження показують, що вологість є критичною умовою, що впливає на життєздатність і виживання кишкових бактерій у ґрунтовому середовищі [46].

Ґрунт є резервуаром для безлічі мікроорганізмів, включаючи бактерії, гриби, найпростіші та віруси, які можуть бути патогенними для людини та тварин. Патогени людини і тварин у ґрунті можна розділити на чотири широкі групи, що відображають ступінь їх перебування у ґрунті: постійні, періодичні, транзитні та випадкові [35]. Постійні патогени – це мешканці ґрунту, які проводять весь свій життєвий цикл у ґрунті та іноді стають інфекційними для людей та тварин. Прикладами є такі організми, як *Clostridium botulinum* або *Clostridium tetani*, які виробляють нейротоксин при вживанні зараженої їжі або через заражені рани, відповідно. Багато зоонозних патогенів також або живуть у ґрунті, або їх переносники живуть або проводять частину свого життєвого циклу в ґрунті [47]. Періодичні патогени – це ґрунтові організми, яким необхідне ґрунтове середовище для завершення частини свого життєвого циклу. Наприклад,

Bacillus anthracis, збудник сибірки у людей або худоби, часто зустрічається в грунті і може виживати протягом тривалого часу у вигляді ендоспор [48]. Транзієнтні організми – це ті, які природним чином зустрічаються в ґрунті, часто через контакт їх господарів з ґрунтом, але не потребують ґрунту для завершення свого життєвого циклу. Наприклад, найпростіший паразит *Giardia lamblia* може потрапити у ґрунт із сечею та фекаліями гризунів, але йому не потрібний ґрунт для виживання. Нарешті, випадкові патогени можуть потрапляти в ґрунт з антропогенних джерел, в результаті діяльності людини та тварин або іншими шляхами, але виживають у ґрунті лише відносно короткий час. Наприклад, патогени потрапляють у ґрунт при внесенні неправильно обробленого сирого гною, забрудненої поливної води або через стік, особливо коли сільськогосподарські угіддя знаходяться у безпосередній близькості від пасовищ або відгодівельних майданчиків для худоби [35]. Традиційне і місцеве землеробство зазвичай включає використання органічних добрив і диверсифікованих сівозмін, принаймні частково для зниження втрат врожаю від шкідливих організмів [49, 50]. Багато з цих методів використовуються сьогодні в органічному землеробстві, в деяких випадках реінтегруючись у традиційні системи землеробства як для підтримки, так і для підвищення стійкості агроекосистем (рисунок 4). Багато методів управління мають як супутні переваги, і компроміси. Деякі з них, що застосовуються з метою поліпшення родючості або структури ґрунту, також впливають, як негативно, так і позитивно, на здатність ґрунту регулювати шкідливі організми [51].

Роль людини. Більше половини всіх відомих патогенів людини мають тваринне походження [53], і всі, крім одного, з 17 патогенів категорії А Національних інститутів охорони здоров'я США, здатних викликати тяжкі

захворювання та смертність у людини, є зоонозами [54]. Однак весь список всіх відомих патогенів є, ймовірно, лише невеликою частиною від загального числа потенційних патогенів, що існують у природі [55].

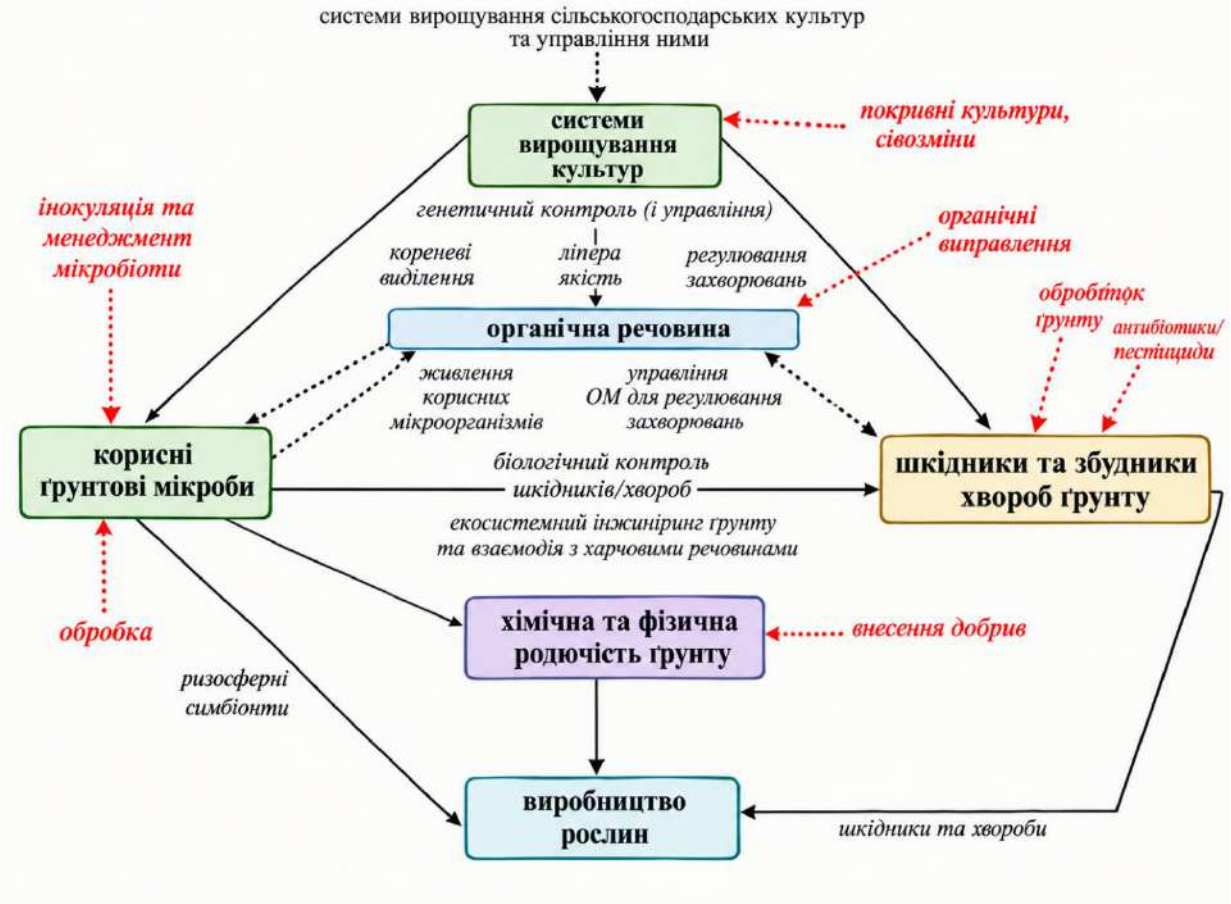


Рисунок. 4. Точки проникнення корисних та патогенних ґрунтових мікроорганізмів, а також вплив методів ведення сільського господарства на врожайність рослин. Модифіковано [52].

Саме загроза, яка походить від цих невідомих патогенів, вимагає активізації та сталого розвитку мережі виявлення патогенів на основі принципів «Єдине здоров'я», щоб запобігти глобальній широкомасштабній пандемії, викликаній зоонозним агентом. З часом зміни щільності населення, мобільності, способу життя, поведінки та вибору продуктів харчування вплинули на динаміку

виникнення зоонозних захворювань та стали рушійними силами передачі патогенів [56]. У міру зростання населення вплив урбанізації, у поєднанні із зростанням доходів, також призвело до збільшення попиту на продукти з м'яса свійських та диких тварин. Цей розвиток значно розширив як наше споживання білка тваринного походження, так і нашу потребу в землі для вирощування цих тварин і кормів для них, що призвело до величезної трансформації регіонів, що раніше віддалялися і рідко відвідуються, в райони з ще більш інтенсивним тваринництвом і сільськогосподарським виробництвом [57]. Головне завдання швидкого виявлення зоонозів на системному рівні полягає в тому, як найкраще створити надійні та стійкі мережі епідеміологічного нагляду, здатні виявляти рідкісні та ізольовані випадки захворювань на місцевому рівні та пов'язувати ці спостереження з висококваліфікованим персоналом лабораторій громадської охорони здоров'я [58]. Чи найбільш ймовірно, що успішним буде високоцентралізована та концентрована мережа в національних або регіональних референтних установах або державних міністерствах, або ж розподілена мережа місцевих груп епідеміологічного нагляду, керованих партнерами, з базовими лабораторними можливостями для підтвердження/виключення діагнозу на місці. Ключові питання, що впливають на визначення того, який із цих підходів найбільш підходить для конкретної країни, пов'язані зі стійкістю фінансування, потребами в навчанні та рівнем лабораторних методів, необхідних для виявлення патогенів.

Для ефективного функціонування інтегрованих підходів в системі контролю функціонування ланцюгу «тварини – вода – ґрунт – люди» у контексті харчової безпеки потрібне довгострокове, стійке фінансування та інвестиції в людський капітал, інфраструктуру, лабораторні та комунікаційні технології для

створення місцевих чи регіональних центрів епідеміологічного нагляду. Ключовим першим кроком у цьому процесі є проведення роз'яснювальної роботи для місцевого населення та туристів щодо загроз зараження локальними інфекціями, їх клінічним проявом та заходами профілактики. В рамках проєкту в досліджуваному трансграничному регіоні вивчалось поширення наступних хвороб: африканська чума свиней, пташиний грип, лихоманка Західного Нилу, лептоспіроз та токсоплазмоз.

Шляхи передачі збудника африканської чуми свиней. Передача вірусу африканської чуми свиней відбувається різними шляхами, що обумовлює високу здатність захворювання до поширення як серед домашніх свиней, так і серед популяцій диких кабанів. Особливості біології вірусу, його стійкість у навколишньому середовищі та значна концентрація у крові й тканинах інфікованих тварин створюють численні механізми передачі інфекції [59].

Прямий контактний шлях. Найбільш ефективним шляхом передачі є безпосередній контакт здорових тварин із хворими або інфікованими свинями. Вірус міститься у високих концентраціях у крові, слині, носових виділеннях, фекаліях, сечі та інших біологічних рідинах інфікованих тварин. Передача може відбуватися під час спільного утримання свиней, транспортування, контакту через пошкоджену шкіру або слизові оболонки [60, 61, 62].

Передача через інфіковані туші та біологічний матеріал. Трупи загиблих свиней і диких кабанів є важливим джерелом інфекції. Вірус тривалий час зберігає життєздатність у тканинах, крові та кістковому мозку загиблих тварин, особливо за низьких температур. Контакт сприйнятливих тварин із тушами або їх залишками може призводити до зараження навіть через тривалий час після загибелі інфікованої тварини [63].

Аліментарний шлях. Зараження можливе через споживання кормів або харчових відходів, контамінованих вірусом АЧС. Особливу небезпеку становлять відходи, що містять недостатньо термічно оброблену свинину або продукти від інфікованих тварин. Саме цей механізм вважається однією з основних причин міжрегіонального та міжнародного поширення захворювання [64].

Механічна передача через об'єкти довкілля. Важливу роль у поширенні вірусу відіграють контаміновані предмети та об'єкти навколишнього середовища (фоміти). До них належать транспортні засоби, обладнання, інвентар, спецодяг, взуття персоналу, контейнери для кормів, мисливське спорядження та інші предмети, які контактували з інфікованими тваринами або їх виділеннями [61, 62]. Недостатня дезінфекція таких об'єктів значно підвищує ризик занесення вірусу до благополучних господарств.

Передача через продукцію свинарства. Вірус тривалий час зберігається у свинині, м'ясопродуктах, ковбасних виробах, копченостях та замороженому м'ясі. Незаконне переміщення або реалізація зараженої продукції є одним із найважливіших факторів транскордонного поширення АЧС [65]. Саме тому контроль за переміщенням продукції тваринного походження є одним із пріоритетних заходів профілактики.

Передача через диких кабанів. Популяції диких кабанів відіграють ключову роль у підтриманні циркуляції вірусу в природних умовах. Передача інфекції відбувається як при безпосередньому контакті між тваринами, так і через контакт із зараженими тушами. Переміщення інфікованих кабанів сприяє поширенню вірусу на значні відстані та формуванню нових осередків інфекції [66].

Трансмісивна передача. У ендемічних щодо АЧС районах Африки важливе значення має трансмісивний шлях передачі за участю м'яких кліщів роду

Ornithodoros. Кліщі можуть інфікуватися під час живлення на заражених тваринах, тривалий час зберігати вірус і передавати його наступним поколінням та іншим тваринам [67]. Для більшості країн Європи, включаючи Україну, цей механізм не має істотного епізоотологічного значення.

Роль людини у поширенні АЧС. Людина не є сприйнятливою до АЧС і не хворіє на африканську чуму свиней, однак саме людська діяльність вважається одним із головних факторів поширення захворювання. Недотримання вимог біобезпеки, нелегальне перевезення тварин і продукції свинарства, використання контамінованих кормів, неправильна утилізація туш та харчових відходів значно підвищують ризик виникнення нових спалахів [66].

Таким чином, поширення АЧС відбувається через комплекс взаємопов'язаних механізмів передачі, серед яких найбільше значення мають прямий контакт між тваринами, заражені продукти свинарства, контаміновані об'єкти довкілля, популяції диких кабанів та антропогенний фактор. Встановлення конкретного шляху передачі під час епізоотологічного розслідування є одним із ключових завдань для визначення джерела інфекції та впровадження ефективних заходів контролю.

Шляхи зараження (передачі) пташиного грипу. Грип птиці є надзвичайно контагіозним вірусним захворюванням, що швидко поширюється серед популяцій диких і свійських птахів. Висока здатність вірусу до передачі зумовлена його стійкістю у зовнішньому середовищі, великою кількістю шляхів поширення та значним виділенням збудника інфікованими тваринами. Джерелом інфекції є хвора, перехворіла або безсимптомно інфікована птиця, яка виділяє вірус із фекаліями, слиною, слизом дихальних шляхів та секретами очей [66].

Основні **шляхи передачі** вірусу включають:

1. Контактний шлях передачі

Прямий контакт між інфікованою та здоровою птицею є одним із найважливіших механізмів поширення інфекції. В умовах щільного утримання птиці вірус швидко передається від однієї особини до іншої через:

- дотик;
- спільне утримання;
- використання спільних годівниць і поїлок;
- контакт із виділеннями хворої птиці.

Особливо швидко інфекція поширюється у промислових птахогосподарствах, де висока концентрація поголів'я створює сприятливі умови для масового зараження [67].

2. Аерогенний (повітряно-крапельний) шлях

Вірус може передаватися через повітря разом із пилом, краплями слизу та аерозолями. Інфікована птиця виділяє вірус при:

- диханні;
- кашлі;
- чханні;
- рухах крил, які піднімають заражений пил.

У закритих приміщеннях із недостатньою вентиляцією ризик аерогенного зараження значно зростає. Саме тому великі птахофабрики є зонами підвищеного ризику поширення вірусу [65].

3. Фекально-оральний механізм

Для вірусу грипу характерний фекально-оральний механізм передачі. Інфіковані птахи виділяють значну кількість вірусу з послідом, який контамінує:

- воду;
- корми;
- підстилку;
- обладнання;
- поверхні приміщень.

Здорова птиця заражається при заковтуванні контамінованих кормів або води. Цей шлях є особливо важливим серед водоплавної птиці, оскільки вірус добре зберігається у водному середовищі [60].

4. Передача через воду

Вода є одним із ключових факторів поширення вірусу серед диких птахів. У холодній воді вірус може зберігати життєздатність протягом тривалого часу. Забруднення водойм послідом інфікованих птахів створює постійне джерело інфекції для інших тварин [60].

5. Механічна передача через предмети та персонал

Важливу роль у поширенні вірусу відіграють механічні переносники. Збудник може переноситися:

- транспортними засобами;
- клітками для утримання та перевезення птиці;
- інвентарем;
- спецодягом;
- взуттям працівників;
- тарою для кормів;
- обладнанням для догляду за птицею.

Недотримання санітарно-гігієнічних правил та недостатня дезінфекція є одними з головних причин занесення вірусу до господарств.

6. Роль диких перелітних птахів

Дикі водоплавні та перелітні птахи є природним резервуаром вірусу грипу А. У більшості випадків вони переносять інфекцію без клінічних ознак, що сприяє прихованому поширенню збудника на великі відстані під час сезонних міграцій.

Міграційні шляхи птахів мають велике значення у глобальному поширенні високопатогенних штамів H5N1 та H5N8 між континентами.

7. Передача від птиці до людини

Інфікування людини відбувається переважно внаслідок:

- контакту з хворою птицею;
- вдихання зараженого пилу;
- контакту з фекаліями;
- забою та обробки тушок;
- перебування на ринках живої птиці.

Найвищий ризик зараження мають:

- працівники птахоферм;
- ветеринарні лікарі;
- працівники боєнь;
- особи, які беруть участь у ліквідації спалахів.

Всесвітня організація охорони здоров’я зазначає, що більшість випадків інфікування на високопатогенний пташиний грип серед людей наставала внаслідок прямих та непрямих контактів з інфікованою птицею [68].

Особливу небезпеку становить здатність вірусу долати міжвидовий бар’єр (рисунок 5). Відомі випадки зараження:

- свиней;

- котів;
- собак;
- норок;
- морських ссавців.

Свині вважаються «проміжними хазяями», оскільки можуть одночасно інфікуватися людськими та пташиними штамами грипу, створюючи умови для генетичної реасортації та появи нових пандемічних варіантів вірусу [61].

Фактори, що сприяють поширенню вірусу. Поширення грипу птиці посилюють:

- інтенсивне промислове птахівництво;
- глобальна торгівля птицею;
- міграція диких птахів;
- низький рівень біобезпеки;
- зміни клімату;
- стихійні ринки живої птиці;
- недостатній ветеринарний контроль.

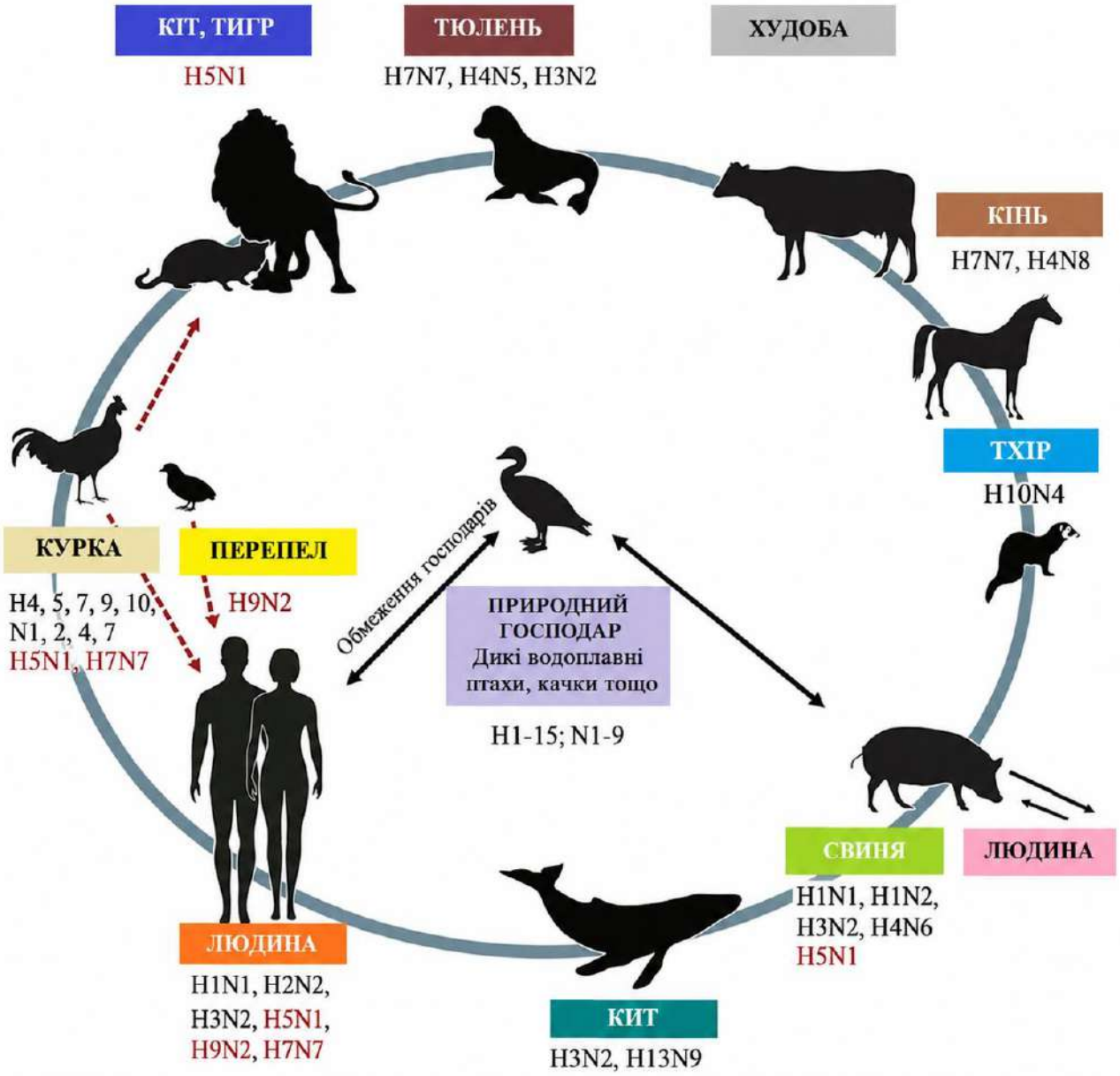


Рисунок 5. Міжвидова передача вірусів грипу

Таким чином, грип птиці характеризується складною системою шляхів передачі, що забезпечує його швидке поширення серед тварин і створює ризик зараження людей. Це обумовлює необхідність суворого дотримання ветеринарно-санітарних заходів, проведення постійного моніторингу та

реалізації принципів One Health для попередження епізоотій і потенційних пандемій.

Шляхи зараження (передачі) збудника лептоспірозу. Людина може заразитися під час купання у водоймах зі стоячою водою, риболовлі, під час сільськогосподарських робіт, при догляді за хворими тваринами, при вживанні продуктів харчування, інфікованих гризунами. Лептоспіри можуть проникати в організм людини через порізи і подряпини на шкірі, а також через неушкоджені слизові оболонки (ніс, рот, очі). Можливий також шлях інфікування у разі вживання сирої води із природних невідомих джерел. Домашні тварини (наприклад, собаки) можуть інфікуватися під час винюхування міток інших тварин. При поїданні інфікованих кормів, сирого м'яса, або під час полювання на хворих гризунів. Інфекція передається від матері до плоду. За даними епідеміологічних розслідувань [69], у 2023 році зараження лептоспірозом відбувалося:

- при контакті пошкоджених ділянок шкіри з інфікованими об’єктами, поверхнями - 57% випадків;
- у воді (купання у водоймах, рибальство) - 38% випадків;
- при споживанні інфікованих продуктів харчування - 5% випадків.



Рисунок 6. Передача *Leptospira spp.* у місцях взаємодії людини, тваринного та навколишнього середовища з акцентом на різні резервуарні господарі [70].

Шляхи зараження (передачі) вірусом Західного Нілу (WNV.). Найпоширеніший шлях зараження людини вірусом Західного Нілу – укус інфікованого комара сімейства *Culicinae*. Комари заражаються, коли живляться кров'ю інфікованих птахів, у яких міститься високий рівень вірусу Західного Нілу. Інфіковані комарі можуть передавати вірус Західного Нілу, харчуючись кров'ю людей або інших тварин. Люди, коні та більшість інших ссавців не розвивають високу віремію і тому традиційно вважаються «тупиковими» господарями.

Вірус Західного Нілу був виявлений у мертвих птахах як мінімум 138 видів. Птахи сімейства вранових (ворони та блакитні сойки) особливо сприйнятливі до

WNV. До групи ризику зараження WNV належать люди, які працюють на відкритому повітрі в період активності комарів, такі як фермери, лісники, ландшафтні дизайнери, садівники, будівельники та інші працівники, які зайняті на відкритому повітрі. WNV не передається від людини до людини через комарів. Однак у 2002 році було виявлено 5 нових способів передачі, які описані далі. Виявлення цих способів передачі спростовує теорію у тому, що людина є тупиковими господарями вірусу.

Переливання крові. Передача вірусу Західного Нілу, як було встановлено, відбувається через переливання еритроцитів, плазми та тромбоцитів.

Трансплантація органів. У 4 реципієнтів трансплантата, які отримали органи від загального донора, розвинулася лихоманка; у 3 з них - менінгоенцефаліт. Інфекція вірусу Західного Нілу була діагностована у всіх 4 реципієнтів. Зразки сироватки та плазми, взяті у донора органів під час їх вилучення, дали позитивний результат на вірус Західного Нілу за даними ПЛР та культурального дослідження [71].

Грудне вигодовування. У жінки розвинувся менінгоенцефаліт, викликаний вірусом Західного Нілу через 11 днів після переливання крові в післяпологовий період від донора, інфікованого WNV. У зразку спинномозкової рідини було виявлено специфічні IgM-антитіла до WNV. Вона годувала новонародженого грудьми, і зразок її грудного молока, взятий через 16 днів після пологів, також показав наявність WNV методом ПЛР та специфічних IgG та IgM антитіл до WNV.

Трансплацентарна передача. У серпні 2002 року 20-річна раніше здорова жінка на 27-му тижні вагітності була госпіталізована через симптоми, що відповідають мієлоїдному енцефаліту, викликаному вірусом Західного Нілу, і в її

зразках сироватки і спинномозкової рідини були виявлені специфічні антитіла. Через 5 тижнів вона народила живого новонародженого. У немовляти були серологічні ознаки інфекції вірусом Західного Нілу, двосторонній хоріоретиніт та дані магнітно-резонансної томографії (МРТ), що свідчать про тяжку двосторонню втрату білої речовини у скроневих та потиличних частках [71].

Професійне зараження. Можливий шлях зараження при розтині трупів тварин, що заражені цим захворюванням, при недотримані заходів захисту під час контакту з потенційно зараженими біологічними об`єктами.

Шляхи зараження (передачі) збудника токсоплазмозу. Кішки заражаються при проковтуванні спорульованих ооцист або м'яса з цистами паразита, але виділяють ооцисти не більше, ніж 50% кішок. Час, через який починається виділення ооциста з фекаліями, в середньому становить 20 днів (після проковтування м'яса з цистами – 30 днів). Спорульовані ооцисти можуть опинитися на руках, взутті або одязі, забруднених землею, при роботі з ґрунтом у саду, городі або облагороджуванні клумб. У собак – на шерсті після прогулянок (особливо тих, що валяються на траві, землі, а іноді й у фекаліях інших тварин).

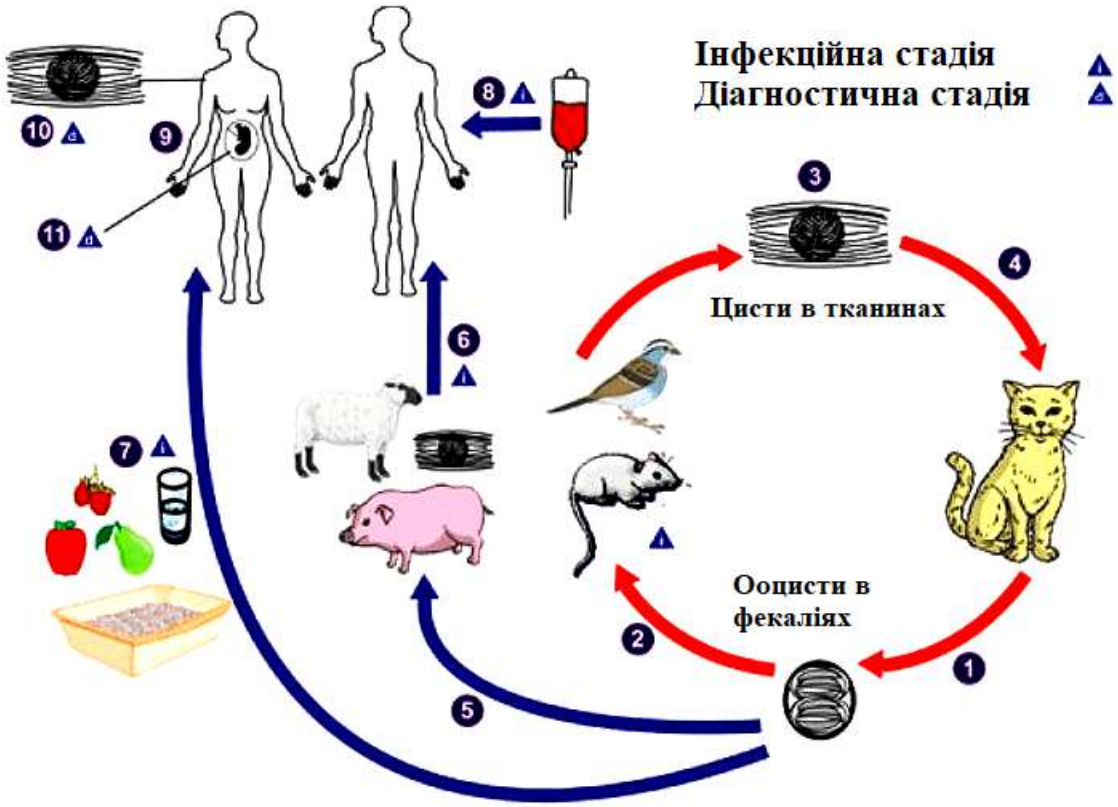


Рисунок 7. Життєвий цикл *Toxoplasma gondii*

В основному зараження токсоплазмами травоїдних тварин і птахів відбувається пероральним попаданням спорульованих ооцист, які довго залишаються життєздатними в навколишньому середовищі. *Toxoplasma gondii* передається через вживання сирого та недостатньо термічно обробленого м'яса, що містить тканинні цисти, що містять брадизоїти , а також через потрапляння ооцист у їжу, необроблену або недостатньо оброблену питну воду або поверхневі води під час рекреаційного купання [72]. Крім того, потрапляння ооцист може також відбуватися через вживання забруднених овочів та фруктів, а також сирих або недостатньо термічно оброблених молюсків [73]. Також можливий контакт з ооцистами *T. gondii* через потрапляння ґрунту (наприклад, під час гри в



пісочницях або садівництва). Більше того, дослідження показують, що володіння котом є фактором ризику зараження *Toxoplasma gondii* [74]. Люди є проміжним господарем і не виділяють ооцисти; отже, люди не є джерелом передачі та не вважаються заразними. Тим не менш, передача від людини до людини може відбуватися через вертикальну передачу, що призводить до вродженого токсоплазмозу.

2.УНІФІКОВАНІ ПРОТОКОЛИ ВІДБОРУ ПРОБ ЗА МІЖНАРОДНИМИ СТАНДАРТАМИ

Протоколи цього розділу розроблено в межах проєкту «SMS-RO-UA» як спільну основу для відбору проб партнерами з України та Румунії. Їх мають застосовувати працівники ветеринарних служб, лабораторій та науково-дослідних установ при плануванні й проведенні відбору проб, щоб результати були порівнянними по обидва боки кордону.

Відповідно до сучасних рекомендацій WHO, WOAH, FAO та UNEP, ефективний нагляд за новими та транскордонними захворюваннями повинен охоплювати не лише тварин, але й об'єкти довкілля, які можуть виступати резервуарами або факторами передачі інфекційних агентів.

Методологія відбору проб базується на рекомендаціях Керівних принципів WOAH – Посібника з діагностичних тестів та вакцин для наземних тварин, тринадцяте видання 2024 року, та вимогах національного ветеринарного законодавства обох країн, а також норм та правової бази ЄС:

1. Інструкція щодо профілактики та ліквідації грипу птиці (затверджена наказом Міністерства аграрної політики та продовольства України від 17.10.2011 N 547, зареєстрована в Міністерстві юстиції України 8.11.2011 N 1277/20015) [75]
2. Інструкція щодо профілактики та боротьби з африканською чумою свиней (затверджена наказом Міністерства аграрної політики та продовольства України від 07.03.2017 № 111, зареєстрована в Міністерстві юстиції України 29.03.2017 за № 432/30300) [76]
3. Інструкція про заходи профілактики та оздоровлення тварин від лептоспірозу (затверджена Головним управлінням ветеринарної медицини при

Державній ветеринарній інспекції Міністерства сільськогосподарських продуктів України, Наказ від 15 березня 1994 року № 5 [77]

4. Правила відбору зразків патологічного матеріалу, крові, кормів, води та їх направлення на лабораторні дослідження (затверджені Державним департаментом ветеринарної медицини Міністерства сільського господарства і продовольства України від 15 квітня 1997 року № 15-14/111) [78]

5. Методичні рекомендації щодо процедур відбору проб для виконання Плану державного моніторингу залишків ветеринарних препаратів та забруднюючих речовин у живих тваринах та необроблених харчових продуктах тваринного походження (затверджені Наказом Головного державного інспектора ветеринарної медицини України від 9 лютого 2017 року № 7) [79]

6. Лептоспіроз у людей: настанови щодо діагностики, епідеміологічного нагляду та контролю [80]

7. Посібник з діагностичних тестів та вакцин для наземних тварин (Manual of Diagnostic Tests and Vaccines for Terrestrial Animals), 13-те видання, 2024. Всесвітня організація охорони здоров'я тварин (WOAH). [81]

8. РЕГЛАМЕНТ (ЄС) 2016/429 ЄВРОПЕЙСЬКОГО ПАРЛАМЕНТУ ТА РАДИ від 9 березня 2016 року про заразні хвороби тварин та внесення змін і скасування деяких актів у сфері здоров'я тварин («Закон про здоров'я тварин») [82]

9. Ordonanța Guvernului nr. 42/2004, затверджена Legea nr. 215/2004, організація санітарно-ветеринарної діяльності та безпека харчових продуктів.

10. Щорічна Programul strategic de supraveghere, prevenire, control și eradicare a bolilor la animale (стратегічна програма нагляду, профілактики, контролю та ліквідації хвороб тварин), що затверджується наказом ANSVSA.

11. Ordinul ANSVSA/MADR nr. 20/195 din 5 martie 2018 pentru aprobarea Normei sanitare veterinare privind condițiile de biosecuritate în exploatațiile de suine (наказ ANSVSA/MADR № 20/195 від 5 березня 2018 року про затвердження ветеринарно-санітарної норми щодо біобезпеки на свинарських господарствах).

12. Делегований регламент Комісії (ЄС) 2020/689 від 17 грудня 2019 року, що доповнює Регламент (ЄС) 2016/429 щодо правил нагляду, програм ліквідації та статусу вільності від хвороби.

13. Делегований регламент Комісії (ЄС) 2020/687 від 17 грудня 2019 року, що доповнює Регламент (ЄС) 2016/429 щодо правил профілактики та контролю окремих хвороб зі списку.

Відбір проб в Проєкті проводився відповідно до Спільного технічного завдання для аналізу (далі — Спільне ТЗ), погодженого партнерами проєкту, яке визначає строки й етапи досліджень, вимоги до відбору проб, методи лабораторного аналізу, порядок оцінки та звітування. Транспортування зразків крові, змивів, патологічного матеріалу та зразків об'єктів навколишнього середовища до лабораторії передбачається здійснювати з дотриманням заходів біобезпеки та умов холодового ланцюга, відповідно до рекомендацій Керівних принципів WOAH – Посібника з діагностичних тестів та вакцин для наземних тварин, тринадцяте видання 2024 року, та національного ветеринарного законодавства.

Загальні підходи до відбору проб біологічного матеріалу:

Зразки які беруть у живих тварин для дослідження :

- цільна кров без антикоагулянту/сироватки на згустку;
- цільна кров з антикоагулянтом;
- спинномозкова рідина;

- виділення з носа;

- очні виділення;

- препуціальні та вагінальні виділення;

- шкірний або слизовий епітелій та рідина з нерозкритих афт, вузликів та кірочок;

- букофарингостравохідні виділення;

- фекалії;

- мазки з трахеї та клоаки.

Зразки цільної крові без антикоагулянту або сироватки на згустку збираються окремо у вакуум-контейнери. Мінімальна необхідна кількість крові, зібраної від кожної тварини, становить 7,5-9 мл для великих тварин, 4 мл для тварин середнього розміру та 1 мл для дрібних тварин та птахів. З якісної точки зору зразки не повинні містити антикоагулянтних речовин або сторонніх тіл, а також не повинні бути гемолізованими або забрудненими. Після збору вакуум-контейнер витримують при кімнатній температурі для експресії сироватки. Кров згортають, відокремлюють, центрифугують протягом 15 хвилин при 3500 об/хв і збирають отриману сироватку. Сироватку крові, отриману з цільної крові, зберігають у холодильнику або замороженому вигляді. Заморожування зразків цільної крові або сироватки на згустку заборонено. Під час транспортування зразка на великі відстані доцільно відокремити сироватку від згустку якомога швидше після експресії, щоб запобігти гемолізу. У випадку реакції нейтралізації сироватки зібраний зразок відправляється стерильним у вакуум-контейнери, без екстракції сироватки зі згустку.

Зразки цільної крові з антикоагулянтом збирають у вакуум-контейнер з антикоагулянтом, одразу після чого обережно постукують під кришкою, щоб

запобігти прилипанню добавки до стінок пробірки або її кришки. Зразки крові збирають окремо у вакуум-контейнери з літій-гепарином або іншою антикоагулянтною речовиною, такою як цитрат натрію або ЕДТА. Мінімальна кількість зібраної крові/тварину повинна становити 5 мл для великих тварин, 3 мл для тварин середнього розміру та мінімум 1 мл для дрібних тварин і птахів. Зразки крові з антикоагулянтом повинні бути зібрані стерильно, не повинні містити згустків і не повинні бути гемолізованими. Після збору вакуум-контейнер обережно струшують обертальним рухом зап'ястя або обережно струшують вертикально 5-6 разів. Зразки крові не заморожують.

Зразки цільної крові без антикоагулянту/сироватки на згустку та зразки цільної крові з антикоагулянтом ідентифікуються розбірливими, помітними та стійкими письмовими етикетками, що містять номер проби, що відповідає нумерації в таблиці із записами про зразки/тварини. Зразки крові повинні бути транспортовані до лабораторії після зціджування сироватки при температурі охолодження. Зразки розміщуються у штативах у вертикальному положенні, а штативи - у транспортних коробках відповідного об'єму. Зразки повинні транспортуватися таким чином, щоб уникнути їх перекидання або розливання. Інтервал часу від відбору проби до моменту їх отримання лабораторією не повинен перевищувати 72 годин.

Зразки спинномозкової рідини збирають асептично за допомогою шприца, необхідна кількість становить від 4 до 10 мл. Зібрані зразки ідентифікують розбірливими, помітними та стійкими етикетками, що містять номер зразка, що відповідає нумерації в таблиці, що додається до запиту на аналіз. Зразки транспортують до лабораторії якомога швидше та в охолоджених умовах.

Для *збору носових виділень* використовуються стерильні ватні або марлеві тампони, які вводяться в носові порожнини, виконуючи обертальні та поступальні рухи, з помірною інтенсивністю, уникаючи пошкодження слизової оболонки; з кожної тварини збирають 3-5 тампонів. Носові виділення збирають за допомогою стерильних тампонів, а потім занурюють у транспортне середовище. Цей тип зразка збирають у гарячковий період респіраторних захворювань або в катаральну фазу запального процесу. Після збору носових виділень тампон поміщають у стерильну пробірку з транспортним середовищем, яке відповідає вимогам консервації для збереження життєздатності вірусу, який, підозрюється у присутності зразка. Зібрані зразки ідентифікують розбірливо, помітно та стійко написаними етикетками, що містять номер зразка, що відповідає нумерації в таблиці.

*Зразки очного секрету з*бирають тампоном, змоченим у стерильному фізіологічному розчині, з дна кон'юнктивального мішка легкими, але міцними рухами від внутрішнього куточка ока до зовнішнього. Після відбору проб тампон поміщають у стерильну пробірку з транспортним середовищем, зберігають при температурі холодильника та відправляють до лабораторії протягом максимум 24 годин. Взяті зразки очного секрету ідентифікують розбірливими, помітними та стійкими етикетками, що містять номер проби, що відповідає нумерації в таблиці.

*Зразки препуціального та вагінального секрету б*еруть за допомогою стерильних тампонів, які потім занурюють у транспортне середовище, або шляхом промивання препуціальної області. У разі видимих та обмежених уражень секрети беруть з них. Взяті зразки препуціального та вагінального секрету ідентифікують розбірливими, помітними та стійкими етикетками, що

містять номер зразка, що відповідає нумерації в таблиці. Зразки упаковують та відправляють до лабораторії якомога швидше.

Свіжовиділені зразки фекалій збирають за допомогою інструменту для відбору проб у стерильні контейнери, оснащені пробкою, або за допомогою ректальних чи клоакальних тампонів, у випадку відбору проб від птахів. У живих птахів, у випадку пташиного грипу, трахеальні та клоакальні мазки збирають на транспортне середовище. Після збору зразків фекалій тампон поміщають у стерильну пробірку з транспортним середовищем, що складається з фізіологічного фосфатного буфера та антибіотика в кількості 5 мл, яке зберігають при температурі охолодження та відправляють до лабораторії в день збору. Після збору флакони з фекаліями зберігають при температурі охолодження та відправляють до лабораторії в день збору. Зразки, зібрані за допомогою клоакальних та трахеальних мазків, якомога швидше транспортують до лабораторії. Якщо транспортування не здійснюється протягом 24 годин після збору, зразки негайно заморожують, а потім транспортують до лабораторії. Взяті зразки ідентифікують розбірливими, помітними та стійкими етикетками, що містять номер зразка, що відповідає нумерації в таблиці.

Зразки які беруть з мертвих/забитих тварин, представлені:

- трупи;
- органи.

Взяття зразків з трупів :

Трупи беруть від дрібних та середніх тварин. Трупи від великих тварин молодіжної категорії також можна взяти та відправити до лабораторії. Зібрані трупи упаковують у герметичні контейнери або у подвійні поліетиленові пакети, між якими вкладають абсорбуючий матеріал, просочений дезінфікуючими

засобами. Якщо транспортування не здійснюється протягом 24 годин після збору, зразки негайно заморожують, а потім транспортують до лабораторії. Зразки трупів ідентифікують розбірливо, помітно та стійко написаними етикетками, що містять номер проби, що відповідає нумерації в таблиці.

Зразки шкіри з ураженнями, лімфатичні вузли, цілі органи або фрагменти органів беруться в кількості 20–100 г. Зразки органів та/або фрагменти органів беруться за допомогою відповідних стерильних інструментів. Взяті зразки органів упаковують у стерильні пакети або контейнери, залежно від обставин, та транспортують в охолоджених умовах якомога швидше до лабораторії. Якщо транспортування не здійснюється протягом 24 годин після взяття зразків, їх заморожують, а потім транспортують до лабораторії. Для кожного органу використовується пакет або контейнер із щільною кришкою. Взяті зразки ідентифікують розбірливими, помітними та стійкими етикетками, що містять назву типу органу та номер зразка, що відповідає нумерації в таблиці.

Види Culicoides. Зразки комах роду *Culicoides* збирають за допомогою стаціонарних або мобільних пасток протягом сезону активності переносників, за заздалегідь встановленим графіком, у місцях, що представляють оптимальні зони для *Culicoides*, з фіксацією географічних координат - широти, довготи та висоти над рівнем моря за допомогою GPS-пристроїв, у всіх точках збору переносників; не рекомендується встановлювати пастки в таких місцях: над водоймою, безпосередньо на землі, поблизу ділянок зі штучним освітленням, у місцях, що піддаються впливу сильних вітрів, та в місцях з промисловим смогом або задимленням.

З якісної точки зору, зразок (улов) має бути свіжим.

Спосіб подачі: пластикові стаканчики з кришками, що закручуються, з етикетками, на яких зазначено: місцевість, місце (річка, ліс, гірська місцевість), дату, види тварин у відповідній місцевості, тип ґрунту, температуру.

Час від відбору проб до відправлення проб до лабораторії становить 3 год з моменту відбору з пастки, 24 год – якщо вони переміщуються, одразу після збору та під час транспортування забезпечуються умови температури навколишнього середовища.

Комарі. Зразки комарів збирають за допомогою спеціальних пасток та зберігають у флаконах з загвинчуваною кришкою місткістю 7-10 мл, забезпечених тонким шаром гранул силікагелю; дорослих комарів поміщають поверх гранул силікагелю, між двома шарами гідрофільної вати.

З якісної точки зору, зразок (улов) має бути свіжим або законсервованим за допомогою гранул силікагелю.

Спосіб подачі: пластикові стаканчики з кришками, що закручуються, з етикетками, на яких зазначено: місцевість, місце (річка, ліс, гірська місцевість), дату, види тварин у відповідній місцевості, тип ґрунту, температуру.

Час від збору зразків до їх передачі до лабораторії становить 48 годин, а під час транспортування забезпечуються умови навколишньої температури.

Кліщі. Зразки кліщів:

a) кліщів роду *Ornithodoros* – переносників африканської чуми свиней збирають вручну або за допомогою пасток, оснащених сухим льодом, що виділяє CO(2);

b) кліщів інших родів збирають з рослинності в період максимальної активності з квітня по жовтень та/або з тварини цілий рік;

с) зразки орибатидних та пасовищних кліщів збирають у період з квітня по листопад у банках з кришкою, забезпечених ватним тампоном, залишаючи їх у контакті з цим тампоном щонайменше на 24 години.

Спосіб презентації: кліщів необхідно перенести в ємність із щільною пробкою, в яку поміщають кілька травинок, пористий папір або злегка зволожену вату або занурюють їх живими.

Необхідно записати географічні координати – широту, довготу та висоту над рівнем моря за допомогою GPS-пристроїв у всіх пунктах збору кліщів.

Час від відбору проб до їх відправлення до лабораторії становить 48 годин, а під час транспортування забезпечуються умови охолодження.

Ґрунт – мінімальна кількість/зразок 10–20 г, Спосіб пакування відібраних зразків – зразки, відібрані в поліетиленові пакети, коробки або пляшки з кришками, упаковані в поліетиленові пакети/мішки. Час від збору зразка до відправлення до лабораторії 24 год, Умови транспортування – охолодження до 4 С

Вода – мінімальна кількість/зразок 100–200 мл з відкритих водойм на глибині 25-30 см від поверхні. Спосіб пакування відібраних зразків – пляшки з кришками, упаковані в поліетиленові пакети/мішки. Час від збору зразка до відправлення до лабораторії 24 год, Умови транспортування – охолодження до 4 С°

Конкретні підходи при відборі проб біологічного матеріалу в рамках досліджуваних захворювань:

*Відбір проб для аналізу на АЧС***.** Цільну кров (з антикоагулянтом, зазвичай ЕДТА) збирають у живих домашніх свиней для виявлення вірусної ДНК за

допомогою ПЛР у кількості 2-5 $см^3$ у шприц або вакуумні пробірки для відбору проб, такі як Vacutec.

Від мертвих/забитих свиней – органи (обов'язково з ознаками пошкодження): селезінка (основний орган для ПЛР та виділення вірусу), лімфатичні вузли (особливо брижові), мигдалики, печінка, легені, нирки (необов'язково), кістковий мозок (у разі аутолізу тканин), кров із серця (зі свіжих туш), серозне виділення з плевральної/черевної порожнини (за наявності) – у пластикові центрифужні пробірки типу Falcon або стерильні zip-пакети. Тканини збирають в кількості 5-10 г/зразок, а рідини – в кількості 2-5 $см^3$.

У польових умовах для активного моніторингу з диких кабанів відбирають:

- ротова рідина, взята на мотузку, просочену приманкою,
- сухі картки з фільтрувального паперу, просоченого кров'ю (картки FTA),
- кістки/кістковий мозок (для мертвих диких свиней, які померли давно).
- вушні раковини, шкіра, інші доступні тканини – в межах обмежених можливостей.

Тканини збирають в кількості 5-10 г/зразок, а рідини – в кількості 2-5 $см^3$ у пробірки типу Falcon або стерильні пакети із застібкою-блискавкою.

Зразки органів/тканин охолоджують (4°C) та транспортовані у стерильних контейнерах. Якщо транспортування триватиме >24–48 годин, матеріал заморожують при температурі -20°C або -80°C.

Кров з ЕДТА зберігають при температурі 4°C, щоб уникнути гемолізу. Картки FTA зберігають при кімнатній температурі, без потреби в холодовому ланцюгу.

Міркування біобезпеки під час відбору проб. Вірус АЧС дуже стійкий у навколишньому середовищі, тому зразки вважаються високоризиковими. Усі

маніпуляції необхідно проводити в засобах індивідуального захисту. Усі процедури необхідно виконувати відповідно до національних протоколів біобезпеки та протоколів ВООЗ.

Якщо необхідний відбір проб у диких кабанів, використовують приманки. Для приготування приманок для диких кабанів оптимальне співвідношення компонентів суміші в рецепті з урахуванням консистенції: кукурудзяне борошно – одна частина, сухе молоко – одна частина, кокосова олія – дві частини, парафін – одна частина, мигдальний ароматизатор – 5 крапель на кожні 20 г олії. Тверді компоненти змішують з борошном та сухим молоком, після чого суміш розливають у форми та занурюють в неї нефарбовану бавовняна мотузка діаметром 0,8 см. Готові приманки зберігають при температурі +4 ºС до використання. Для відбору проб ротової рідини у диких кабанів приманки розміщують, прив'язавши їх до дерев таким чином, щоб приманка висіла на висоті 15 см від землі. Для всіх точок відбору проб фіксують GPS-координати. Час експозиції в різних місцях коливатиметься від 7 до 20 днів, що є прийнятним, враховуючи низьку температуру навколишнього середовища протягом періоду відбору проб. Після впливу, шматочки розжованої приманки поміщують в марковані пластикові пробірки, поміщені в герметичний поліетиленовий пакет. У лабораторії всі зразки зберігають при температурі -20°C до подальшого аналізу.

Відбір проб для діагностики пташиного грипу.

У живої птиці (з клінічними проявами або безсимптомно) відбирають наступне:

- Мазки з ротоглотки для виявлення вірусу в дихальних шляхах, використовуючи стерильні тампони з транспортним середовищем (VTM або PBS з антибіотиками). Тампони обережно вводять в ротову порожнину, у напрямку до

гортані, обгорнуті кілька разів, після чого їх поміщають в пробірки з транспортним середовищем.

- Клоакальні мазки для виявлення вірусу в травному тракті (виділення з калом).

Тампон вводять на 1–2 см у клоаку, обертають, а потім поміщають у транспортне середовище з антибіотиками.

Тканини беруть у мертвих або забитих птахів для ПЛР-тестування за допомогою стерильних інструментів.

Для дослідження зразки беруть з трахеї, легень – респіраторного епітелію (основного джерела реплікації вірусу), селезінки, печінки, нирок – у разі системного ураження з множинними крововиливами. У разі неврологічних симптомів також беруть зразки тканини мозку. Бурси Фабріція також можуть бути взяті у мертвих молодих тварин. Серце та кишечник беруть як додатковий матеріал.

Зразки збирають у стерильні контейнери або пакети з герметичним закриттям (пакети на блискавці або пробірки типу Falcon).

Для моніторингу пташиного грипу у диких птахів збирають клоакальні мазки, орофарингеальні мазки та зразки фекалій. Зразки тканин, кісток та мозку збирають з туш. Зразки збирають у стерильні контейнери або пакети з герметичним закриттям (пакети на блискавці або пробірки типу Falcon).

У ссавців беруть 2-5 см³ крові та збирають у пробірки з антикоагулянтом, таким як Vacutec, з периферичних судин.

Таблиця 1. Умови зберігання та транспортування

Тип зразка	Умови зберігання	Коментар

Вимивання (орофарингеальні, клоакальні)	4°C до 48 годин, або -80°C	У VTM, стерильні умови
Тканини (органи)	4°C максимум 24-48 год	Заморожування
Сироватка	-20°C або -80°C	Тривале зберігання
Тампони	Мокрий, у VTM	Важливо уникати пересихання.

Аспекти біобезпеки відбору проб

Пташиний грип (особливо H5N1, H7N9) становить зоонозну загрозу. Усі процедури необхідно виконувати в ЗІЗ рівня BSL-3 (маска, захисні окуляри, комбінезон, рукавички). Робота з живим вірусом (ампліфікація кДНК) проводиться з використанням ЗІЗ у біобезпечних шафах (БШ) 2 класу.

Таблиця 2. Рекомендована кількість зразків

Мета вибірки	Кількість зразків
Серологічне дослідження	≥ 20 птахів зі зграї
ПЛР-промивки	≥ 10 птахів (можливі змішані зразки 5:1)
Органи	Від 3–5 туш
Фекалії (з навколишнього середовища)	≥ 10 зразків

Відбір проб для діагностики лептоспірозу тварин

Для тестування на лептоспіроз беруть типи зразків, представлені в таблицях 3, 4

Таблиця 3. Типи зразків у живих тварин (велика рогата худоба, свині, собаки тощо)

Тип зразка	Методологія відбору	Гол
Сироватка крові	Венозний збір, зберігання при температурі -20°C	Серологія (MAT, ELISA)
Сеча	Взяття проби катетером або після масажу сечового міхура	ПЛР, бактеріологія
Цільна кров	З антикоагулянтом (ЕДТА)	ПЛР у гострій фазі
Молоко	У молочних тварин стерильний відбір	ПЛР, рідше бактеріологічне дослідження

Для серологічних досліджень методом реакції мікроаглютинації (MAT – мікроскопічна реакція аглютинації) беруть парні зразки: – перший у гострій фазі – другий через 2-3 тижні

Таблиця 4. Взяття зразків з мертвих тварин

Орган/рідина	Гол
Нирки	Мікробіологічні дослідження, ПЛР
Печінка	ПЛР
Сечовий міхур/сеча	ПЛР, мікробіологічні дослідження
Кров із серця	ПЛР, серологічні тести
Слізлива таємниця	ПЛР

Таблиця 5. Умови транспортування та зберігання

Зразок	Температура зберігання	Умови
Сироватка	-20°C	Чиста пробірка без антикоагулянту
Кров	4°C, максимум 24-48 годин	ЕДТА або гепарин
Сеча	4°C або з консервантом	Негайна доставка до лабораторії
Органи	4°C (до 24 годин) або -80°C	Асептично, герметично

Заходи біобезпеки

Оскільки лептоспіроз також є зоонозним захворюванням, зразки збираються з використанням ЗІЗ (рукавичок, халату, захисних окулярів, маски).

Використовуються методи та процедури, що мінімізують розбризкування рідин та утворення аерозолів.

Відібрані зразки клінічного та патологічного матеріалу упаковуються в тришарову упаковку

Рекомендована кількість зразків для тестування:

- Груповий моніторинг: ≥10 тварин зі стада
- У разі підозри на спалах лептоспірозу: усі клінічно хворі + 2–3 без симптомів захворювання

Взяття проб для діагностики токсоплазмозу у тварин

Основними цілями діагностичних досліджень є підтвердження гострої інфекції, виявлення персистуючих форм (цист), серологічне обстеження стад та моніторинг абортів (вівці, кози)

Для тестування на токсоплазмоз відбирають проби, наведені в таблиці 6.

Таблиця 6. Біологічні матеріали від живих тварин (овець, кіз, свиней, великої рогатої худоби, собак, котів)

Тип зразка	Методологія відбору	Метод дослідження
Сироватка крові	З вени (вакуумна трубка без антикоагулянту)	Серологія: ІФА, МАТ
Цільна кров (ЕДТА)	Збір у пробірку з антикоагулянтом	ПЛР (у гострій фазі)
Кал (у котів)	Свіжі зразки, охолоджені	Виявлення ооцист (ПЛР)

Кішки є остаточними носіями токсоплазми, тому фекалії є ключовим зразком для діагностики цього виду.

У разі абортів або загибелі тварин беруться проби, наведені в таблиці 7.

Таблиця 7. Проби у разі абортів або загибелі тварин

Тип зразка	Методологія відбору	Метод дослідження
Плацента	Асептичний відбір фрагментів	ПЛР

Тип зразка	Методологія відбору	Метод дослідження
Плід (мозок, печінка, селезінка, легені)	Стерильний збір	ПЛР
Амніотична рідина	Шприц під час розтину	ПЛР
Утроба матері	Біопсія або взяття тканини на момент смерті	ПЛР

Заходи біобезпеки

Під час роботи з котячими фекаліями, тканинами плода та плацентою використовуватимуться засоби індивідуального захисту (маска, рукавички, захисні окуляри). Утилізація залишків біоматеріалів вимагає дотримання стандартів біобезпеки. Токсоплазмоз є зоонозом, і вагітні жінки мають підвищений ризик.

Таблиця 8. Зберігання та транспортування

Зразок	Температура	Час зберігання	Умови
Сироватка	–20°C	Довгостроковий	Суха трубка
Кров (ЕДТА)	4°C	До 24–48 годин	Уникайте гемолізу
Кал	4°C	До 3 днів	Без консервантів
Тканини	4°C або –20°C / у формаліні	24 години / довше	Залежить від методу
Плацента, плід	4°C або заморожений	24-48 годин / довше	Стандартна біобезпека

Забір проб для діагностики лихоманки Західного Нілу

Зразки кліщів та комах

1. Відбір проб Іксодів

- Іксоди збирають безпосередньо у тварин протягом року, особливо навесні та восени.

- Іксодові кліщі видаляють з тварин за допомогою пера або ватного тампона, змоченого в ефірі, хлороформі, ацетоні або бензині. Використання цих речовин допомагає повністю видалити кліщів з тварин, у тому числі з ротового апарату.

- Іксодід, наповнених кров'ю, консервують у 10% формаліні в дистильованій воді, звичайній воді або в 50% спирті в дистильованій воді.

- Іксоди транспортують до лабораторії у скляній пробірці довжиною 10-11 см та діаметром 1,5 см. У пробірку поміщають звичайну воду, менше половини її об'єму (5-8 $см^3$). Потім у пробірку вставляють гідрофільний ватний тампон і проштовхують його скляною паличкою, доки він не торкнеться води, не допускаючи утворення бульбашок повітря. Коли вата намокне завдяки капілярному ефекту, вставляють другий ватний тампон і проштовхують його, доки він не торкнеться першого, щоб він також намок завдяки капілярному ефекту. Тампони закріплюють на пробірці, щоб уникнути протікання води. Поверх останнього шару вати кладуть шар марлі розміром 6x6 см, поверх якого вводять кліщів, а пробірку закривають ватним тампоном. Пробірки поміщають у картонну або пластикову коробку та відправляють до лабораторії. Кліщі можуть виживати за цих умов протягом 5 місяців.

- Пробірки маркуються, а на етикетці вказуються дата, ідентифікація хазяїна, місце збору у хазяїна, місцевість та округ. До зразків додається наступне:

- Записка, в якій зафіксовано клінічні та епідеміологічні дані;

2. Збір мокреців (Culicoides)

- Збір личинок та лялечок *Culicoides*

- Для збору личинок та лялечок *Culicoides* з напівводних або вологих середовищ – лісових районів – використовується лійка Берлеза. Для полегшення

збору личинок та лялечок *Culicoides* з водних середовищ у воду додають цукор або сіль, цей метод зазвичай використовується лише для видів *Culicoides*, личинки яких не плавають або лялечки яких не плавають на поверхні води. Для інших видів збір личинок або лялечок *Culicoides* можна проводити за допомогою щипців.

- Відбір проб лялечок з водного середовища можна проводити, слідуючи вздовж берегів ставків, озер або річок.

- Відбір проб дорослих мокреців

- Для збору дорослих мокреців використовуються світлові пастки або сітки CO_2;

- Для лову комах пастками необхідно знати: ділянки, придатні для встановлення пасток, такі як: місця з відносно високою вологістю, розташовані на невеликій відстані від узлісся лісу, місця між населеними та безлюдними районами, житлові райони або зони відпочинку, розташовані на відстані 2-3 м від будівлі або підвішені на висоті 1,5-2 м над землею, а також ділянки, де не слід встановлювати пастки, такі як: над водою, безпосередньо на землі, поблизу місць зі штучним освітленням, поблизу стійл для тварин, у місцях, що піддаються впливу диму, або в місцях з промисловим смогом;

- Графік роботи світлових пасток такий: встановлення їх на 1-7 ночей на тиждень, увімкнення ввечері та вимкнення вранці, а також збір комах протягом 4 тижнів.

- Збереження личинок, лялечок та дорослих особин мокреців

Для збереження личинок, лялечок та дорослих особин мокреців використовується спирт у концентрації 70%. Існують інші, більш складні методи збереження як личинок, лялечок, так і дорослих особин, але їх можна

використовувати лише за умови проведення таксономічних досліджень. Також личинки, лялечки та дорослі особини мокреців дуже добре зберігаються в 70% спирті, хоча концентрацію можна поступово збільшувати, доходячи до 100% етилового спирту, насиченого фенолом. Отриманий розчин залишають на ніч або навіть довше.

- Упаковка пробірок з комахами для транспортування до лабораторії

- Для пакування пробірок з комахами можна використовувати пробірки, кріопробірки з пробками або більші пробірки, в яких попередньо в половину пробірки поміщають розчин консерванту – 70% спирт, потім поміщають 4-5 личинок, лялечок або дорослих особин мокреців, і пробірки закривають, щоб уникнути витоку розчину консерванту.

- До пробірки прикріплюється етикетка із зазначенням дати, місцевості та округу, де було відібрано зразки, а крім примітки, що супроводжує зразки, надсилається таблиця, якщо зразків кілька, та примітка, в якій зазначено: місце відбору зразків, тип ґрунту в місцевості, температуру навколишнього середовища на момент збору, кліматичні умови, ступінь вологості, швидкість вітру, атмосферний тиск, чи є місцевість заселеною чи ні, які види тварин мешкають у цій місцевості та яке географічне положення місцевості в межах округу та країни.

3. Зразки черевоногих молюсків – проміжних господарів геогельмінтів

Черевоногих молюсків можна ловити в усі пори року. Однак необхідно враховувати біотопи регіону, в якому проводитиметься дослідження.

(а) Водні черевоногі молюски

- Водних черевоногих молюсків збирають або за допомогою комахошника, або за допомогою решета. Сітку кілька разів переміщують у воді зліва направо, на різній глибині від поверхні водних рослин до мулистого дна.

- Зібраний у сітці матеріал кілька разів промивають, занурюючи його у воду, щоб видалити бруд. Потім цей матеріал поміщають у сито з більшими вічками та ретельно промивають, щоб видалити все сміття, щоб залишилися лише равлики.

(*б) Наземні черевоногі молюски*

- Наземних черевоногих молюсків зазвичай збирають після теплих літніх і навіть весняних дощів, коли вони виходять зі своїх сховищ. Інших черевоногих молюсків, що живуть під листям або колодами, збирають цілий рік вручну або за допомогою щипців, поміщаючи їх безпосередньо у скляні пробірки, картонні або пластикові коробки.

- Наземних черевоногих молюсків, які живуть на луках, збирають за допомогою комах-сіток, особливо вранці.

- Транспортування біологічного матеріалу, зібраного з поля, здійснюється в тубах, картонних, пластикових або жерстяних коробках з можливістю вентиляції, а також у тканинних або поліетиленових пакетах.

- Як правило, слимаків та равликів транспортують у ящиках з вентиляційними сітками. Усередині них кладуть листя, траву або мох, які підтримують вологість.

- У лабораторії черевоногих молюсків можна тримати живими в акваріумах або тераріумах.

- Зразок черевоногих молюсків може бути представлений як одним екземпляром, так і кількома екземплярами, зібраними в одному місці.

- Усі відібрані зразки негайно маркуються. На етикетці зазначаються дата та місце відбору зразків.

- Зразки транспортуються до лабораторії разом із супровідною запискою за охолоджених температур.

- Зразки орибатид, пасовищних кліщів – проміжних господарів геогельмінтів

4. Орібатид збирають з квітня по листопад.

- Зразки кліщів збирають у банки з кришками, забезпечені ватним тампоном, змоченим хлороформом або ацетоном, і залишають їх у контакті з цим тампоном щонайменше на 24 години. Зразок містить щонайменше 4-5 екземплярів орибатид.

- Після збору кліщів банку герметично закривають, на етикетці, яка наклеєна на банку, пишуть дату та місце збору зразка, після чого її транспортують до лабораторії.

- Зразки транспортуються до лабораторії разом із супровідною запискою за температури охолодження.

5.Зразки дрозофіл, бабок - проміжних господарів для геогельмінтів

- Дорослих бабок збирають спеціально розробленими сачками, поміщають у банки з кришкою, що закручується, в які попередньо вставляють ватний тампон, змочений хлороформом або ацетоном, і залишають у контакті з комахами щонайменше на 24 години.

- Бажано зібрати щонайменше 4-5 екземплярів бабок.

- Дату та місце збору зразків бабок записують на етикетці, прикріпленій до банки, після чого банку транспортують до лабораторії.

- Зразки транспортуються до лабораторії разом із супровідною запискою за температури охолодження.

6. Зразки мух – проміжних господарів для геогельмінтів

- Зберають щонайменше 5 екземплярів мух з місць випасу за допомогою сачків. Їх поміщають у склянки з кришкою, що закручується, з ватним тампоном,

змоченим хлороформом або ацетоном, і залишають у контакті з ним щонайменше на 24 години.

- Зразок мух може бути представлений одним екземпляром комахи або кількома комахами, відібраними з одного й того ж місця.

- На етикетці, прикріпленій до скла, пишуть дату та місце відбору зразків мух із зазначенням виду тварин у цій місцевості.

- Марковані та добре упаковані зразки транспортуються до лабораторії.

- Зразки транспортуються до лабораторії разом із супровідною запискою при температурі, що охолоджується.

7. Зразки форміцидів – проміжних господарів для геогельмінтів

- Мурах збирають або безпосередньо з мурашника, або беруть травинки, на яких ловлять мурах.

- Бажано взяти щонайменше 10 мурах.

- Зразки мурах поміщають у склянки відповідного розміру, в які попередньо поміщають ватний тампон, змочений хлороформом або ацетоном, і залишають його в контакті з комахами щонайменше на 24 години.

- Етикетку, прикріплену до скла, заповнюють, як передбачено в супровідній записці, із зазначенням дати та місця збору мурах, після чого зразки транспортують до лабораторії.

- Зразки транспортуються до лабораторії разом із супровідною запискою при температурі, що охолоджується.

8. Зразки жорсткокрилих – проміжних господарів для геогельмінтів

- Жесткокрилих збирають безпосередньо вручну або спеціально розробленою сіточкою з місць, де вони часто бувають: поблизу свіжих фекалій овець, великої рогатої худоби та коней.

- Рекомендується збирати цих комах у вологу, темну погоду або, в будь-якому разі, вранці.

- Після відбору проб зразки поміщають у склянки з кришкою, що закручується, в які попередньо вставлено ватний тампон, змочений хлороформом або ацетоном. Склянку герметично закривають і залишають у контакті з комахами на 24 години.

- Зразок може бути представлений одним або кількома екземплярами жорсткокрилих, зібраними в одному місці.

- Дату та місце збору зразків жорсткокрилих малюків записують на етикетці, прикріпленій до скла, після чого їх транспортують до лабораторії.

- Зразки транспортуються до лабораторії разом із супровідною запискою при температурі, що охолоджується.

9. Зразки дощових черв'яків - проміжних господарів для геогельмінтів

- Дощових черв'яків, земляних черв'яків або наземних черв'яків збирають за допомогою днопоглиблювальних робіт. Їх збирають переважно з місць з багатим ґрунтом, з гною, з городів та з рівнин.

- Оптимальний час для відбору проб – ніч і особливо після дощу, коли їх дуже багато.

- Дощових черв'яків можна збирати більшу частину року, з усіх регіонів країни, але не взимку.

- Після відбору проб дощових черв'яків поміщають у банки з кришкою, що закручується, в які попередньо для анестезії поміщено 5-10% спирт або 5% формалін, а їх консервацію можна здійснити в 70% спирті або 5% формаліні.

- Черв'яків поміщають на один місяць у посудину, наповнену водою з хлороформом, яку накривають скляною пластинкою – одна частина хлороформу на 100 частин води, яку добре перемішують.

- Дату та місце збору біологічного матеріалу записують на етикетці, прикріпленій до банки, після чого його транспортують до лабораторії.

10. Усі зразки, що надсилаються до лабораторії, супроводжуються такими ідентифікаційними документами:

- офіційна супровідна записка відповідно до положень чинного санітарно-ветеринарного законодавства;

- таблиця з відібраними зразками, заповнену офіційним ветеринаром, уповноваженим на збір, первинну обробку, пакування та відправлення зразків.

Зразки для вірусологічних, серологічних, імунологічних та гематологічних досліджень

Відбір проб у живих тварин

1. Забір крові

- Для вірусологічних досліджень використовується цільна кров, а для серологічних досліджень – кров на згустку або сироватка крові, отримана шляхом пункції глибокої або поверхневої кровоносної судини відповідного розміру.

- Коли необхідно виявити специфічні антитіла та/або кількісно визначити їх у динаміці, після відбору проб зразки залишають при кімнатній температурі для експресії в сироватці. Згодом сироватку відокремлюють від згустку, декантирують і навіть центрифугують, після чого її відповідним чином упаковують.

- Сироватку можна заморожувати, за винятком сироватки птахів.

- Усі ці операції будуть виконуватися максимально стерильно.

- Зразки крові зі згустком не заморожують, щоб уникнути гемолізу.

2. Забір крові для вірусологічного дослідження

- Кров збирають за допомогою антикоагулянта (цитрат натрію, ЕДТА) у віремічних тварин. Забір проб проводиться у стерильні вакуумні пробірки.

- Після відбору проб пробірки для збору обережно струшують для гомогенізації вмісту та охолоджують (2-8°C). Заморожування заборонено.

- Мінімальна кількість крові, що береться для вірусологічних досліджень, становить 20-50 мл.

- Рекомендується транспортувати зразки до лабораторії в день відбору проб за температури, встановленої в холодильнику.

3. Для зразків крові без антикоагулянту

- З кількісної точки зору, об'єм зразків крові повинен становити щонайменше 7,5 мл для великих тварин і щонайменше 1 мл для дрібних тварин і птахів.

- З якісної точки зору, зразки не повинні містити антикоагулянтних речовин або сторонніх тіл, а також не повинні бути гемолізованими або забрудненими.

- Зразки подають у одноразових пластикових або скляних пробірках без добавок з пробками, чітко позначеними відповідною нумерацією, подібною до нумерації в супровідних таблицях.

- У ситуаціях, коли сироватка не експресується або зразки незначно гемолізуються, їх центрифугують протягом 15 хвилин при 2000 обертів за хвилину.

4. Взяття зразків крові для гематологічних досліджень

- Взяття зразків крові за призначенням проводиться шляхом проколу великих вен, після попередньої підготовки обраного місця, обрізання, дезінфекції

спиртом або йодною настоянкою, бажано до того, як тварина споживає кормовий раціон.

- Інтервал часу від виконання стазу до взяття проби не повинен перевищувати двох хвилин, щоб уникнути ефекту прогресуючої гемоконцентрації.

- Кров збирають у пробірки з антикоагулянтною речовиною типу K_3EDTA, у пробірки типу вакуумний контейнер, після чого її обережно струшують для гомогенізації, перевертаючи пробірку 3-4 рази. Пробірки щільно закривають, щоб уникнути випаровування плазми, яке може спричинити гемоконцентрацію, що може бути джерелом помилок.

- Пробірка має етикетку, на якій написано (номер зразка; серійний номер тварини; дата збору).

- Зразок супровідної записки заповнено правильно, і він містить наступне: вид, вікову категорію тварини, фізіологічний стан, клінічні дані.

е. Зберігання зразків крові

Зразки крові, зібрані в пробірки з антикоагулянтними речовинами, зберігаються в холодильнику до моменту дослідження за температури 4°C для збереження морфологічної цілісності елементів крові.

3.ТОЧНІ ТА УНІФІКОВАНІ МЕТОДИ ЛАБОРАТОРНОГО АНАЛІЗУ

Лабораторні методи, описані в розділі, відповідають вимогам Спільного ТЗ і застосовувалися обома партнерами для забезпечення порівнянності результатів. Методи, викладені в цьому розділі, використано в лабораторних дослідженнях Проєкту і рекомендовано для застосування лабораторіями, що здійснюють нагляд за новими захворюваннями у регіоні. Точне лабораторне тестування означає проведення та інтерпретацію діагностичних тестів з такою точністю, щоб медичні працівники могли повністю покладатися на їхні результати. Коли ми говоримо про точність лабораторних досліджень, ми маємо на увазі, як точно результати тестів відображають справжній епідемічний стан географічних зон. Це важливо тому, що точні результати безпосередньо впливають на кожен етап прийняття рішень, щодо заходів профілактики та ліквідації. Від діагностики захворювання до моніторингу його прогресування та коригування лікування, точність результатів тестів є основою ефективної охорони здоров'я.

Методи лабораторного аналізу

- молекулярні методи: ПЛР / ЗТ-ПЛР (ПЛР зі зворотною транскрипцією);
- серологічні методи: ІФА (імуноферментний аналіз);
- за необхідності — додаткові методи інтерпретації та підтвердження результатів.

Єдиний методичний підхід забезпечує узгоджену наукову основу для діяльності партнерів з різних країн, а також уможливлює порівняння, кореляцію та спільну епідеміологічну інтерпретацію результатів, отриманих кожним із партнерів незалежно.

<u>Африканська чума свиней — ІФА</u>

Антитіла до вірусу АЧС зазвичай виявляються через 7-10 днів після інфікування або вакцинації та можуть зберігатися в організмі протягом місяців або навіть років. Свині та дикі кабани, інфіковані високопатогенними штамами, як правило, гинуть раніше, ніж у них встигає виробитися достатній для виявлення рівень антитіл. Однак у регіонах, де інфекція є ендемічною і циркулюють також атенуйовані або низьковірулентні ізоляти, серологічні дослідження відіграють ключову роль у виявленні тварин, які одужали або є інфікованими, але не мають клінічних ознак захворювання. На сьогодні не виявлено антитіл, здатних повністю нейтралізувати вірус.

Антитіла рідко виявляються у тварин, інфікованих високовірулентним вірусом АЧС, оскільки смерть зазвичай настає до розвитку антитільної відповіді, тоді як свині, інфіковані штамами з низькою або помірною вірулентністю, виробляють виявлені антитіла.

ІФА безпосередньо виявляє антитіла до АЧС у свиней, інфікованих штамами вірусу з низькою або помірною вірулентністю. Наразі для цієї мети доступний ряд валідованих комерційних наборів, що використовують конкурентний або непрямий формат, і вони підходять для різних епідеміологічних контекстів.

Набір для непрямого ІФА призначений для ідентифікації антитіл до АЧС у сироватці крові, плазмі, м'ясному соку та висушеній крові свиней на фільтрувальному папері.

Лунки мікропланшета попередньо покриті рекомбінантними білками АЧС p32, p62 та p72. Тестові зразки та контролі розподіляються в покриті лунки; будь-які присутні антитіла до вірусу АЧС зв'язуються з покритими антигенами, утворюючи комплекс антиген-антитіло.Після етапу промивання додається

багатовидовий кон'югат антитіл, мічений пероксидазою хрону (HRP); він зв'язується з будь-якими захопленими антитілами, утворюючи комплекс антиген-антитіло-HRP-кон'югат. Надлишок кон'югату видаляється промиванням, після чого додається розчин субстрату TMB.

Інтенсивність утвореного кольору пропорційна кількості специфічних антитіл у зразку:

- якщо присутні антитіла, розвивається синє забарвлення, яке жовтіє після додавання стоп-розчину.

- якщо антитіла відсутні, зміна кольору не спостерігається.

<u>Африканська чума свиней — ПЛР (полімеразна ланцюгова реакція)</u>

Методи ПЛР із використанням праймерів, націлених на висококонсервативну ділянку геному, що дозволяють виявляти та характеризувати ізоляти, які охоплюють усі відомі генотипи вірусу африканської чуми свиней (АЧС), зокрема негемадсорбуючі штами та ізоляти з низькою вірулентністю. Ці методи особливо цінні для виявлення вірусної ДНК у зразках тканин свиней, непридатних для виділення вірусу або тестування на наявність антигенів (наприклад, у разі розкладання матеріалу), а також у випадках, коли вірус міг бути інактивований до того, як зразок потрапив до лабораторії. Завдяки високій чутливості, специфічності та придатності для масового тестування, ПЛР є методом вибору як для скринінгу, так і для підтвердження підозрюваних випадків.

Набір праймерів для АЧС можна поєднувати з набором праймерів, специфічних для вірусу КЧС, у форматі мультиплексної ПЛР. Це дозволяє виявляти та розрізняти геноми обох вірусів в одній реакції .

Кожен цикл ПЛР повинен включати щонайменше один позитивний і один негативний контроль для етапу ампліфікації. Позитивний контроль складається з 2 мкл ДНК вірусу АЧС; бажано, щоб його концентрація була близькою до межі виявлення методу, що дозволяє перевірити ефективність ампліфікації (наприклад, значення Ct у межах 32±2 при використанні ПЛР у реальному часі). Негативний контроль складається з 2 мкл стерильної води (вільної від нуклеаз) або ДНК, виділеної зі зразків крові (з ЕДТА), сироватки чи гомогенату тканин, що не містять вірусу АЧС. Примітка: абзаци адаптовані, власними словами автора, з розділу про африканську чуму свиней (розділ ПЛР) Посібника WOAH з наземних тварин.

Пташиний грип – багатовидовий ІФА

Комерційні набори ІФА, спрямовані на антитіла проти нуклеопротеїну грипу А, широко доступні. Як непрямі, так і конкурентні/блокуючі формати були розроблені, валідовані та наразі використовуються для виявлення специфічних антитіл до грипу А у різних видів тварин. Конкурентний (AIV C-ELISA) та блокуючий (AIV B-ELISA) формати, зокрема, пропонують більшу чутливість, ніж тест AGID, для виявлення групово-реактивних антитіл до грипу А у сироватках птиці та інших птахів. Як у конкурентному, так і в блокуючому форматах аналіз працює таким чином, що антитіла зразка конкурують з моноклональним антитілом за сайти зв'язування на консервативному епітопі нуклеопротеїну, спільному для всіх вірусів грипу А.

Набори повинні бути валідовані для цільового виду та передбачуваного застосування, оскільки підготовка антигену та формати тестування відрізняються залежно від виробника; слід уважно дотримуватися інструкцій виробника щодо валідованого використання. Ці ІФА мають помірну ціну, підтримують

високопродуктивний скринінг на інфекції грипу А та добре працюють порівняно з ІФА у масштабному сероспостереженні, хоча будь-який позитивний результат все ще потребує підтвердження ІФА для визначення підтипу H5/H7. Існують специфічні для підтипу набори для H5, H7, H9 та деяких підтипів N, таких як N1, хоча вони, як правило, менш чутливі, ніж загальний ІФА для грипу А. Зовсім недавно були розроблені мультиплексні аналізи з використанням технології імуноферментного аналізу на основі мікросфер та рекомбінантних вірусних білків, що дозволяє тестувати кілька підтипів HA/NA або додаткові мішені для захворювань, що підлягають реєстрації, разом за нижчою вартістю, хоча вони все ще потребують подальшої валідації перед рутинним діагностичним використанням.

Сироватку крові ссавців можна скринінгувати на контакт з вірусом грипу грипу за допомогою комерційного багатовидового конкурентного ІФА, який спрямований на антитіла проти нуклеопротеїну (NP) грипу типу А. Оскільки діагностична ефективність цих наборів не встановлена для видів ссавців, окрім тих, що вказані виробником, їх придатність слід ретельно оцінити для видів, що тестуються, перед рутинним використанням, а позитивні результати вимагають підтвердження додатковим серологічним тестом, таким як ІФА.

Пташиний грип — ЗТ-ПЛР

Добре розроблені молекулярно-генетичні методи можуть перевершувати метод виділення вірусу як за чутливістю, так і за специфічністю. Побоювання щодо того, що інгібітори ПЛР у зразках фекалій можуть знизити чутливість аналізу, значною мірою усунуто завдяки вдосконаленню наборів для екстракції РНК та підготовки зразків. Для отримання достовірних результатів критично

важливим залишається належне використання позитивних і негативних контролів як на етапі екстракції, так і на етапі ампліфікації.

Більшість лабораторій діагностують грип типу А за допомогою методу ЗТ-ПЛР у реальному часі (RT-qPCR). Цей метод продемонстрував високу ефективність у порівнянні з виділенням вірусу, будучи при цьому дешевшим і значно швидшим: результати аналізу клінічних зразків можна отримати менш ніж за три години. Такі інструменти скринінгу потребують постійного моніторингу in silico та оновлення за необхідності. Так, оригінальний протокол згодом було вдосконалено шляхом введення вироджених (дегенеративних) основ у праймери для М-гена [83]. Ця зміна також дозволила додати внутрішній контроль процесу, що допомагає запобігти хибнонегативним результатам, спричиненим інгібуванням ПЛР або помилками під час екстракції. Завдяки прогресу в розробці методів аналізу та біохімії з'явилися скринінгові тести, придатні для виявлення всіх вірусів грипу А незалежно від виду господаря (як тварин, так і людей) [84]. Це особливо актуально в ситуаціях, коли вірус може передаватися між птахами та іншими видами господарів.

Лабораторії, які не мають обладнання для проведення ЗТ-ПЛР у реальному часі для скринінгу М-гена, можуть використовувати ті самі набори праймерів у форматі звичайної (класичної) ЗТ-ПЛР. Дані щодо валідації такого альтернативного застосування наразі відсутні; оскільки отриманий амплікон має невеликий розмір (менше 100 п.н.), результати слід аналізувати за допомогою гель-електрофорезу в поліакриламідному гелі з SDS (SDS-PAGE) із фарбуванням сріблом або в 2–3% агарозному гелі.

Інфекція, спричинена вірусом Західного Нілу (WNV) — ІФА

Антитіла у коней можна виявити за допомогою ІФА типу «capture» (метод захоплення) для IgM, реакції гальмування гемаглютинації (РГГА), ІФА для IgG, методу нейтралізації вірусу зі зменшенням кількості бляшок (PRN) або мікрометоду нейтралізації вірусу (VN). ІФА типу «capture» для IgM особливо ефективний для виявлення антитіл у коней після нещодавнього природного інфікування ВЗН, оскільки IgM у коней зазвичай визначаються в період від 7–10 днів до 1–2 місяців після зараження; у більшості коней із енцефалітом, спричиненим WNV, позитивний результат тесту отримують вже на момент появи клінічних ознак. Нейтралізуючі антитіла у коней з'являються приблизно через два тижні після інфікування і можуть зберігатися понад рік. У птахів для виявлення антитіл до WNV найчастіше застосовують ІФА, РГГА, VN та PRN, хоча в деяких тестах можливі перехресні реакції зі спорідненими флавівірусами, такими як вірус енцефаліту Сент-Луїс або вірус японського енцефаліту. Метод PRN є найбільш специфічним серед серологічних тестів на WNV; у випадках, коли необхідно виключити перехресну реактивність, паралельно можна визначати титри антитіл до споріднених флавівірусів. При інтерпретації результатів PRN, VN або ІФА для IgG завжди слід враховувати історію вакцинації. ІФА типу «capture» для IgM можна застосовувати також для птахів та інших видів тварин за умови наявності видоспецифічних антитіл для захоплення (наприклад, антитіл до IgM курей), тоді як метод PRN є універсальним для різних видів, зокрема й для птахів.

Більшість методів ІФА (ELISA) мають обмежену специфічність через перехресні реакції з антитілами до інших флавівірусів, зокрема тих, що належать до серогрупи вірусу японського енцефаліту; проте вони залишаються цінними інструментами для епідеміологічного нагляду та скринінгу. Будь-який

позитивний результат слід підтверджувати за допомогою більш специфічного методу, наприклад, реакції нейтралізації (VN) або методу зниження кількості бляшок (PRNT). Деякі непрямі або конкурентні варіанти аналізу дозволяють виявляти антитіла різних класів імуноглобулінів (IgM, IgG тощо), причому у вакцинованих коней результати таких тестів часто виявляються позитивними.

<u>Інфекція вірусом Західного Нілу – ПЛР у реальному часі</u>

Опубліковано кілька методів ідентифікації вірусу Західного Нілу на основі ПЛР, деякі з яких доступні у вигляді комерційних наборів. Це включає ПЛР у реальному часі, здатну виявляти вірус Західного Нілу як лінії 1, так і лінії 2, а також звичайну ПЛР у реальному часі на основі гелю для північноамериканських штамів лінії 1; обидва методи успішно використовуються на польових зразках. Штами лінії 1 вірусу Західного Нілу з Франції, Єгипту, Ізраїлю, Італії, Кенії, Мексики мають висококонсервативну нуклеотидну послідовність у цільовій області незалежно від виду хазяїна. Звичайна гніздова процедура пропонує більшу чутливість до РНК північноамериканського вірусу Західного Нілу, особливо у польових зразках коней, хоча вона вимагає суворої лабораторної практики для запобігання забрудненню, а її ефективність проти інших ліній вірусу Західного Нілу не встановлена. Оскільки вірус Західного Нілу продовжує розвиватися, і можуть з'являтися нові штами, розробки ПЛР-тестів слід постійно переглядати та оновлювати. Підходящими зразками для ЗТ-ПЛР з вірусом Західного Нілу є пули мозку, нирок, серця, печінки, селезінки, кишечника та комах ссавців та птахів. Кожен ПЛР-прогін повинен включати позитивні та не-матричні контролі, а для гніздової ЗТ-ПЛР слід бути обережним, щоб уникнути перехресного забруднення під час перенесення продукту зовнішнього праймера

до гніздової реакції; прогін є дійсним лише тоді, коли його контрольні реакції знаходяться в очікуваному діапазоні.

Метод, наведений нижче, дозволяє одночасну ідентифікацію лінії 1 та лінії 2 вірусу Західного Нілу; штами можна додатково ідентифікувати шляхом секвенування амплікону та порівняння його з референтними штамами вірусу Західного Нілу. Для кожного зразка необхідно підготувати реакційну суміш об'ємом 20 мкл (відповідно до інструкції до набору), що містить праймери в концентрації 0,9 мкМ та зонд у концентрації 0,25 мкМ; внесіть 20 мкл суміші у відповідну пробірку або лунку. Додається 5,0 мкл виділеної РНК, герметично закривається ємність і поміщається її в термоциклер; проводиться ампліфікацію згідно з умовами, зазначеними в інструкції до набору (починаючи зі зворотної транскрипції, після якої виконуються 45 циклів ампліфікації). Значення Ct 37 або менше свідчить про позитивний результат щодо вірусу Західного Нілу (ВЗН); значення в діапазоні від 37,1 до 42 вважаються сумнівними (потребують повторного тестування), а значення понад 42 — негативними. Результати аналізу вважаються достовірними лише за умови, що значення Ct для позитивних контролів знаходяться в очікуваному діапазоні, а в контрольних зразках без матриці (no-template controls) результат є негативним.

<u>Лептоспіроз — МАТ</u>

Реакція мікроаглютинації (РМА, англ. MAT — Microscopic Agglutination Test) з використанням живих антигенів є найбільш поширеним серологічним методом діагностики лептоспірозу. Вона слугує «золотим стандартом», з яким порівнюють усі інші серологічні тести, а також використовується при імпорті та експорті тварин. Для досягнення оптимальної чутливості набір антигенів повинен охоплювати всі серогрупи, поширені в даному регіоні; ідеально, якщо

використовуються штами, що представляють усі відомі серогрупи. Наявність певної серогрупи зазвичай припускають на основі характерного патерну реакцій під час скринінгу, проте остаточно підтвердити її можна лише шляхом виділення серовару від клінічно хворої тварини. Використання локальних ізолятів замість референсних штамів може підвищити чутливість, хоча референсні штами залишаються корисними для порівняння результатів між лабораторіями.

Специфічність МАТ є хорошою, оскільки антитіла до неспоріднених бактерій рідко суттєво перехресно реагують з Leptospira. Однак існує значна перехресна реактивність між різними сероварами та серогрупами Leptospira, тому тварина, інфікована одним сероваром, зазвичай також демонструватиме реактивність МАТ — зазвичай слабшу — проти інших сероварів. З цієї причини серологія сама по собі не може остаточно ідентифікувати інфікуючий серовар у даному випадку або спалаху; це вимагає ізоляції організму. Якщо локальні серовари вже добре охарактеризовані за допомогою досліджень ізоляції, серологія може припустити, хоча й не підтвердити, ймовірний інфікуючий серовар. Історія вакцинації також важлива, оскільки вакциновані тварини можуть нести антитіла до вакцинних сероварів.

<u>Лептоспіроз – ІФА</u>

Було розроблено низку форматів ІФА для виявлення антилептоспіральних антитіл, що відрізняються підготовкою антигену, протоколом та платформою, включаючи тести на основі чашки та індикаторних смужок. Використовувані антигени зазвичай є або препаратами цілих клітин, або препаратами білка зовнішньої мембрани (БЗМ), причому новіші роботи зосереджені на рекомбінантних БЗМ; вибір антигену визначає специфічність аналізу. ІФА на основі рекомбінантних БЗМ широко реагують на патогенні лептоспіри і тому

мають обмежену цінність для епідеміологічної роботи, тоді як ІФА на основі ліпополісахаридів є специфічними для серогруп і корисними в епідеміологічних дослідженнях та програмах контролю. ІФА IgM корисні для діагностики гострої інфекції, а ІФА на загальний Ig може допомогти ідентифікувати повністю сприйнятливих тварин для експериментальних досліджень. ІФА для виявлення антитіл серовару Харджо також були розроблені для тестування молока окремих корів або молока з резервуарів і виявилися корисними для ідентифікації стад, інфікованих Харджо.

Валідація залишається основним обмеженням для більшості ІФА-тестів на лептоспіроз, оскільки майже всі вони були валідовані відносно МАТ (з використанням порогу титру 1/100 або вище) — що саме по собі є недосконалим еталоном, з чутливістю нижче 50% при деяких хронічних інфекціях. У медицині людини це питання вирішується за допомогою баєсівських моделей латентного класу та метааналізів випадкових ефектів, хоча найсильніша валідація все ще здійснюється на основі послідовних сироваток, взятих у випадків з позитивним результатом культури. Лише кілька тваринних ІФА-тестів було валідовано таким чином, і навіть то лише до 6 місяців після зараження з використанням експериментальних тварин, тоді як один комерційний ІФА-тест Харджо був валідований на окремих зразках сироватки великої рогатої худоби з позитивним результатом культури.

<u>Лептоспіроз – ПЛР у реальному часі</u>

Аналізи на основі ПЛР все частіше застосовуються для виявлення лептоспір у тканинах та рідинах організму тварин через їхню передбачувану чутливість та здатність поставити ранній діагноз; ПЛР у реальному часі швидша та менш схильна до забруднення, ніж звичайна ПЛР. Ці аналізи спрямовані або на

гени, повсюдно присутні в бактеріях, такі як gryB, rrs (16S рРНК) та secY, або на гени, обмежені патогенними лептоспірами, такі як lipL21, lipL32, lipL41, ligA та ligB. Жоден з цих аналізів не може безпосередньо ідентифікувати інфікуючий серовар, хоча секвенування ампліконів з певних наборів праймерів іноді може дозволити ідентифікацію аж до рівня виду або штаму; цей додатковий аналіз не є частиною рутинної діагностики. Більшість наборів ПЛР-праймерів були розроблені та оцінені для зразків людини, а не тварин, і немає чіткого консенсусу щодо того, які праймери найкраще підходять для зразків тварин, хоча ті, що спрямовані на ген lipL32, є найбільш широко описаними.

Валідація все ще залишається відкритим питанням для ПЛР-діагностики лептоспірозу тварин, і кожна лабораторія відповідає за валідацію власного аналізу для конкретної тканини, рідини та виду, що тестується. На сьогодні офіційно валідовано лише три методики ПЛР у реальному часі. Наявність у клінічних зразках інгібіторів ампліфікації (наприклад, внаслідок забруднення фекаліями або автолізу у зразках від тварин) може призвести до хибнонегативних результатів. Тому необхідно ретельно контролювати організацію лабораторного простору, робочі процеси та використання відповідних контрольних зразків, щоб уникнути контамінації реагентів, а методи підготовки зразків мають завжди адаптуватися до типу досліджуваної тканини, біологічної рідини та виду тварини.

Токсоплазмоз -ІФА. У найпростішій формі ІФА антигени з досліджуваного зразка прикріплюються до поверхні. Потім на поверхню наносять відповідне антитіло, яке може зв’язувати антиген. Це антитіло пов'язане з ферментом, а потім видаляються будь -які незв'язані антитіла. На останньому етапі додається речовина, що містить субстрат ферменту . Якщо було зв'язування, наступна реакція видає сигнал, що найчастіше виявляється у зміні кольору. Виконання

аналізу базується на взаємодії принаймні одного антитіла зі спорідненим до нього антигеном. Для цього зразок з антигеном іммобілізують на твердій підставці (переважно для цього застосовують полістирольні мікропланшети) або неспецифічно (адсорбція на поверхні), або специфічно (захоплення іншим специфічним антитілом - «сендвіч»). Після іммобілізації додають антитіло для утворення комплексу з антиген-антитіло. При чому антитіло може бути ковалентно зв'язане з ензимом або зв’язане з вторинним антитілом. Після кожної стадії дослідження планшети промивають спеціальними буферними розчинами для видалення будь-яких білків або антитіл, які зв’язані неспецифічно. Після останнього етапу промивання у мікропланшет додається ферментний субстрат для візуалізації результату, при чому інтенсивність забарвлення пропорційна кількості антигену у зразку. Кількісне "зчитування" результату базується на виявленні інтенсивності пропускається світла за допомогою спектрофотометрії, що передбачає кількісне визначення передачі певної довжини хвилі світла через рідину.

Метод посмертної (післязабійної) діагностики токсоплазмозу у тварин.

Оскільки м'ясо великої та дрібної рогатої худоби здебільшого використовується в їжу домашнім тварин то його і в подальшому слід вважати одним з джерел зараження на токсоплазмоз різних видів тварин і людини.

Спосіб посмертної (післязабійної) діагностики токсоплазмозу тварин включає визначення у супернатанті гомогената діафрагми антитіл до збудника токсоплазмозу. Загальний час аналізу становить 120 хвилин.

Використання тканин діафрагми, як матеріалу для досліджень обґрунтовується наявністю в ній більшої кількісті антитіл щодо збудника

токсоплазмозу, що було підтверджено лабораторними дослідженнями. Для лабораторних досліджень було відібрано м’язи діафрагми, спини, стегна, тканини легень, нирок та печінки у тварин з підтвердженим діагнозом на токсоплазмоз. За результатами досліджень найбільший титр антитіл було виявлено у м’язах діафрагми.

Запропонований метод дозволяє: швидко і з великою точністю посмертно діагностувати токсоплазмоз; знизити витрати на матеріали і реактиви при проведенні діагностики; попередити зараження людини токсоплазмою через м'ясо і м'ясні продукти.

Спосіб посмертної (післязабійної) діагностики токсоплазмозу у тварин включає пробопідготовку та проведення імуноферментного аналізу.

Пробопідготовка: наважка діафрагми 50 г перемелюється через м’ясорубку, після чого вичавлюється сік через чотири шари марлі, відібрану рідину центрифугуємо 5 хв при 3 тис. об./хв.. У одержаному супернатанті (надосадовій рідині) проводиться виявлення сумарних антитіл до *Toxoplasma.*

Проведення аналізу (відповідно до настанови набору реагентів ID Screen Toxoplasmosis Indirect Multi-species, виробництва IDvet.): на планшет з іммобілізованим антигеном вноситься буферний розчин – 90 мкл: контрольні зразки (позитивний і негативний), а також досліджувані зразки супернатанту (по 50 мкл). Інкубується 45 хв при 21˚С, після чого промивається на приладі 3 разм (вносячи по 300 мкл промиваючого розчину в кожну лунку). Далі вноситься підготовлений коньюгат в кількості 100 мкл в кожну лунку та інкубується 30 хв при тійже темпиратурі. Промивається таким же чином, як і попереднього разу і вносимо в кожну лунку по 100 мкл субстратного розчину для зупинки реакції. Результат зчитується на спектрофотометрі при довжині хвилі 450 нм.

Процедура оцінювання

Оцінювання та інтерпретація лабораторних результатів проводяться з використанням поетапного підходу, який інтегрував аналітичну валідність, критерії інтерпретації, специфічні для аналізу, біологічну правдоподібність та епідеміологічний контекст. Молекулярні та серологічні результати оцінюються окремо, оскільки вони надають різні типи інформації: методи ПЛР та RT-ПЛР призначені для демонстрації нуклеїнової кислоти патогена в досліджуваному матеріалі, тоді як серологічні методи виявляють імунну відповідь і тому можуть відображати попередню експозицію, а не активну інфекцію на момент відбору проб.

Перед інтерпретацією окремих зразків кожен аналітичний прогін оцінювався на валідність відповідно до вимог методу, інструкцій виробника, лабораторних стандартних операційних процедур та відповідних рекомендацій WOAH. Прогін вважається інтерпретованим лише тоді, коли необхідні позитивні, негативні та, де це було можливо, внутрішні ампліфікаційні або технологічні контролі дали очікувані результати. Невдача одного або кількох обов'язкових контролів призводила до анулювання або повторення відповідного аналітичного прогону.

Також враховується придатність зразка. Зразки, що демонструють недостатню консервацію, недостатню кількість, ознаки деградації, надмірного забруднення, інгібування або інші умови, здатні поставити під загрозу аналітичну ефективність, не інтерпретувалися як еквівалентні валідним негативним зразкам.

Молекулярні методи – ПЛР та ПЛР у реальному часі

Молекулярні результати оцінюються на основі профілю ампліфікації, значення Ct, де це застосовно, ефективності позитивних та негативних контролів, внутрішнього контролю ампліфікації та валідованих критеріїв інтерпретації конкретного аналізу.

Молекулярний результат класифікується як позитивний, коли специфічна ампліфікація цільової послідовності відбувалася в межах валідованих аналітичних критеріїв методу, і всі контролі прогону відповідали вимогам прийнятності. Результат класифікується як негативний, коли не було виявлено специфічної для мішені ампліфікації, і система контролю продемонструвала, що умови екстракції та ампліфікації були дійсними. Результати, близькі до межі виявлення аналізу, атипові криві ампліфікації, невідповідні повторності або невдача внутрішнього контролю класифікували як підозрілі, непереконливі або недійсні, залежно від обставин, та піддавали повторному аналізу.

Інтерпретація методів лабораторних досліджень захворювань визначених проєктною активністю

Метод ПЛР

Для тестування на АЧС структура ПЛР, яка використовувалася, включала позитивні та негативні контролі ампліфікації відповідно до методологічних принципів, що базується на WOAH. Позитивний контроль призначався для перевірки ефективності ампліфікації, тоді як негативний контроль використовувався для виявлення забруднення. WOAH визначає ПЛР та ПЛР у реальному часі як високочутливі, специфічні та швидкі методи для геномного виявлення вірусу АЧС та вважає їх особливо корисними в широкому діапазоні діагностичних ситуацій.

Щодо пташиного грипу, молекулярна оцінка проводиться за послідовною діагностичною логікою. Скринінг базується на виявленні консервативного матричного гена грипу А. Зразки, що дали позитивний результат скринінгу на грип А, мали бути додатково досліджені специфічними для підтипу молекулярними методами для H5 та H7, відповідно до діагностичного підходу, описаного WOAH. WOAH визнає пряме виявлення геному за допомогою ПЛР у реальному часі в реальному часі або інших валідованих молекулярних методів основним методом діагностики та характеристики вірусів грипу А. Негативний результат на матричний ген інтерпретується як відсутність виявленої РНК грипу А в аналізованому зразку на момент тестування, а не як доказ відсутності інфекції в популяції.

Щодо вірусу Західного Нілу, метод ПЛР у реальному часі, застосовуває такі критерії інтерпретації: Ct ≤37 вважався позитивним; значення Ct від 37,1 до 42 вважалися підозрілими та вимагали повторення; Значення Ct >42 вважалися негативними. Пробіг вважається дійсним лише тоді, коли позитивний контроль забезпечував ампліфікацію в межах очікуваного діапазону, а контроль без шаблону залишається негативним. WOAH визнає RT-PCR для виявлення нуклеїнової кислоти вірусу Західного Нілу, але також наголошує, що діагноз має бути інтерпретований з урахуванням біологічного матеріалу та динаміки інфекції.

Для лептоспірозу результати ПЛР інтерпретуються з особливою увагою до матриці зразка та стадії інфекції. WOAH зазначає, що ПЛР може виявляти генетичний матеріал лептоспір у тканинах або рідинах організму, але її ефективність залежить від обробки зразка, типу тканини або рідини та виду хазяїна. ПЛР зазвичай не ідентифікує інфікуючий серовар. Отже, невиявлення ДНК лептоспір у крові інтерпретується як відсутність виявленої ДНК лептоспір

у цьому конкретному зразку на момент відбору проб, а не як остаточне виключення хронічного ниркового або генітального носійства. WOAH окремо визнає, що лептоспіри можуть зберігатися в нирках, сечі або генітальних шляхах у хронічних носіїв.

Для токсоплазмозу результати ПЛР. Для виявлення ДНК токсоплазми використовується наступний протокол ампліфікації гену 16S: Lass A, Kontogeorgos I, Ma L, Zhang X, Li X, Karanis P. Дослідження Toxoplasma gondii у стічних та поверхневих водах на Цінхай-Тибетському нагір'ї, Китай, з використанням ПЛР у реальному часі та багатолокусного генотипування. Sci Rep. 2022 Mar 31;12(1):5428. doi: 10.1038/s41598-022-09166-0. PMID: 35361820; PMCID: PMC8971506.

Серологічні методи. Серологічні результати оцінюють відповідно до методу розрахунку та порогових значень (cut-off values), визначених для кожного комерційного тест-набору, що використовувався в проєкті. Позитивні результати ІФА (ELISA) розглядаються як свідчення наявності антитіл до цільової антигенної системи, а не автоматично як доказ активної інфекції.

Африканська чума свиней — непрямий ІФА

Для непрямого ІФА на африканську чуму свиней (АЧС), що використовувався Румунським партнером (Veterinary Sanitary and Food Safety Directorate Tulcea), інтерпретація ґрунтувалася на розрахунковому відсотковому показнику S/P.

Зразки класифікувалися як:

- Негативні: $S/P \leq 30\%$;
- Сумнівні: $30\% < S/P < 40\%$;
- Позитивні: $S/P \geq 40\%$.

Ці порогові значення відповідають критеріям, специфічним для даного методу.

Серологічні результати оцінювалися окремо від результатів прямого виявлення вірусу АЧС. Це розмежування є важливим, оскільки Всесвітня організація охорони здоров'я тварин (WOAH) зазначає, що у свиней, які перенесли природну інфекцію, антитіла зазвичай з'являються приблизно через 7–10 днів після інфікування і можуть зберігатися протягом тривалого часу. Тому результат «позитивний за ІФА / негативний за ПЛР» інтерпретувався як наявність серологічної реактивності за відсутності прямих молекулярних доказів вірусемії у зразку, відібраному в цей момент. Такі результати вимагають врахування епідеміологічного анамнезу та, за необхідності, проведення додаткових підтверджувальних досліджень.

Пташиний грип — мультивидовий конкурентний ІФА та реакція гальмування гемаглютинації (РГГА)

Результати мультивидового конкурентного ІФА для виявлення вірусу грипу А (виробник — Innovative Diagnostics) інтерпретувалися відповідно до відсоткового показника S/N:

- Позитивні: $S/N \leq 45\%$;
- Сумнівні: $45\% < S/N < 50\%$;
- Негативні: $S/N \geq 50\%$.

Це порогові значення, специфічні для даного методу, що застосовувалися в цьому проєкті.

WOAH зазначає, що віруси грипу А мають антигенно споріднені нуклеопротеїни та матриксні білки, і що методи ІФА, спрямовані на виявлення антитіл до цих антигенів, широко використовуються для серологічного виявлення

на рівні групи збудників. Відповідно, результат, що реагує на ELISA, інтерпретується як реактивність антитіл до грипу А на груповому рівні, а не як доказ певного підтипу H або N.

Позитивний загальний серологічний результат на грип А з негативним специфічним для H5/H7 подальшим спостереженням, таким чином, інтерпретується як відсутність серологічного підтвердження протестованих антигенів H5/H7, а не як суперечність початковому результату скринінгу.

Інфекція, спричинена вірусом Західного Нілу (WNV) — блокуючий імуноферментний аналіз (ІФА)

При використанні блокуючого ІФА для виявлення WNV (виробництва Gold Standard Diagnostics Madrid S.A.) інтерпретація результатів ґрунтується на відсотку інгібування (IP).

Зразки класифікують наступним чином:

- Позитивні: IP ≥40%;
- Негативні: IP ≤30%;
- Сумнівні: IP у діапазоні від 30% до 40%.

Згідно з процедурою, зразки, що потрапляють у сумнівний діапазон, підлягають додатковому дослідженню методом серонеутралізації.

До позитивних результатів ІФА ставляться з особливою обережністю, оскільки, за даними Всесвітньої організації охорони здоров'я тварин (WOAH), можливі серологічні перехресні реакції зі спорідненими флавівірусами, зокрема вірусом Усуту, вірусом енцефаліту Сент-Луїс, вірусом японського енцефаліту та вірусом кліщового енцефаліту.

Відповідно, позитивний результат блокуючого ІФА інтерпретується як серологічне свідчення реактивності до WNV. У випадках, коли це

епідеміологічно доцільно та технічно можливо, підтвердження результату за допомогою більш специфічного методу нейтралізації (наприклад, реакції нейтралізації вірусу або методу зниження кількості бляшок) забезпечує вищу специфічність. Позитивний серологічний результат у поєднанні з негативним результатом методу зворотної транскрипції – полімеразної ланцюгової реакції (ЗТ-ПЛР) не вважається суперечливим, оскільки серологічні маркери можуть зберігатися довше, ніж період, протягом якого в периферичній крові можна виявити РНК вірусу.

Лептоспіроз — ІФА та додаткова інтерпретація результатів

У разі застосування ІФА (виробництва BIOVET Inc.) для виявлення антитіл до сероварів *Leptospira interrogans Hardjo* та P*omona*, співвідношення для зразка розраховують шляхом ділення оптичної щільності зразка (для відповідного антигену) на середню оптичну щільність позитивного контролю для цього ж антигену.

Результати інтерпретували наступним чином:

- Негативні: співвідношення <0,20;
- Підозрілі/сумнівні: співвідношення ≥0,20 та <0,30;
- Позитивні: співвідношення ≥0,30.

У разі отримання підозрілих результатів методика аналізу передбачає відбір другого зразка сироватки приблизно через два тижні та проведення повторного тестування. Епідеміологічна інтерпретація результатів ІФА здійснюється з урахуванням рекомендацій WOAH. WOAH визначає реакцію мікроаглютинації (РМА) як стандартний серологічний метод, а також визнає ІФА корисним інструментом для виявлення антитіл до лептоспір, зокрема у випадках, пов’язаних із сероваром Hardjo у великої рогатої худоби. Серологічна

реактивність сама по собі не вважається достатньою для остаточної ідентифікації серовару, що викликає інфекцію. Також враховується анамнез вакцинації, якщо він був доступний, оскільки вакциновані тварини можуть виробляти антитіла, які можна виявити за допомогою деяких серологічних аналізів. Згідно з WOAH, для гострої інфекції чотирикратне збільшення титру МАТ між парними сироватками гострої та реконвалесцентної стадій є діагностичним доказом.

Для збудника токсоплазмозу методом ІФА інтерпретація в пробах проводиться згідно даних наведених у таблиці 9.

Таблиця 9. Титр антитіл (Ig M, G) у різних тканинах і органах тварин хворих на токсоплазмоз

Вид тварин	Об'єкт досліджень					
	М'язи			Тканини		
	діафрагми	спини	стегна	легені	нирки	печінка
Велика рогата худоба	51,0	45,3	51,8	10,8	19,7	17,6
Вівці	44,7	39,1	43,6	17,4	15,0	10,3

Примітка: Інтерпретація результатів: ≤ 40 – негативний результат; 40–50 – сумнівний результат; ≥ 50 – позитивний результат

4.РЕЗУЛЬТАТИ ДОСЛІДЖЕНЬ ОТРИМАНИХ В РАМКАХ ПРОЄКТУ ТА ЇХ ІНТЕРПРЕТАЦІЯ

У розділі подано результати спільних досліджень, проведених у два періоди відбору проб. Показники стосуються відібраних зразків та слугують основою для практичних висновків посібника. Результати отримано за єдиною схемою відбору проб і аналізу, визначеною Спільним ТЗ.

Африканська чума свиней

У Румунії дослідження щодо африканської чуми свиней (АЧС) поєднувало серологічний скринінг методом ІФА (ELISA) з прямим виявленням геномного матеріалу вірусу АЧС за допомогою ПЛР у реальному часі. Загалом було проведено серологічне дослідження 70 зразків сироватки крові: 33 зразки від свійських свиней і 37 зразків від золотистих шакалів. У трьох зразках сироватки крові свиней було виявлено антитіла до вірусу АЧС; решта 30 зразків від свиней та всі 37 зразків від золотистих шакалів дали негативний результат. Таким чином, частка зразків, що показали позитивний результат в ІФА, становила 9,1% (3/33) від досліджених зразків сироватки свиней та 4,3% (3/70) від усіх зразків сироватки, включених до набору даних для серологічного дослідження на АЧС. Ці показники характеризують лише досліджувану вибірку і не повинні інтерпретуватися як поширеність захворювання в популяції, оскільки відбір зразків у межах проєкту був цілеспрямованим, а не випадковим (що було б необхідно для оцінки поширеності).

Три зразки від свиней, які дали позитивний результат в ІФА, були відібрані 29 липня 2026 року в особистих підсобних господарствах у населених пунктах Слава-Русе (Slava Rusa) та Слава-Черкезе (Slava Cercheza). Два позитивні зразки походять від 10-місячних свинок (самок) із села Слава-Русе, а третій — від 12-

місячної свинки із села Слава-Черкезе. Згодом ці три тварини були додатково досліджені методом ПЛР у реальному часі (з використанням крові з ЕДТА); геномного матеріалу вірусу АЧС у жодному з них виявлено не було. В інших зразках сироватки крові свиней – зокрема в тих, що були відібрані під час першого етапу досліджень у населених пунктах Четалкіой (Ceatalchioi), Пардіна (Pardina), Кардон (Cardon) і Періправа (Periprava), а також в інших зразках, відібраних у двох господарствах у липні 2026 року, — антитіла до вірусу АЧС виявлені не були.

Молекулярно-генетичний етап дослідження включав 65 аналізів методом ПЛР у реальному часі: 24 зразки крові свиней (з ЕДТА), 37 зразків крові золотистих шакалів (з ЕДТА) та чотири зразки кліщів. ДНК вірусу АЧС у жодному з цих матеріалів виявлено не було. Молекулярний набір даних щодо свиней включав зразки, відібрані під час кампанії в листопаді 2025 року в населених пунктах Четалкіой, Пардіна, Кардон і Періправа, а також три зразки від свиней, відібрані в липні 2026 року, які продемонстрували серологічну реактивність. Молекулярний набір даних щодо диких тварин охоплював золотих шакалів, відібраних у районі Суліни, а також у мисливських угіддях Пандуру, Бестепе, Каркаліу, Крапіна-Ісакча та Смардан; усі вони показали негативні результати ПЛР у реальному часі. Чотири зразки кліщів, зібрані під час першої кампанії, також виявилися негативними на наявність геномного матеріалу вірусу африканської чуми свиней (АЧС). Профіль «позитивний результат ІФА / негативний результат ПЛР у реальному часі», виявлений у трьох свиней, вказує на серологічну реактивність за відсутності прямих молекулярних доказів віремії на момент відбору проб. Тому такий результат слід інтерпретувати з урахуванням епідеміологічного контексту, в якому перебували тварини, а за необхідності — проводити додаткові підтверджувальні дослідження; сам по собі цей результат не

може вважатися доказом активної циркуляції вірусу АЧС. Результати, отримані в рамках проєкту щодо шакалів і кліщів (без визначення виду), слід розглядати як додаткову інформацію для моніторингу на межі взаємодії різних видів; при цьому основна епідеміологічна інтерпретація ситуації з АЧС базується на даних, отриманих від представників родини свиневих (*Suidae*). Загалом, румунський набір даних не надав прямих молекулярних доказів активної циркуляції вірусу АЧС у досліджених зразках протягом відповідних періодів, проте три зразки від свиней, що показали серологічну реактивність, є важливим сигналом, який обґрунтовує необхідність продовження моніторингу на основі оцінки ризиків та подальшого епідеміологічного вивчення.

В Україні дослідження зразків крові тварин, кормів, а також зібраних мертвих кровосисних членистоногих, проведені восени та навесні, показали відсутність ДНК вірусу АЧС.

Для визначення імунного профілю популяції свиней у досліджуваній географічній зоні зразки крові свиней і поросят додатково досліджували методом ПЛР на наявність РНК вірусу грипу А, РНК вірусу репродуктивно-респіраторного синдрому свиней (РРСС), а також ДНК парвовірусу та цирковірусу свиней. Ці вірусні агенти можуть виступати потенційними збудниками коінфекції при АЧС, оскільки вони чинять імуносупресивну дію на організм свиней.

Під час дослідження 25 зразків крові свиней із села Приморське в одному зразку було виявлено РНК вірусу грипу А; цей вірус не викликав респіраторних розладів і не належав до підтипів H1 або H3, які становлять небезпеку для людей.

Під час дослідження 13 зразків крові свиней із села Стара Некрасівка у двох зразках було виявлено ДНК цирковірусу свиней 2-го типу. РНК вірусу РРСС та ДНК парвовірусу виявлено не було. При дослідженні 50 зразків крові свиней,

відібраних навесні, в одному зразку було виявлено ДНК цирковірусу свиней 2-го типу. РНК вірусу РРСС та ДНК парвовірусу свиней виявлено не було.

Пташиний грип

Тестування, проведене у Румунії, поєднувало широкий серологічний скринінг з прямим молекулярним виявленням та, для сироваток птиці, що реагують на ELISA, методом інгібування гемаглютинації (HI), орієнтованим на певний тип. Серологічний набір даних містив 408 індивідуальних зразків сироваток, досліджених за допомогою багатовидового ELISA на грип А: 146 сироваток птиці (104 курей, 38 домашніх качок та 4 домашніх гуси) та 262 сироватки ссавців (210 великої рогатої худоби, 15 овець та 37 золотих шакалів). П'ять зразків (1,2% від протестованого серологічного набору) були реактивними за ELISA: дві курки та дві домашніх качки, відібрані в непрофесійних господарствах у Четалкіой під час першої кампанії, та один золотий шакал з мисливського угіддя № 31 Крапіна під час другої кампанії. Решта 403 зразків ELISA були негативними. Ці пропорції описують набір зразків проєкту та не повинні інтерпретуватися як поширеність у популяції, оскільки вибірка була орієнтована на проєкт та ризик, а не на імовірність.

Чотири сироватки птиці, що реагують на ELISA, були додатково досліджені методом інгібування гемаглютинації проти референтних антигенів H5N3, H5N8 та H7N1, що призвело до 12 визначень HI. Усі титри були нижче 1/16 та були зареєстровані як негативні на антитіла проти протестованих антигенів H5/H7. У наборі серологічних даних для сироватки золотого шакала, що реагує на ELISA, не було жодного запису HI. Відповідно до рекомендацій WOAH, ELISA-тести на грип А, спрямовані на консервативні нуклеопротеїнові/матричні антигени, є придатними для серологічного скринінгу на груповому рівні та масштабного

спостереження, але позитивні результати ELISA вимагають подальшого спостереження, орієнтованого на підтип, особливо для H5 та H7, а аналіз має бути валідований для виду та цільового призначення. Відповідно, чотири реакції ELISA птиці не були підтверджені як специфічні для H5/H7, тоді як результат ELISA на золотого шакала слід розглядати як сигнал скринінгу, що вимагає обережної інтерпретації, відповідної виду. Молекулярне тестування включало 444 визначення ПЛР у реальному часі, спрямованих на консервативний ген матриксного гена грипу А (M), що відповідає 379 індивідуальним записам про тварин. Досліджуваний матеріал включав 156 визначень крові з ЕДТА, 152 визначення на комбінованих клоакальних/трахеальних мазках, 65 на клоакальних мазках, 65 на трахеальних мазках та 6 на зразках органів. Досліджувана популяція охоплювала свійських та диких птахів (кури, свійські качки/качки, свійські гуси, лиски та чайки) та ссавців на межі контакту диких тварин та свійських тварин (велика рогата худоба, вівці та золоті шакали). РНК вірусу грипу А не була виявлена в жодному з 444 визначень. Особливо важливо, що золотий шакал з реактивністю ELISA також був протестований на крові з ЕДТА за допомогою ПЛР у реальному часі, і РНК гена матриксного гена грипу А не виявлено. WOAH визначає пряме виявлення вірусної РНК за допомогою ПЛР у реальному часі як бажаний метод швидкої лабораторної діагностики та спостереження за грипом А, зазвичай використовуючи генеричне виявлення висококонсервативного матричного гена як початковий крок скринінгу, а потім специфічне тестування H5 та H7 при виявленні РНК грипу А. Оскільки всі румунські визначення ПЛР у реальному часі були негативними, набір даних не надав прямих молекулярних доказів активної інфекції грипу А в тестованих матеріалах на момент відбору проб. Комбінований профіль – обмежена реактивність ELISA, негативні

результати HI H5/H7 у чотирьох реактивних сироватках птиці та однорідно негативна ПЛР у реальному часі – не підтверджує активну циркуляцію вірусу H5/H7 у румунському проектному наборі зразків протягом досліджуваних періодів. Тим не менш, результати групово-реактивного ELISA можуть відображати попередній контакт з підтипами грипу А, відмінними від тих, що були протестовані за допомогою HI, зменшення антитіл або неспецифічну серологічну реактивність і тому залишаються актуальними для подальшого ризик-орієнтованого спостереження на межі між домашніми птахами та дикими тваринами.

Результати виявлення вірусу пташиного грипу в Україні (грип А, H5/H7*) (таблиці 10, 11).* РНК вірусу грипу А було виявлено у трьох зразках посліду диких птахів: у двох, зібраних у місцях перебування мігруючих чорнозобиків (Calidris alpina), та в одному, отриманому від крижня (Anas platyrhynchos). Міграційні скупчення цих птахів були зафіксовані під час відбору проб у районі села Дунайське та озера Криве; також РНК вірусу було виявлено у воді прибережної зони (у придонному шарі води; проби підготовлено методом осадження та фільтрації) (див. таблицю 10). Подальше поглиблене дослідження виявленої РНК вірусу грипу А на наявність високопатогенних підтипів H5 та H7 дало негативний результат, що свідчить про циркуляцію низькопатогенних підтипів вірусу грипу А.

Таблиця 10. Позитивні зразки на пташиний грип в Україні

№	Назва «Ізоляту»	A	H5	H7	Ідентифікація
1	A/Calidris alpina/Kryve/01/H?	+	–	–	Грип А, низькопатогенний
2	A/Calidris alpina/Kryve/02/H?	+	–	–	Грип А, низькопатогенний

№	Назва «Ізоляту»	A	H5	H7	Ідентифікація
3	A/Anas platyrhynchos/Kryve/02/H?	+	–	–	Грип А, низькопатогенний
4	A/water/Kryve/01/H?	+	–	–	Influenza A, низькопатогенний

Весняні дослідження виявили РНК вірусу грипу типу А у шести зразках посліду диких птахів: чотири з них було відібрано в місцях перебування мігруючих крижнів (Anas platyrhynchos), а по одному — від турухтана (Philomachus pugnax) та чорнозобика (Calidris alpina). Мігруючі зграї цих птахів були зафіксовані під час відбору проб у районі заплави Дунаю, поблизу села Дунайське та озера Криве (зокрема, у прибережних водах озера Криве — у придонному шарі води, концентрованому методом седиментаційної фільтрації). У зразках ґрунту, відібраних на прилеглих до водойм територіях, РНК вірусу грипу типу А виявлено не було.

Таблиця 11. Позитивні проби на пташиний грип у другому періоді в Україні

№	Назва «Ізоляту»	A	H5	H7	Ідентифікація
1	A/Anas platyrhynchos/Danube/01/H?	+	–	–	Грип А, низькопатогенний
2	A/Anas platyrhynchos/Danube/02/H?	+	–	–	Грип А, низькопатогенний
3	A/Anas platyrhynchos/Danube/03/H?	+	–	–	Грип А, низькопатогенний
4	A/Anas platyrhynchos/Danube/04/H?	+	–	–	Грип А, низькопатогенний
5	A/Calidris alpina/Kryve/03/H?	+	–	–	Грип А, низькопатогенний
6	A/Philomachus pugnax/Kryve/01/H?	+	–	–	Грип А, низькопатогенний
7	A/water/Kryve/01/H?	+	–	–	Грип А, низькопатогенний

Подальше поглиблене дослідження виявленої РНК вірусу грипу типу А на наявність високопатогенних підтипів H5 та H7 дало негативний результат, що свідчить про циркуляцію низькопатогенних підтипів вірусу грипу типу А. Це підтверджується даними паралельних орнітологічних спостережень: на досліджуваних територіях не було зафіксовано випадків клінічних проявів грипу чи загибелі диких або свійських птахів. Під час аналізу зразків сироватки крові свиней та великої рогатої худоби антитіл до вірусів грипу типу А виявлено не було.

Лептоспіроз

Дослідження у Румунії поєднували серологічний скринінг методом імуноферментного аналізу (ІФА) з прямим молекулярним виявленням генетичного матеріалу лептоспір за допомогою полімеразної ланцюгової реакції в реальному часі (ПЛР у реальному часі). Серологічний набір даних охоплював 170 зразків сироватки крові: 132 від великої рогатої худоби (ВРХ), 37 від золотистих шакалів та один від кота. У межах ІФА оцінювалася реактивність антитіл до Leptospira interrogans серовару Hardjo (тип Hardjoprajitno) та L. interrogans серовару Pomona. Щодо серовару Hardjo, 37 зразків виявилися позитивними, 11 — сумнівними, а 122 — негативними. Усі позитивні та сумнівні результати стосувалися великої рогатої худоби; таким чином, серед 132 зразків сироватки ВРХ 28,0% (37/132) були позитивними, а 8,3% (11/132) — сумнівними. Усі 37 зразків від золотистих шакалів та один зразок від кота були негативними. Щодо серовару Pomona, усі 170 зразків сироватки виявилися негативними. У загальному масиві серологічних даних частка зразків, позитивних до серовару Hardjo, становила 21,8% (37/170), а частка сумнівних — 6,5% (11/170). Ці

показники стосуються конкретної вибірки, сформованої в межах проєкту, і їх не слід інтерпретувати як оцінку поширеності інфекції в популяції.

Аналіз розподілу серологічних результатів у часі показав наявність реактивності в обидва періоди відбору проб. Під час першого етапу в листопаді 2025 року було досліджено 41 зразок сироватки (40 від ВРХ і один від кота); 23 зразки від ВРХ були позитивними, а 8 — сумнівними щодо серовару Hardjo, тоді як решта зразків були негативними. У період відбору проб 2026 року було виявлено ще 14 позитивних і 3 сумнівні зразки сироватки від великої рогатої худоби (щодо серовару Hardjo). Позитивні результати у ВРХ були зафіксовані у зразках, відібраних у населених пунктах Суліна, Летеа та Кілія-Веке, тоді як усі зразки від золотистих шакалів, зібрані у 2026 році в межах дослідження дикої фауни, виявилися негативними. Виявлення великої рогатої худоби з реактивністю до серовару Hardjo у різні періоди відбору та в різних місцевостях свідчить про повторювані серологічні ознаки контакту з інфекцією в досліджуваній популяції ВРХ. Однак, відмінності в інтенсивності відбору проб, відборі стада та географічному охопленні не дозволяють зробити прямий висновок про часові тенденції або зміни поширеності.

Молекулярний компонент складався з 171 завершеного визначення ПЛР у реальному часі, включаючи зразки від 112 голів великої рогатої худоби, 15 овець, шести собак, 37 золотих шакалів та одного щура. Тестовані матриці складалися зі 124 зразків крові з ЕДТА, 46 зразків крові та одного зразка органу. Геномний матеріал лептоспір не був виявлений у жодному зі 171 визначення. Таким чином, молекулярний набір даних не надає прямих доказів виявлення ДНК лептоспір у біологічних матеріалах, досліджених на момент відбору проб, включаючи зразки диких тварин, включені до проєкту.

Інтерпретація румунських результатів відповідає діагностичній структурі WOAH, яка розрізняє виявлення імунної відповіді та пряме виявлення агента. WOAH визнає серологію найширше використовуваним підходом до діагностики лептоспірозу та визначає реакцію мікроскопічної аглютинації (MAT) як стандартний серологічний тест, тоді як ELISA може бути корисним для серологічного скринінгу та оцінки інфекції сероваром Hardjo у великої рогатої худоби. ПЛР забезпечує чутливе пряме виявлення нуклеїнової кислоти лептоспір, але її діагностична ефективність сильно залежить від біологічної матриці, стадії інфекції, обробки зразків та процедур контролю якості, і ПЛР не ідентифікує інфікуючий серовар. Крім того, негативне пряме виявлення в крові не виключає хронічного ниркового або генітального носійства, оскільки лептоспіри можуть зберігатися в нирках, сечі або статевих шляхах після періоду виявлення лептоспіремії. Отже, картина, що спостерігається при визначенні поширеності лептоспірозу, а саме - повторна реактивність Hardjo ELISA у великої рогатої худоби разом з рівномірно негативними результатами ПЛР у реальному часі - узгоджується із серологічними доказами попереднього впливу або імунної відповіді без молекулярних доказів активної лептоспіремії в тестованих матрицях на момент збору. Серологічна реактивність сама по собі не може остаточно ідентифікувати серовар, що викликає інфекцію, а також необхідно враховувати історію вакцинації, де це можливо. У цьому наборі даних не було виявлено серологічних доказів контакту з Pomona. Результати реакції мікроаглютинації (PMA) будуть враховані після їх отримання; вони дозволять отримати додаткову інформацію щодо серогрупової належності та поглибити епідеміологічну інтерпретацію, тоді як для остаточного визначення серовару необхідне виділення та ідентифікація самого мікроорганізму.

Під час досліджень на лептоспіроз, проведених в Україні восени та у другий період (навесні) — із використанням зразків цільної крові, сечі, молока та сироватки крові методами ПЛР та ІФА, – не було виявлено ні ДНК збудника, ні антитіл до нього.

При дослідженні проб води з обраних водойм ДНК патогенних лептоспір (Leptospira) виявлено не було. Однак у двох пробах води – з водойми «Кар'єр» (м. Вилкове) та Стенцівсько-Жебріянівських плавнів (с. Приморське) – було виявлено ДНК мікроорганізмів роду Leptospira, які, найімовірніше, належать до непатогенних видів.

Токсоплазмоз (Toxoplasma gondii)

У наборах даних «Серологія» (Serology) або «Молекулярна біологія та генетичний аналіз» (Molecular Biology and Genetic Analysis), що були використані для дослідження української проєктної території, не було зафіксовано жодних досліджень на наявність Toxoplasma gondii. Як наслідок, у цьому підрозділі неможливо навести лабораторні результати, специфічні для Румунії, на основі цих двох наборів даних.

Молекулярно-генетичні дослідження цільної крові та фекалій, проведені в українській частині проєкту протягом першого (осіннього) періоду, а також серологічні дослідження сироваток крові (методами ПЛР та ІФА), показали відсутність ДНК збудника та антитіл до нього в досліджених зразках. У пробах води також не було виявлено ДНК Toxoplasma.

Інфекція, спричинена вірусом Західного Нілу

Дослідження, проведені у Румунії, поєднували серологічний скринінг методом конкурентного імуноферментного аналізу (ІФА) з прямим молекулярним виявленням РНК вірусу Західного Нілу (WNV) за допомогою методу зворотної

транскрипції та полімеразної ланцюгової реакції в реальному часі (RT-qPCR). Серологічний набір даних охоплював 432 зразки сироватки крові. Загалом 168 зразків дали позитивний результат, 8 були класифіковані як сумнівні, а 256 — як негативні, що відповідає часткам 38,9%, 1,9% та 59,3% відповідно серед усіх зразків, відібраних у межах проєкту. Розподіл за видами тварин був неоднорідним: серед 316 зразків сироватки великої рогатої худоби 122 були позитивними, 7 — сумнівними, а 187 — негативними; серед 40 зразків від курей 11 були позитивними, 1 — сумнівним, а 28 — негативними; усі 15 зразків від овець та всі 12 зразків від свиней виявилися позитивними; серед 37 зразків від шакалів золотистих 7 були позитивними, а 30 — негативними; серед 5 зразків від качок 1 був позитивним, а 4 — негативними. Усі 6 зразків від собак та єдиний зразок від кота були негативними. Ці показники характеризують лише тварин, відібраних у межах проєкту, і їх не слід інтерпретувати як оцінку поширеності інфекції в популяції, оскільки інтенсивність відбору проб, видовий склад та географічне охоплення не були статистично рівномірними. Було виявлено чітку різницю між двома періодами відбору проб у межах проєкту, хоча склад досліджуваних популяцій також суттєво відрізнявся. Під час першого етапу в листопаді 2025 року було досліджено 65 зразків сироватки крові (від 58 голів великої рогатої худоби, шести собак і одного кота); усі результати виявилися негативними. У період відбору проб 2026 року було досліджено 367 зразків сироватки крові, отриманих від великої рогатої худоби, курей, шакалів, овець, свиней та качок; 168 зразків дали позитивний результат, вісім — сумнівний, а 191 — негативний. Таким чином, у 2026 році серологічні ознаки інфікування були зафіксовані у представників кількох видів свійських і диких тварин. Однак, оскільки другий період охоплював інші види тварин, локації та інтенсивність

відбору проб, відмінності між періодами не можна розглядати як доказ зростання захворюваності чи поширеності інфекції з часом.

Молекулярні дослідження включали 140 аналізів методом ПЛР у реальному часі (RT-PCR): 81 зразок від великої рогатої худоби, 37 — від шакалів, 15 — від овець, шість — від собак і один — від кота. Досліджуваний матеріал складався зі 125 зразків крові з ЕДТА та 15 зразків крові (без уточнення антикоагулянту). Шістнадцять молекулярних досліджень було проведено під час етапу 2025 року, а 124 — у період відбору проб 2026 року. РНК вірусу Західного Нілу (ВЗН) не було виявлено в жодному зі 140 зразків. Отже, отримані молекулярні дані не дають прямих доказів наявності вірусемії у досліджених тварин на момент відбору проб. Цей результат не суперечить серологічним даним, оскільки можливість виявлення вірусу молекулярними методами значною мірою залежить від часу відбору зразка та типу біологічного матеріалу, тоді як антитіла можуть зберігатися в організмі довше, ніж період, протягом якого в периферичній крові можна виявити вірусну РНК.

Інтерпретація цих результатів ґрунтується на діагностичних рекомендаціях Всесвітньої організації охорони здоров’я тварин (WOAH) щодо Лихоманки Західного Нілу. WOAH визначає вірус Західного Нілу як флавівірус, що переноситься комарами та підтримується переважно в циклі передачі «птах — комар — птах», а також визнає метод ПЛР у реальному часі (RT-PCR) доцільним для прямого виявлення вірусної нуклеїнової кислоти у відповідному клінічному матеріалі.

Для серологічного спостереження корисними інструментами скринінгу є непрямий та конкурентний ІФА, але WOAH наголошує, що ці аналізи можуть перехресно реагувати з антитілами до споріднених флавівірусів, включаючи вірус

Усуту та інші представники серогрупи японського енцефаліту. Відповідно, позитивні реакції ІФА, де це епідеміологічно доречно та технічно можливо, слід підтверджувати більш специфічним методом нейтралізації, таким як нейтралізація зменшенням бляшок (PRN/PRNT) або нейтралізація вірусу (VN). Отже, румунські результати демонструють суттєвий серологічний сигнал, реактивний до WNV, у цільовому наборі зразків 2026 року, особливо серед великої рогатої худоби та кількох інших відібраних видів, але самі по собі вони не встановлюють активну інфекцію WNV або специфічну для WNV поширеність у популяції.

Рівномірно негативні результати ПЛР у реальному часі вказують на те, що РНК WNV не була виявлена в біологічних матеріалах, досліджених протягом двох періодів відбору проб проєкту.

Результати аналізу зразків із довкілля

З метою виявлення можливого джерела патогенів та відстеження шляхів їхнього поширення, у межах проєкту також було досліджено зразки, відібрані в довкіллі на території реалізації проєкту в Україні. До них належать проби води, ґрунту, комах і кормів; вони представлені окремо — відповідно до специфіки підходу «Єдине здоров'я» (One Health).

За результатами дослідження біологічного матеріалу з навколишнього середовища (таблиця 12), а саме проб води з досліджуваних водойм, ДНК патогенних лептоспір у воді виявлено не було. Водночас у двох пробах води — з водойми «Кар'єр» (м. Вилкове) та Стенцівсько-Жебріянівських плавнів (с. Приморське) — було виявлено ДНК мікроорганізмів роду Leptospira, які, найімовірніше, належать до непатогенних видів.

Таблиця 12. Загальна кількість зразків навколишнього середовища для лабораторних досліджень в Україні

№	Інфекція	Види/зразки	Метод, який слід використовувати для випробування матеріалу	Кількість зразків		
				Період I	Період II	Всього
1	Африканська чума свиней	Зразки корму з зон ризику	ПЛР/ПЛР у реальному часі (рек. WOAH)	8	8	16
		Комахи, які є потенційними механічними переносниками (кліщі, мошки тощо)	ПЛР/ПЛР у реальному часі (згідно з рекомендаціями WOAH)	10	30	40
2	Пташиний грип	Вода	ПЛР/реального часу – грип А, H5/H7	17	17	34
		Ґрунт	ПЛР/реального часу – грип А, H5/H7		15	15
3	Лептоспіроз	Від об'єктів навколишнього середовища – стояча водойма	ПЛР	25	29	54
4	Токсоплазмоз	Вода у відкритій водоймі	ПЛР	25	29	54
Всього протестованих зразків				85	128	213

Спільна ГІС-платформа (danube-emerging.org) (рис.10) – це інтерактивний вебінструмент для візуалізації, аналізу та порівняння епідеміологічної ситуації

щодо пріоритетних інфекційних захворювань на прикордонних територіях Одеської області України та повіту Тулча Румунії.

Платформу розробила Молодіжна громадська організація «Нове покоління Європи» (YPO NEG), головний партнер проєкту SMS-RO-UA (ROUA00136), у межах активності 1.4. Її створення спрямоване на забезпечення узгодженого представлення даних України та Румунії, посилення транскордонного моніторингу та формування спільного інформаційного середовища для оцінювання епідеміологічних ризиків.

Функціональні можливості платформи. Платформа охоплює п’ять пріоритетних захворювань, визначених у межах проєкту: африканську чуму свиней, грип птиці, лептоспіроз, лихоманку Західного Нілу та токсоплазмоз.

Основним інструментом є інтерактивна карта, яка дає змогу досліджувати географічний розподіл зареєстрованих випадків і аналізувати епідеміологічну ситуацію на транскордонній території України та Румунії.

Для роботи з даними передбачено систему фільтрів, за допомогою якої користувачі можуть обирати захворювання, рік або часовий період, регіон і країну, а також застосовувати додаткові критерії, зокрема щодо населення під ризиком, типу господаря, методу виявлення, епізоотичної одиниці та типу джерела даних. Це дає змогу налаштовувати відображення інформації відповідно до конкретних дослідницьких і аналітичних завдань.

На інтерактивній карті можна самостійно обирати показники для візуалізації: рівень ризику, кількість зареєстрованих випадків або густину населення. Відображення даних супроводжується легендою, яка пояснює відповідні умовні позначення та кольорову градацію. Спалахи можуть позначатися точками, розмір яких відповідає кількості випадків.

Додаткові налаштування передбачають вибір базової карти та керування тематичними картографічними шарами, зокрема для відображення міських територій, річок і озер, лісів та водойм. Це дає змогу аналізувати просторовий розподіл захворювань з урахуванням особливостей навколишнього середовища та досліджувати потенційні взаємозв'язки між тваринами, водою, ґрунтом і людиною відповідно до міжсекторального підходу «Єдине здоров'я» (One Health).

Аналітика та візуалізація даних. Картографічна візуалізація доповнюється аналітичним блоком із діаграмами та ключовими показниками. Він дає змогу досліджувати розподіл зареєстрованих випадків за регіонами, відстежувати динаміку за роками, аналізувати структуру захворювань за регіонами та типами господарів, порівнювати рівні ризику за регіонами й захворюваннями, а також оцінювати кількість випадків у розрахунку на 100 000 населення.

Поєднання інтерактивної карти й аналітичних інструментів забезпечує комплексніше представлення даних, допомагає виявляти територіальні відмінності та відстежувати зміни епідеміологічної ситуації в часі.

Транскордонна співпраця та практичне значення. Ключова перевага платформи полягає в можливості узгодженого представлення та порівняння даних України й Румунії в межах єдиного інформаційного середовища. Це створює передумови для оцінювання ризиків у масштабах усієї транскордонної території, а не лише в межах окремих країн, і сприяє обміну інформацією між зацікавленими сторонами.

Платформа може використовуватися партнерами проєкту, представниками органів влади, фахівцями та науковцями для аналізу епідеміологічної ситуації,

визначення територій підвищеної уваги та підтримки планування профілактичних і моніторингових заходів.

Для забезпечення доступності інформації інтерфейс платформи передбачає три мовні версії: англійську, українську та румунську.

Сталість результатів. Спільна ГІС-платформа є практичним результатом проєкту SMS-RO-UA, спрямованим на розвиток транскордонного епідеміологічного моніторингу та зміцнення співпраці між Україною й Румунією. Після завершення проєкту супровід платформи забезпечує YPO NEG, підтримуючи її подальше функціонування та використання як інструменту для роботи з геопросторовими даними й аналізу епідеміологічних ризиків.

Таким чином, платформа формує спільну інформаційну основу для транскордонного спостереження за пріоритетними інфекційними захворюваннями, сприяє узгодженому аналізу даних і підтримує співпрацю між Україною та Румунією у сфері оцінювання й управління ризиками для здоров'я людей, тварин і довкілля.

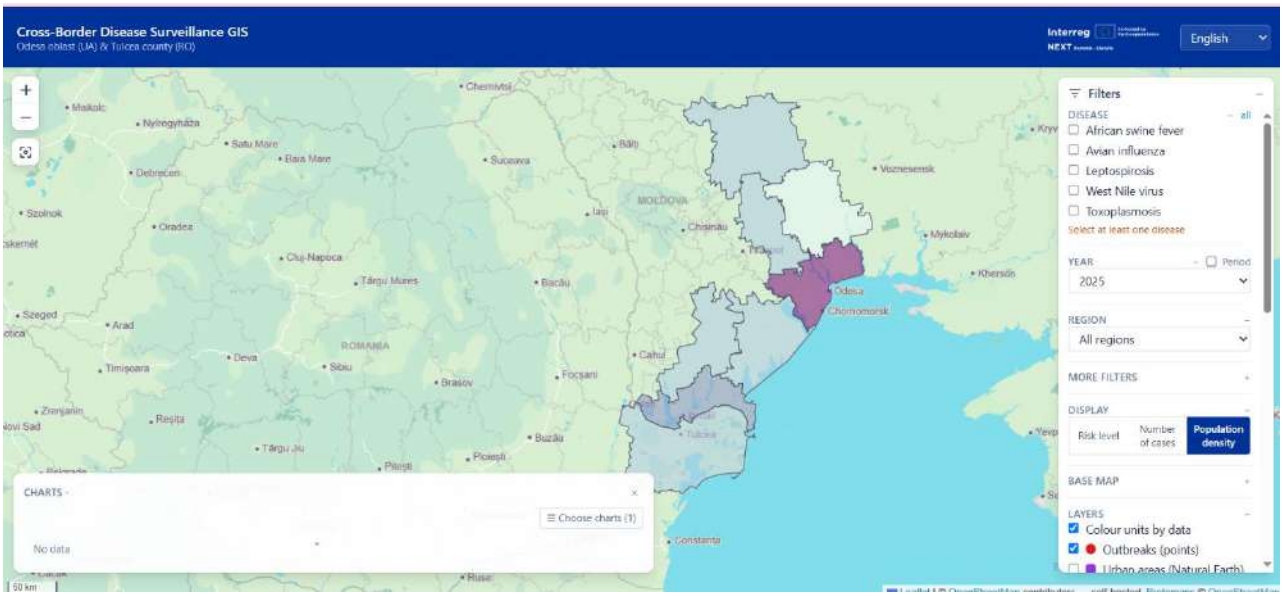


Рисунок 10. Інтерфейс спільної ГІС-платформи Cross-Border Disease Surveillance GIS (дата перегляду: 31.10.2026).

5.ТРАНСКОРДОННА ЕПІДЕМІОЛОГІЧНА ІНТЕРПРЕТАЦІЯ ТА МЕТОДОЛОГІЧНА ОБҐРУНТОВАНІСТЬ І ГАРМОНІЗАЦІЯ

Розділ призначений для органів, що координують нагляд на транскордонній території, і показує, як результати обох сторін можна інтерпретувати разом. Результати отримано за єдиною схемою відбору проб і аналізу, визначеною Спільним ТЗ, що забезпечує гармонізацію відповіної інформації.

Метод оцінки та інтерпретації результатів

Оцінка нових інфекційних захворювань у цьому посібнику ґрунтується на спільній інтерпретації лабораторних результатів, епідеміологічного контексту та даних про довкілля. Метод застосовується до всіх п'яти хвороб проєкту та однаково для української й румунської частин транскордонної території. Він складається з шести послідовних кроків.

Крок 1. Опис вибірки. Для кожного результату фіксуються вид тварини або тип проби зразків навколишнього середовища та біоматеріал з тварин, місце й період відбору, спосіб відбору. Відбір у проєкті був цілеспрямованим і орієнтованим на ризик, тому отримані показники стосуються досліджених зразків і не є оцінкою поширеності в популяції.

Крок 2. Оцінка придатності методу. Враховується, що саме виявляє тест: нуклеїнову кислоту збудника (ПЛР, ПЛР у реальному часі) чи антитіла (ІФА, РМА/МАТ, РГГА, PRN/VN), а також чи валідований він для досліджуваного виду тварин і мети дослідження.

Крок 3. Інтерпретація результату відповідно до таблиці 13.

Таблиця 13.

Інтерпретація результатів

Результат	Інтерпретація	Подальші дії

ПЛР позитивна	Пряме виявлення збудника в досліджуваному матеріалі на момент відбору	Підтвердження специфічним методом (для грипу А: тестування на H5/H7), повідомлення компетентного органу, додатковий відбір, епізоотологічне розслідування
Серологія позитивна, ПЛР негативна	Контакт із збудником або імунна відповідь; активна інфекція (віремія) не доведена	Підтвердження специфічним методом (MAT, HI, PRN/VN), парні сироватки через близько двох тижнів, облік історії вакцинації, посилений нагляд
Серологія сумнівна	Для висновку недостатньо	Повторне дослідження, парні сироватки
Серологія й ПЛР негативні	Ознак збудника в досліджених зразках не виявлено; носійство або інфекція поза часовим вікном виявлення не виключаються	Продовження ризик-орієнтованого моніторингу, розширення переліку матриць (сеча, нирки, статеві шляхи)
Виявлено ДНК роду мікроорганізмів без підтвердження патогенності (наприклад, *Leptospira* у воді)	Присутність мікроорганізму в довкіллі; патогенність не встановлена	Визначення виду, повторний відбір у тому самому об'єкті
Даних немає (набір даних відсутній)	Висновок неможливий	Планування порівнянного відбору в подальшому

Крок 4. Урахування контексту. До результату додають: історію вакцинації, сезон і періоди міграції диких птахів, активність комарів і кліщів, контакт домашніх і диких тварин, наявність водойм і водно-болотних угідь, особливості господарств (зокрема присадибних).

Крок 5. Визначення рівня ризику. За сукупністю результатів (крок 3) і контексту (крок 4) територія або епізоотична одиниця відноситься до рівня ризику: низький, середній або високий. Оцінка є експертною, поєднує результати тварин і довкілля й відображається на спільній ГІС-платформі.

Крок 6. Формулювання висновків і заходів. Висновок подається в межах доведеного: наприклад, «серологічна реактивність без молекулярних доказів

активної циркуляції» не трактується як підтвердження спалаху, а негативний результат — як доказ відсутності хвороби. Визначаються заходи (розд. 6) і потреба в підтверджувальних дослідженнях.

Обмеження. Метод не замінює офіційної діагностики й епізоотологічного розслідування, не дає оцінки поширеності, а його надійність залежить від повноти даних по обидва боки кордону.

Спільні результати демонструють, що циркуляція патогенів на транскордонній території є неоднорідною та специфічною для певних хвороб, що відображає складну взаємодію між домашніми тваринами, дикими тваринами, переносниками, водними екосистемами та сезонними умовами навколишнього середовища.

Щодо африканської чуми свиней, ні румунські, ні українські молекулярні дослідження не виявили ДНК ASFV у біологічних або екологічних матеріалах, досліджених протягом періодів проєкту. Однак у Румунії три домашні свині показали серологічну реактивність ASFV без одночасного виявлення ПЛР. В Україні ДНК вірусу АЧС не була виявлена в крові тварин, кормі чи зібраних кровосисних членистоногих. У сукупності спільні результати не дають прямих молекулярних доказів активної циркуляції вірусу АЧС у зразках проєкту, тоді як румунські серологічні результати виправдовують продовження цілеспрямованого спостереження за сприйнятливими популяціями свиней.

Щодо пташиного грипу, транскордонне порівняння виявило важливу екологічну відмінність. У румунському молекулярному наборі даних РНК грипу А не було виявлено, тоді як українські дослідження продемонстрували РНК грипу А у зразках, пов'язаних з мігруючими дикими птахами та водним середовищем. Подальше тестування українських позитивних зразків не виявило H5 або H7, і

результати були інтерпретованіяк циркуляція низькопатогенних вірусів грипу А. Протягом весняного періоду РНК грипу А знову була виявлена у зразках, пов'язаних з дикими птахами, включаючи турухтан (*Philomachus pugnax*) і чорнозобик (*Calidris alpina*), тоді як у відповідних зразках ґрунту РНК грипу А не було виявлено.

Цей результат особливо актуальний для екології дельти Дунаю, оскільки WOAH визначає водоплавних птахів як важливий природний резервуар вірусів грипу А та зазначає, що багато вірусів, що циркулюють у цих популяціях, мають низьку патогенність. Виявлення в Україні, разом з відсутністю ідентифікації H5/H7, не вказують на циркуляцію вірусів H5/H7 у відповідних зразках, але вони демонструють, що інтерфейс диких птахів та водно-болотних угідь функціонує як важлива ціль спостереження. Таким чином, результати підтверджують необхідність продовження синхронізованого спостереження по обидва боки кордону протягом основних періодів міграції.

Щодо лептоспірозу, два національні набори даних розкривають додаткову епідеміологічну інформацію. Румунія продемонструвала повторну серологічну реактивність, пов'язану з Харджо, у великої рогатої худоби без ПЛР-виявлення ДНК лептоспір. В Україні патогенна ДНК лептоспір та специфічні антитіла не були виявлені у тестованих тварин, тоді як два зразки води з навколишнього середовища містили ДНК, що належить до роду Leptospira. Ці результати ілюструють цінність поєднання спостереження за тваринами та навколишнім середовищем, а також демонструють, чому серологічні, молекулярні та екологічні дані слід інтерпретувати разом, а не окремо.

Щодо токсоплазмозу, українське тестування не виявило ДНК *Toxoplasma gondii або* специфічні антитіла у досліджених зразках тварин, а зразки води з

навколишнього середовища також були негативними. Порівнянних результатів не було в румунських наборах даних. Отже, наявні дані не дозволяють провести збалансовану двосторонню оцінку циркуляції T. gondii, і майбутній спостереження, пов'язане з проєктом, виграло б від порівнянного відбору проб та тестування по обидва боки кордону.

Щодо вірусу Західного Нілу (WNV), результати, отримані в Румунії, надають вагомі серологічні свідчення контакту з вірусом у кількох видів тварин, хоча РНК WNV у досліджених зразках виявлено не було. Така картина епідеміологічно узгоджується з описом інфекції WNV, наданим Всесвітньою організацією охорони здоров’я тварин (WOAH): циркуляція вірусу підтримується переважно через цикл «комар — птах», вірусемія у хребетних може бути короткочасною, а серологічні ознаки інфікування можуть зберігатися довше, ніж період, протягом якого можна виявити вірусну РНК. Оскільки можлива серологічна перехресна реактивність з іншими флавівірусами, ці результати слід розглядати лише як свідчення реактивності до ВЗН — доки їх не буде підтверджено за допомогою більш специфічного методу нейтралізації.

Загалом, отримані результати демонструють, що жоден окремий вид тварин, тип зразка чи метод діагностики не є достатніми для повної характеристики епідеміологічних ризиків в екосистемі Нижнього Дунаю. Таким чином, проєкт підтверджує доцільність підходу «Єдине здоров’я» (One Health), що передбачає інтеграцію даних про сільськогосподарських і диких тварин, переносників та об’єкти довкілля. Це дозволяє виявити епідеміологічні сигнали, які залишилися б непоміченими, якби ці компоненти досліджувалися окремо.

Важливим результатом стало також створення єдиної технічної бази для майбутнього епідеміологічного нагляду. Лише в рамках українського компонента

протягом двох періодів було зібрано близько 1160 біологічних зразків та проб із довкілля, тоді як у Румунії систематичний відбір зразків дозволив сформувати великі масиви молекулярних і серологічних даних щодо свійських і диких тварин. Що ще важливіше, ця активність довелав, що установи обох країн здатні здійснювати скоординований відбір зразків, обмінюватися технічною інформацією та інтерпретувати лабораторні результати в межах спільної епідеміологічної концепції.

Водночас результати вказують на певні методологічні обмеження, які слід брати до уваги. Відбір зразків був цільовим (орієнтованим на ризики), а не випадковим (імовірнісним); види тварин-господарів, кількість зразків і типи досліджуваних матеріалів відрізнялися залежно від країни та періоду відбору; в Україні відбір проб із довкілля проводився в більшому обсязі; крім того, дані щодо токсоплазмозу в Румунії не були доступні для цього аналізу, в Україні – для Вірусу Західного Нілу. Тому показники поширеності, наведені в рамках проєкту, стосуються лише досліджених зразків і не повинні інтерпретуватися як оцінка поширеності захворювання серед усієї популяції тварин або в усьому прикордонному регіоні.

Попри ці обмеження, було досягнуто важливої мети: створено спільну епідеміологічну базу для майбутнього транскордонного моніторингу. Результати дослідження визначають конкретні сигнали, що потребують постійної уваги: серологічна реактивність АЧС у румунських свиней, циркуляція грипу А, пов'язана з дикими птахами та водними середовищами існування в Україні, серологічний вплив, пов'язаний з Харджо, у румунської великої рогатої худоби, виявлення лептоспір в навколишньому середовищі в Україні та поширена серологія, реактивна на вірус Західного Нілу, у румунському багатовидовому

наборі даних. До Нижнього Дунаю та дельти Дунаю слід підходити як до єдиної епідеміологічно взаємопов'язаної екологічної системи, навіть якщо моделі виявлення патогенів можуть відрізнятися локально та в часі між румунською та українською територіями. Переміщення диких тварин, маршрути мігруючих птахів, водно-болотні угіддя, популяції переносників та гідрологічні зв'язки функціонують незалежно від адміністративних кордонів та потребують скоординованого спостереження.

Діяльність забезпечила не лише результати лабораторних досліджень, специфічних для конкретного захворювання, але й функціональну модель для транскордонного раннього виявлення та епідеміологічної співпраці. Підтримка гармонізованих протоколів, синхронізація майбутніх кампаній відбору проб, посилення підтверджувального тестування, інтеграція даних про тварин та навколишнє середовище, а також забезпечення швидкого обміну епідеміологічною інформацією між партнерами перетворить інфраструктуру та співпрацю, встановлені в рамках Активності A1.4, на сталий механізм спостереження за новими та повторно виникаючими захворюваннями в регіоні Нижнього Дунаю.

У цьому відношенні одним із найважливіших довгострокових результатів діяльності є перехід від ізольованих національних спостережень до спільної системи спостереження Румунії та України, що базується на скоординованих польових дослідженнях, порівнянних лабораторних методах, спільній інтерпретації та концепції «Єдине здоров’я». Ця система є відповідним фундаментом для запобігання, раннього виявлення та скоординованого управління майбутніми транскордонними епідеміологічними загрозами.

6.ПРОТОКОЛИ СПІЛЬНИХ ПРОФІЛАКТИЧНИХ ТА ЛІКВІДАЦІЙНИХ ЗАХОДІВ

Заходи розділу призначені для ветеринарних лікарів, власників тварин і господарств, органів державного нагляду, місцевого самоврядування, медичних закладів та всіх стейкхолдерів. Вони не замінюють чинних нормативних актів України й Румунії, а доповнюють їх практичними рекомендаціями за підходом «Єдине здоров'я».

Кожне інфекційне захворювання має специфічні біологічні та екологічні аспекти, по-різному впливаючи географічні регіони. Тому кожне захворювання потребує специфічних заходів контролю та профілактики. Однак існують ефективні «універсальні стратегії» профілактики та пом'якшення наслідків інфекційних захворювань у цілому, що дають дуже переконливі результати, особливо коли такі стратегії враховують аспекти, що стосуються людини, довкілля, тварин та патогенів, у комплексному підході з точки зору концепції «Єдине здоров'я».

Профілактичні та ліквідаційні заходи при африканській чумі свиней.

Біобезпека господарств. Біобезпека є найбільш ефективним засобом запобігання занесенню вірусу АЧС у господарства. Основними заходами є:

- утримання свиней у закритому режимі без контакту з дикими кабанами;
- контроль доступу сторонніх осіб на територію господарства;
- обладнання санпропускників та дезбар'єрів;
- регулярна дезінфекція приміщень, транспорту та інвентарю;
- використання спеціального одягу та взуття для персоналу;

- недопущення використання необроблених харчових відходів для годівлі свиней;
- контроль походження кормів та води;
- обмеження контактів між різними виробничими групами тварин.

Особливу увагу слід приділяти господарствам присадибного типу, де ризик занесення вірусу часто є вищим, через нижчий рівень біобезпеки.

Епізоотичний моніторинг та раннє виявлення. Своєчасне виявлення захворювання є ключовою умовою запобігання масштабному поширенню інфекції. Система моніторингу повинна включати:

- постійний клінічний нагляд за свинопоголів'ям;
- лабораторний контроль підозрілих випадків захворювання;
- дослідження патологічного матеріалу від загиблих свиней;
- пасивний та активний моніторинг популяцій диких кабанів;
- оперативне повідомлення компетентних органів про випадки підвищеної смертності або підозри на АЧС.

Заходи при підозрі на АЧС. У разі виникнення підозри на захворювання необхідно:

- негайно повідомити територіальний орган Держпродспоживслужби або іншого профільного відповідального органу;
- припинити переміщення свиней, кормів та продукції свинарства;
- ізолювати підозрілих тварин;
- організувати відбір патологічного матеріалу для лабораторних досліджень;
- забезпечити облік усіх контактних тварин та можливих факторів передачі інфекції;

- провести первинне епізоотологічне розслідування.

Заходи у разі підтвердження АЧС. Після лабораторного підтвердження захворювання впроваджуються карантинні обмеження відповідно до чинного законодавства України та рекомендацій WOAH. Основні заходи включають:

- встановлення карантину;
- визначення епізоотичного осередку, зон захисту та нагляду;
- заборону переміщення свиней і продукції свинарства;
- знищення (депопуляцію) хворих, підозрілих та контактних тварин;
- безпечну утилізацію туш, кормів та відходів;
- очищення та дезінфекцію приміщень, транспорту та обладнання;
- проведення епізоотологічного розслідування для встановлення джерела інфекції та можливих шляхів її поширення.

Контроль популяції диких кабанів. Дикі кабани відіграють важливу роль у підтриманні циркуляції вірусу в природних умовах. З метою зменшення ризику поширення АЧС здійснюються:

- моніторинг чисельності популяцій;
- дослідження знайдених загиблих тварин;
- контрольоване регулювання чисельності кабанів;
- пошук та безпечна утилізація туш загиблих тварин;
- недопущення підгодівлі диких кабанів у неблагополучних регіонах.

Дезінфекція та знезараження. Збудник АЧС є відносно стійким у зовнішньому середовищі, тому ефективна дезінфекція має важливе значення для ліквідації осередків захворювання. Для знезараження використовують препарати на основі гідроксиду натрію; гіпохлориту натрію; формальдегіду; глутарового альдегіду; інших засобів, рекомендованих ветеринарними органами.

Перед проведенням дезінфекції обов'язковим є ретельне механічне очищення поверхонь від органічних забруднень.

Інформування населення та навчання персоналу. Ефективність профілактики значною мірою залежить від рівня обізнаності власників тварин, мисливців, працівників свиноферм та ветеринарних фахівців. Інформаційно-роз'яснювальна робота повинна бути спрямована на:

- підвищення обізнаності щодо клінічних ознак АЧС;
- популяризацію принципів біобезпеки;
- роз'яснення правил поводження з тушами загиблих тварин;
- недопущення нелегального переміщення свиней та продукції свинарства;
- своєчасне повідомлення про підозрілі випадки захворювання.

Значення епізоотологічного розслідування. Одним із найважливіших елементів контролю АЧС є встановлення джерела занесення вірусу та факторів його поширення. Проведення детального епізоотологічного розслідування дозволяє виявити механізми передачі інфекції, оцінити ризики для суміжних господарств і визначити додаткові заходи контролю, необхідні для ліквідації спалаху та запобігання повторному виникненню захворювання.

Комплексне застосування заходів біобезпеки, моніторингу, карантину, дезінфекції та епізоотологічного розслідування є основою ефективної профілактики та контролю африканської чуми свиней як в Україні, так і в інших країнах світу.

Наслідки недотримання заходів контролю африканської чуми свиней.

Недотримання вимог профілактики, біобезпеки та контролю африканської чуми свиней (АЧС) (рис.9) створює передумови для швидкого поширення вірусу серед домашніх свиней і диких кабанів, виникнення нових епізоотичних

осередків та значних економічних збитків. Зважаючи на високу контагіозність захворювання, відсутність ефективного лікування та значну стійкість збудника у навколишньому середовищі, навіть незначні порушення ветеринарно-санітарних вимог можуть призвести до масштабних спалахів інфекції.

Поширення захворювання серед свинопоголів'я. Найбільш очевидним наслідком недотримання заходів контролю є занесення та швидке поширення вірусу в господарстві. В умовах інтенсивного свинарства захворювання здатне охопити все поголів'я протягом короткого часу. Для високовірулентних штамів АЧС рівень летальності може досягати 90–100 %, що призводить до масової загибелі тварин або необхідності їх знищення в рамках протиепізоотичних заходів.



Рисунок 9. Наслідки недотримання заходів контролю АЧС

Формування нових епізоотичних осередків. Порушення правил переміщення тварин, транспортування продукції свинарства, недотримання карантинних обмежень та недостатня дезінфекція можуть сприяти поширенню вірусу за межі первинного осередку. У таких випадках виникають вторинні та третинні спалахи, що значно ускладнює ліквідацію захворювання та збільшує тривалість карантинних заходів .

Підтримання циркуляції вірусу серед диких кабанів. Несвоєчасне виявлення та утилізація туш загиблих тварин, відсутність моніторингу популяцій диких кабанів та неналежний контроль мисливської діяльності сприяють тривалому збереженню вірусу в природному середовищі. У результаті формується стійкий природний резервуар інфекції, який може роками залишатися джерелом нових випадків захворювання серед домашніх свиней.

Значні економічні збитки. Спалахи АЧС супроводжуються суттєвими економічними втратами для власників тварин та держави. До основних збитків належать:

- загибель та вимушене знищення свинопоголів'я;
- витрати на ліквідацію осередків захворювання;
- проведення дезінфекційних заходів;
- утилізація туш та контамінованої продукції;
- компенсаційні виплати власникам тварин;
- зниження продуктивності галузі свинарства;
- скорочення робочих місць у тваринницькому секторі.

Торговельні обмеження. Виявлення спалахів АЧС призводить до введення внутрішніх та міжнародних обмежень на переміщення живих свиней, м'яса та

продуктів свинарства. Такі обмеження негативно впливають на експортний потенціал країни, конкурентоспроможність виробників та розвиток аграрного сектору загалом.

Загроза продовольчій безпеці. У регіонах із розвиненим свинарством значні втрати поголів'я можуть призводити до скорочення виробництва свинини, дефіциту продукції на ринку та підвищення цін. Це може негативно позначатися на продовольчій безпеці населення та доступності білкових продуктів харчування.

Ускладнення проведення епізоотологічного розслідування. Несвоєчасне повідомлення про захворювання, приховування випадків загибелі тварин або порушення правил обліку переміщень свиней значно ускладнюють встановлення джерела інфекції та шляхів її поширення. У результаті збільшується ризик подальшої циркуляції вірусу та виникнення повторних спалахів захворювання .

Соціальні наслідки. Спалахи АЧС можуть мати суттєві соціальні наслідки для населення, особливо у сільській місцевості, де свинарство є важливим джерелом доходів. Масове знищення тварин, обмеження господарської діяльності та економічні втрати негативно впливають на добробут фермерів і власників особистих селянських господарств.

Таким чином, недотримання заходів контролю африканської чуми свиней створює серйозну загрозу для здоров'я тварин, економічної стабільності господарств, продовольчої безпеки та епізоотичного благополуччя країни. Суворе виконання вимог біобезпеки, своєчасне виявлення захворювання та оперативне проведення протиепізоотичних заходів є необхідними умовами ефективної боротьби з АЧС та недопущення її подальшого поширення (Рис.10).



Рисунок 10. Переваги дотримання заходів контролю АЧС

Профілактичні та ліквідаційні заходи при грипі птиці

Ефективний контроль грипу птиці базується на комплексному впровадженні заходів біобезпеки, епізоотичного моніторингу та ветеринарно-санітарного контролю, що відповідають рекомендаціям Продовольчої та сільськогосподарської організації ООН (FAO), Всесвітньої організації охорони здоров'я тварин (WOAH) та нормативно-правовим актам України.

Одним із ключових напрямів профілактики є забезпечення біоізоляції поголів'я шляхом утримання свійської птиці в закритих приміщеннях або спеціально обладнаних вольєрах, які унеможливлюють контакт із дикими

перелітними та синантропними птахами. Особливого значення цей захід набуває в регіонах, розташованих поблизу водойм та на шляхах сезонної міграції птахів, які є природним резервуаром вірусів грипу типу А.

Важливою складовою системи профілактики є впровадження суворих заходів ветеринарної біобезпеки на птахівничих підприємствах. З цією метою організовуються санітарні пропускники для персоналу, забезпечується обов'язкова зміна спецодягу та взуття, проводиться дезінфекція рук і транспортних засобів, а також обмежується доступ сторонніх осіб до виробничих приміщень. Додатково рекомендується заборона утримання домашньої птиці працівниками промислових господарств, що знижує ризик занесення збудника на виробництво.

Особлива увага приділяється контролю кормів і води. Корми повинні зберігатися в герметичних сховищах, недоступних для диких птахів і гризунів, а для напування птиці необхідно використовувати лише якісну питну або попередньо знезаражену воду. У разі використання зернових кормів доцільним є їх термічне оброблення, що сприяє інактивації можливих патогенних агентів.

Важливе місце в системі протиепізоотичних заходів посідає епізоотологічний моніторинг. Він передбачає проведення регулярних серологічних, вірусологічних та молекулярно-генетичних досліджень із використанням методу полімеразної ланцюгової реакції для своєчасного виявлення циркуляції вірусу в популяціях птиці. Особливу увагу приділяють господарствам, розташованим у зонах підвищеного ризику, зокрема вздовж міграційних маршрутів диких птахів.

Для запобігання поширенню інфекції через продукцію птахівництва здійснюється ветеринарно-санітарний контроль усіх етапів виробництва та

реалізації продукції. Забій птиці повинен проводитися виключно на спеціалізованих підприємствах під контролем ветеринарних фахівців, а реалізація м'яса та яєць без відповідних супровідних документів не допускається.

Важливим компонентом профілактики є підвищення рівня обізнаності населення та працівників галузі щодо ознак захворювання, шляхів передачі збудника та методів індивідуального захисту. Під час контакту з хворою або підозрілою щодо захворювання птицею необхідно використовувати засоби індивідуального захисту, зокрема рукавички, захисний одяг і респіратори.

У разі підтвердження спалаху високопатогенного грипу птиці запроваджуються карантинні обмеження, спрямовані на локалізацію та ліквідацію осередку інфекції. Залежно від епізоотичної ситуації встановлюються захисні та наглядові зони, обмежується переміщення птиці, продукції та транспорту, а також здійснюється депопуляція сприйнятливого поголів'я з подальшою безпечною утилізацією біологічних відходів. Після ліквідації осередку проводяться ретельне очищення та багаторазова дезінфекція приміщень, обладнання й території господарства.

Наслідки недотримання заходів контролю. Ігнорування встановлених вимог біобезпеки та ветеринарно-санітарного контролю може призвести до швидкого поширення інфекції серед сприйнятливого поголів'я та виникнення масштабних епізоотичних спалахів. Високопатогенні штами вірусу характеризуються надзвичайно високою контагіозністю та здатні спричиняти масову загибель птиці протягом короткого проміжку часу.

Наслідком поширення захворювання є значні економічні втрати, пов'язані зі знищенням поголів'я, припиненням виробництва, витратами на ліквідацію спалахів та запровадженням міжнародних торговельних обмежень. Крім того,

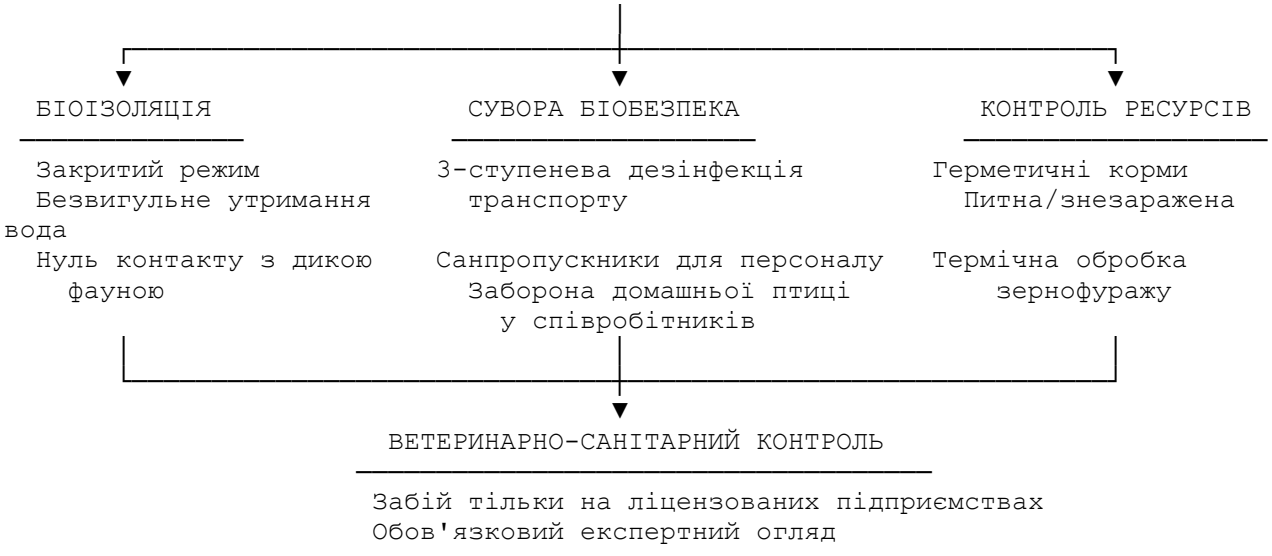
циркуляція вірусу в популяціях птиці підвищує ризик інфікування людей та створює потенційні передумови для виникнення нових пандемічних варіантів збудника внаслідок мутаційних процесів або генетичної реасортації.

Поширення грипу птиці також може негативно впливати на продовольчу безпеку держави через скорочення виробництва м'яса птиці та яєць, зростання цін на продукцію тваринного походження та порушення стабільності аграрного сектору. Додатковими наслідками можуть бути соціально-економічні проблеми, пов'язані зі зниженням прибутковості господарств, скороченням робочих місць та ризиками забруднення довкілля.

*Переваги дотримання заходів біобезпеки***.** Комплексне виконання профілактичних і протиепізоотичних заходів забезпечує ефективне стримування циркуляції вірусу та запобігає його проникненню до промислових птахівничих господарств. Реалізація принципів біобезпеки сприяє збереженню економічної стабільності підприємств, мінімізації витрат на ліквідацію спалахів та підтриманню експортного потенціалу галузі.

СИСТЕМА КОНТРОЛЮ ГРИПУ ПТИЦІ

(За нормативами Держпродспоживслужби та FAO)



Заборона стихійних ринків та продажів без документів

▼

БАГАТОРІВНЕВИЙ МОНІТОРИНГ

Серологічні та ПЛР-дослідження (антитіла/антигени)
Посилений нагляд у зонах міграційних шляхів

▼

ГІГІЄНА ТА ІНФОРМУВАННЯ

Інструктаж населення та фермерів (клінічні симптоми)
ЗІЗ (маски, рукавички) при догляді та патранні

▼

РАДИКАЛЬНІ ЗАХОДИ (ПРИ СПАЛАХУ)

Негайний карантин в епіцентрі
Буферні зони радіусом 3–10 км
Безкровний забій (депопуляція)
Безпечне спалювання / глибоке захоронення

Крім економічних переваг, дотримання заходів контролю має важливе значення для охорони здоров'я населення. Зменшення рівня циркуляції вірусу у довкіллі знижує ризик міжвидової передачі збудника та виникнення випадків захворювання серед людей. Таким чином, профілактика грипу птиці є невід'ємною складовою концепції «Єдине здоров'я», яка передбачає інтегрований підхід до захисту здоров'я тварин, людей та навколишнього середовища.

Профілактичні та ліквідаційні заходи при лептоспірозі.

Профілактика**:**

- купатись слід у спеціально відведених місцях, заражаються лептоспірозом найчастіше у закритих стоячих водоймищах, особливо мілководних;
- не купатися у водоймищах та річках, якщо на шкірі та слизових оболонках є рани, подряпини, місця запалення;
- не ходити босоніж у заболочених місцевостях;
- не вживати для пиття некип'ячену воду з відкритих водоймищ, неперевірених джерел;
- ретельно мити та обдавати окропом фрукти та овочі;
- не вживати овочі та фрукти (особливо якщо вони зберігалися в коморах та підвалах) з ознаками пошкодження їх тваринами.
- захищати джерела питної води та харчові продукти від доступу гризунів;
- не вживати м'яса хворих на лептоспіроз тварин;
- дотримуватись правил особистої гігієни під час догляду за худобою – регулярно мити руки, використовувати засоби захисту (спецодяг, гумові чоботи, рукавички);
- перед вживанням або приготуванням їжі необхідно мити руки з милом;

- проводити регулярне знищення гризунів у житлових приміщеннях та місцях утримання худоби(капкани, пастки, мишоловки, отруйні речовини);

Заходи з ліквідації

1. При встановленні діагнозу на лептоспіроз органи місцевого самоврядування, місцеві органи державної виконавчої влади за поданням головного лікаря ветеринарної медицини району, міста, району у місті виносять рішення про оголошення господарства (його самостійної частини) або населеного пункту неблагополучним, вводять карантинні обмеження тварин та затверджують план заходів по ліквідації цього захворювання. Одночасно головний лікар ветеринарної медицини району, міста, району в місті повідомляє про це відповідні органи області та району.

2. Спеціалісти ветеринарної медицини проводять клінічний огляд тварин з вимірюванням температури тіла у підозрілих на захворювання тварин. Хворих і підозрілих на захворювання тварин ізолюють, лікують гіперімунною сироваткою згідно з настановою по застосуванню і антибіотиками (стрептоміцин-сульфат - внутрішньом'язево по 25 тис. од. на кг. маси тварин з інтервалом 12 годин протягом 4-5 днів; для свиней, крім того, дитетрациклін внутрішньом'язово по 30 тис. од./кг. маси двічі через 48-72 години; канаміцин вводять внутрішньом'язово в дозі 15 тис. од./кг маси тіла тричі на добу з інтервалом 8 годин протягом 4-5 днів).

3. За умовами карантинних обмежень забороняється:

- вивід (вивіз) тварин із неблагополучного господарства і використання хворих тварин для відтворення, продаж тварин населенню;

- перегрупування тварин без дозволу головного лікаря господарства;

- вивід не вакцинованих проти лептоспірозу тварин;

- випас, водопій не вакцинованих тварин, де випасалися хворі лептоспірозом тварини;

- використання м'яса, продуктів забою від хворих і підозрілих у захворюванні тварин на харчові і нормові цілі без відповідного знешкодження.

- використання молока від хворих тварин в господарських цілях без кип'ятіння. Молоко від клінічно здорових тварин, сироватки крові яких дають позитивну РМА без наростання титру, використовують без обмежень.

4. Плідників, інфікованих лептоспірами (позитивна РМА або лептоспіри в сечі), ізолюють, припиняють взяття сперми, обробляють лептоспіроцидними препаратами. Через 10-12 днів ефективність лікування контролюють шляхом мікроскопії сечі. При виявленні лептоспір в сечі повторюють курс лікування і перевірку його ефективності. Запаси сперми, одержаної від плідників-лептоспіроносіїв за 6 місяців до встановлення діагнозу, знищують.

5. Корми, до яких мали доступ хворі лептоспірозом тварини, згодовують вакцинованому проти лептоспірозу поголів'ю.

6. Плідників на племпідприємствах (станціях, пунктах штучного осіменіння), розташованих в зонах природного вогнища лептоспірозу, вакцинують проти лептоспірозу.

7. Повторне дослідження сироватки крові в РМА і мікроскопію сечі всіх розплідників на раніше неблагополучному підприємстві (станції) проводять через три місяці і при одержанні негативних результатів далі кожні 6 місяців.

8. Забій хворих тварин проводять на санітарній бойні, а при її відсутності - забійному цеху м'ясокомбінату в кінці зміни після видалення із залу всіх туш і субпродуктів. Приміщення і обладнання цеху після забою тварин дезинфікують.

9. В розплідниках службового собаківництва ізолюють клінічно хворих тварин і підозрілих у захворюванні собак, лікують їх гіперімунною сироваткою і стрептоміцин-сульфатом. Стрептоміцин-сульфат вводять хворим собакам 1 раз на добу протягом 4-5 днів по 25 тис. од./кг маси тіла.

Клінічно здорових собак всіх вікових груп вакцинують проти лептоспірозу. Продаж собак із неблагополучного по лептоспірозу розплідника забороняється.

10. Після ізолювання хворих тварин та підозрілих у захворюванні лептоспірозом у приміщенні та загонах проводять механічне очищення і дезинфекцію 1-2 процентним розчином формаліну, 2 процентним розчином їдкого натру, освітленим розчином хлорного вапна, який містить 3 проценти активного хлору.

Господарство (ферма, гурт) вважається оздоровленим від лептоспірозу після проведення ветеринарних заходів і при відсутності хворих тварин і тварин лептоспіроносіїв. Перед зняттям карантинних обмежень через 1-2 місяці після проведення заходів досліджують в РМА не менше 50 проб сироваток крові молодняка (не повинно бути позитивних реакцій) і не менше 100 проб сечі від кожної 1000 дорослих тварин, але не менше ніж від 100 тварин, серед яких не повинно бути лептоспіроносіїв. Реакція мікроаглютинації у дорослих тварин може лишатися позитивною. Повторне обстеження на лептоспіроз в раніше неблагополучних господарствах проводять через 6 місяців після зняття карантинних обмежень

Профілактичні та ліквідаційні заходи при лихоманці Західного Нілу.

Профілактичні заходи. Найкращий спосіб уникнути зараження вірусом Західного Нілу – це запобігти укусам комарів.

Комари найчастіше виявляють найбільшу активність на світанку (у перші промені сонця) та у сутінках (безпосередньо перед настанням темряви).

Відкриті ділянки шкіри в цей час слід прикривати.

Перебуваючи на вулиці, рекомендується носити:

- довгі штани, вільні сорочки з довгими рукавами, шкарпетки та шапку;
- москітну сітку поверх капелюха для захисту голови;
- світлий одяг (комарів приваблюють темні кольори).

Перебуваючи на вулиці, слід використовувати засоби від комах (спреї та лосьйони), що містять репеленти або ікаридин.

Як зменшити кількість місць виплоду комарів поряд із житлом?

Комарі відкладають яйця у стоячій воді (воді, яка не рухається та не тече). Тому слід усунути застій води навколо будинку, зокрема:

- зливати або висушувати воду зі старих шин, бочок для збирання дощової води, дитячих іграшок, квіткових горщиків, дитячих басейнів;
- регулярно чистити ринви, щоб запобігти засміченню, через яке в них накопичується вода;
- перекидати рибальські човни та снасті на бік, щоб злити воду;
- змінювати воду у вуличних мисках для домашніх тварин та напувалках для птахів не рідше двох разів на тиждень;
- встановлювати сітки на вікна та двері, щоб комарі не потрапляли до оселі.

*Як слід поводитися з мертвими тваринами та дикими птахами***?**

Мертву тварину або птицю ні в якому разі не можна торкатися голими руками: торкатися мертвої птиці чи тварини слід лише в гумових рукавичках. Про мертвих птахів, у яких підозрюється зараження вірусом Західного Нілу,

необхідно повідомляти. Під час полювання на диких тварин або зняття з них шкур слід пам'ятати, що вірус Західного Нілу може передаватися через контакт крові з кров'ю.

Щоб захиститися від хвороб, якими можуть хворіти тварини:

- під час роботи з мертвими тваринами завжди надягати рукавички;
- стежити, щоб усі відкриті рани на руках були закриті;
- мити руки в рукавичках, а потім мити голі руки щоразу після контакту з мертвою твариною.

Немає жодних доказів того, що люди можуть заразитися вірусом Західного Нілу, вживаючи в їжу повністю приготованих птахів або тварин.

Серед інших заходів профілактики варто відзначити:

- підвищення обізнаності медичних працівників про вірус Західного Нілу, щоб його враховували при диференціальній діагностиці у мандрівників, які повертаються із зачеплених епідемією районів;
- проведення роз'яснювальної роботи з мандрівниками, які прямують до постраждалих районів, про способи зниження ризику;
- забезпечення наявності в країні лабораторних можливостей для діагностики.

Заходи з ліквідації. При виявленні випадків захворювань серозними менінгітами, менінгоенцефалітами, а також легших форм прояву інфекцій вірусної етіології з загальноінтоксикаційним синдромом без виражених катарально-ексудативних явищ з підозрою на WNV подається екстрене повідомлення в Департамент громадського здоров`я.

Від усіх хворих із вищевказаними діагнозами, а також іншими проявами захворювання, підозрілого на WNV, у вірусологічні лабораторії прямують парні

сироватки крові, взяті в гострий період хвороби і потім через 10 - 14 днів. Відбір та транспортування матеріалу від хворих та підозрілих на зараження людей для дослідження повинні здійснюватися відповідно до правил відбору.

Процес епідеміологічного обстеження вогнища лихоманки Західного Нілу включає опитування хворого, збирання епіданамнезу, лабораторні дослідження, вивчення документації, спостереження за осередком, заповнення карти епідеміологічного обстеження вогнища з урахуванням додаткових відомостей під час обстеження вогнища:

- чи хворів раніше на захворювання, зазначені вище, в якому році;
- чи перебував на диспансерному спостереженні (чи обстежувався раніше на WNV), з якого року;
- сектор проживання (приватний, державний), наявність комарів, наявність поряд з будинком водойми та лісопосадок;
- наявність контакту з птахами (дикими, домашніми) та гризунами;
- передбачуване джерело зараження;
- чи виїжджав хворий на дачу, відпочинок у природних умовах за останні 14 днів.

Проводиться короткий опис місцевості та можливі контакти з комарами, що включає умови зараження (обставини та ситуації, в яких перебував хворий у межах терміну зараження, вказати дати та місця перебування в останні 2 тижні):

- якщо передбачуване зараження пов'язане з укусом комарів, зазначити, за яких умов і де відбулося зараження (додатково за словами хворого вказати адресу);

- вказати види комарів та їх чисельність на 1 приміщення за даними ентомологічного контролю за місцем проживання хворого (у житлових та нежитлових приміщеннях);

- вказати наявність водойм, їх характеристику та приблизну площу в осередку в радіусі 3 км і чи були раніше зареєстровані випадки захворювання на WNV, пов'язані територіально з цією водоймою;

Серед заходів щодо ліквідації епідемічного вогнища, при виявленні хворого на WNV, воно негайно обстежується разом із прилеглою територією на умови наявності комарів-переносників. Площі, що підлягають обробці, визначаються фахівцями.

Знищення комарів у приміщеннях та місцях виплоду (підвали, водойми) проводиться установами, що мають ліцензію на проведення дератизаційно-дезинсекційних робіт, незалежно від форм власності, негайно при виявленні вогнища захворювання. Крім того, в період масового виплоду комарів (квітень-серпень) проводиться суцільна протикомарина обробка потенційно небезпечних водойм та підвалів будинків за ентомологічними показниками та відповідно до комплексного плану.

Якщо вогнище розташоване у невеликому населеному пункті, обробці підлягає кожне подвір'я з житловими та нежитловими приміщеннями, господарськими спорудами, можливими місцями перебування комарів-переносників вірусу. За наявності поряд з населеним пунктом невеликих водойм, що не мають господарського значення, заселених личинками комарів, вони обробляються одночасно або засипаються.

У великих населених пунктах проводять обробку підвалів багатоповерхових будинків та водойм, що не мають господарського значення.

При виявленні випадків WNV, де захворювання раніше реєструвалося, обсяг заходів залежить від інтенсивності передачі інфекції і має вирішуватися у кожному даному випадку окремо

При реєстрації на території 5 і більше випадків WNV та погіршенні ситуації порівняно з вихідною епідеміологічна обстановка розцінюється як надзвичайна та проводиться весь комплекс протиепідемічних заходів, передбачених у цих випадках.

Проводиться активне виявлення хворих, зокрема у соматичних неінфекційних стаціонарах, які звернулися за медичною допомогою зі скаргами на високу температуру, головні болі та інші прояви вірусних інфекцій, включаючи менінгіти та енцефаліти, з направленням клінічного матеріалу на антитіла до WNV.

Проводяться заходи щодо зниження чисельності популяцій синантропних птахів - прогодувальників комарів-переносників у населених пунктах за рахунок зниження доступності кормів антропогенного походження (ліквідація стихійних звалищ сміття), руйнування місць гніздування, запобігання користуванню птахами будівель та споруд для розмноження (перекриття).

Вибір та обґрунтування пріоритетних напрямків комплексу санітарно-гігієнічних та протиепідемічних заходів щодо профілактики WNV здійснюються залежно від результатів епідеміологічного нагляду на території та супроводжуються розробкою та реалізацією комплексного плану профілактичних та протиепідемічних заходів.

Зміст комплексного плану, що затверджується на національному, обласному рівнях, має включати профілактичні та протиепідемічні заходи із зазначенням обсягів роботи, термінів виконання, відповідальних виконавців. Пріоритетними напрямками такого плану є:

1) Лікувально-профілактичні:

• виявлення хворих на WNV (пасивний та активний методи);

• забір матеріалу та лабораторне дослідження на наявність специфічних антигенів та антитіл до WNV;

• симптоматичне лікування хворих;

• епідеміологічне обстеження вогнища;

• перевірка достовірності відсутності інших хворих на вогнищі;

• диспансерне спостереження за хворими.

2) Протикомарині та протикліщові заходи (включаючи ентомологічні спостереження):

• облік чисельності комарів та кліщів;

• визначення інфікованості комарів та кліщів з урахуванням сезонних коливань інфікованості;

• спостереження за місцями виплоду комарів, кліщів та динамікою їх площ;

• попередження утворення водойм – місць виплоду комарів та скорочення площ існуючих;

• ліквідація чагарників очерету по берегах водойм і особливо вздовж придорожніх канав

• обробка водойм (хімічні, біологічні та технологічні методи);

• попередження укусів комарів та кліщів;

• обробка підвальних приміщень інсектицидами з оцінкою ефективності;

• акарицидна обробка великої та дрібної рогатої худоби.

3) Зниження популяції синантропних птахів – прогодувальників комарів-переносників у населених пунктах за рахунок знищення їх кормових баз (ліквідація неорганізованих сміттєзвалищ), руйнування місць гніздування тощо.

4) Санітарно-освітня робота через:

• засоби масової інформації;

• листівки;

• пам'ятки та ін.

Наявність комарів - переносників WNV створює потенційну небезпеку виникнення випадків захворювання на лихоманку Західного Нілу і можливу появу нових природних вогнищ на території країни.

Комплекс заходів щодо боротьби з комарами включає:

- попереджувальний та поточний санітарний нагляд, які є основними ланками у профілактиці утворення місць виплоду комарів у населених пунктах та спрямовані на запобігання затопленню підвалів житлових та громадських будівель, а також на благоустрій територій;
- проведення санітарно-технічних та винищувальних заходів.

У літньо-осінній період обов'язково проводити протикомарину та протикліщову обробку водойм та території дитячих оздоровчих закладів, рекреаційних зон та туристичних маршрутів перед кожним заїздом у необхідних обсягах.

При обробці відкритих водойм та підвальних приміщень необхідно використовувати інсектициди, дозволені для застосування в країні.

Для обробки підвальних приміщень і під'їздів проти дорослих комарів використовують різні засоби, дозволені в країні - піретроїди, фосфорорганічні інсектициди. Усі інсектициди слід застосовувати згідно з інструкціями, що додаються до них, і тільки за призначенням. Обробку проводять суворо дотримуючись запобіжних заходів при роботі з отрутохімікатами.

Крім того, для знищення личинок комарів у поверхневих та закритих водоймах нерибогосподарського значення можна використовувати препарати з різних класів хімічних речовин (фосфорорганічні, похідні карбамінової кислоти,

піретроїди, неонікотиноїди), а також засоби на основі ентомопатогенних бактерій та регуляторів розвитку; мікробіологічні препарати, виготовлені на основі d-ендотоксину ентомопатогенної бактерії *Bacillus thuringiensis H-I4 var. israliensis*, які є вибірковими інсектицидами кишкової дії. При попаданні в травний тракт личинок комарів препарати викликають токсикоз та їхню подальшу загибель; регулятори розвитку комах.

Використовувані препарати можуть бути у вигляді шашок, таблеток, концентратів емульсій, порошків, що змочуються, мікроемульсій, водних розчинів і водорозчинних гранул і брикетів.

Для обробки водойм, що мають рибогосподарське значення, можна застосовувати тільки мікробіологічні препарати.

З метою індивідуального та колективного захисту від комарів необхідно використовувати репелентні засоби, дозволені до застосування країні. Для захисту дорослих можна застосовувати засоби вищої та першої категорії у формі спреїв, лосьйонів, засоби в аерозольній та безпропелентній упаковках.

Облік чисельності окрилених комарів та личинок здійснюють за день або безпосередньо перед обробкою, а потім через 5 - 7 діб після обробки.

Боротьба з кліщами має комплексний характер і має охоплювати весь життєвий цикл комахи, з метою скорочення його чисельності на територіях, неблагополучних за Вірусом.

Господарські заходи боротьби з кліщами:

- зміна пасовищ для кожного стада після закінчення періоду масового паразитування кліщів (червень);
- поверхнева обробка земель з метою знищення ситих самок та їх яйцекладок;

- знищення гніздування вранових у лісосмугах поблизу пасовищ з подальшою хімічною обробкою місцевості;

- бар'єрна опашка лісосмуг;

- благоустрій території господарств.

Хімічні заходи знищення кліщів проводяться за допомогою акарицидів і складаються з:

- купання тварин;

- обтирання акарицидними рідинами;

- обприскування.

Фізичні запобіжні заходи:

- не допускати роздавлювання кліщів руками;

- у разі присмоктування кліща нанести на нього жирну речовину і через 10 - 15 хв зняти, обережно повертаючи його в один бік м'яким пінцетом або руками в гумових рукавичках;

- на пасовищах та лісосмугах необхідно одягати щільний одяг. Штани обов'язково заправляти в шкарпетки та чоботи;

У якості акарицидних засобів необхідно використовувати отрутохімікати, дозволені до застосування на території країни, згідно з інструкціями щодо їх застосування та дотримання запобіжних заходів.

Засоби індивідуального (особистого) захисту від кліщів, які дозволені для застосування, повинні використовуватися відповідно до інструкції із застосування. Акарицидні та акарицидно-репелентні засоби повинні наноситися тільки на одяг, репелентні засоби можна наносити на шкіру.

Профілактичні та ліквідаційні заходи при токсоплазмозі.

Профілактичні заходи.

-При роботі в саду або при контакті з ґрунтом або піском, які можуть бути забруднені котячими фекаліями, що містять токсоплазму, надягати рукавички. Після роботи в саду або контакту з ґрунтом або піском мити руки з милом та водою;

-Змінювати наповнювач у котячому лотку щодня. Паразит токсоплазма стає заразним лише через 1-5 днів після того, як кішка виділить його з фекаліями. Щоденне чищення лотка дозволяє видалити фекалії до того, як вони стануть заразними. Накривати вуличні пісочниці;

-Регулярно обстежувати домашню кішку на токсоплазмоз у ветеринарній клініці;

- Запобігати полюванню кішок на мишей та щурів, оскільки вони є головними джерелами зараження;

-Годувати кішок лише консервованим або сухим комерційним кормом, а також добре приготованою їжею зі столу. Не годувати кішок сирим або недовареним м'ясом;

-Не вживати сирі або недоварені устриці, мідії або молюски (вони можуть бути заражені токсоплазмою, що потрапила в морську воду);

- Поширення ооцист може відбуватися за допомогою комах-копрофагів, які здатні контамінувати овочі та інші корми. Мухи також можуть переносити ооцисти на корм та питну воду. Дезінфекція рук та ретельне обмеження корму від попадання до нього мух – важливий профілактичний прийом захисту від зараження;

-Промивати фрукти та овочі під проточною водою;

-Не пити непастеризоване молоко та уникайте вживання неочищеної води;

-Люди з імунодефіцитом (ВІЛ, хіміотерапія) повинні уникати будь-яких джерел токсоплазми. Їм протипоказані страви із сирого м'яса, непастеризоване молоко та контакти з безпритульними кішками;

- Бажано собак виводити на вигул у намордннику, щоб перешкоджати їх оральному контакту із землею, де можуть бути фекалії кішок;

*Заходи з ліквідації токсоплазмоз***у.** За наявності підстав для підозри на токсоплазмоз до отримання результатів діагностичних досліджень у господарстві необхідно:

- ізолювати підозрілих щодо захворювання тварин;

- мертвонароджене потомство та абортовані плоди негайно надавати для дослідження в лабораторію;

- за всіма підозрілими за токсоплазмозом тваринами вести ветеринарне спостереження, при цьому 1 раз на місяць протягом 6 календарних місяців проводити серологічний контроль сироватки крові;

При встановленні остаточного діагнозу на токсоплазмоз у господарстві:

- тварини з підтвердженим діагнозом зазнають забою. М'ясо від них використовують після проварювання (+66 Сº, усередині продукту) або глибокої заморозки (-18 Сº усередині продукту). Шкіри, отримані після забою хворих чи підозрілих щодо захворювання тварин випускають без обмежень після їх консервування;

- у приміщеннях, де знаходилися хворі тварини, слід проводити обробку дезифікуючими розчинами;

- При роботі з гостро хворими тваринами, патологічним матеріалом та трупами, підозрілими на токсоплазмоз, необхідне ретельне дотримання правил

техніки безпеки (наявність спецодягу, марлевих пов'язок, гумових рукавичок та взуття);

- у неблагополучному за токсоплазмозом господарстві після забою хворих та ізоляції підозрілих щодо захворювання на токсоплазмоз тварин виведення, переміщення та продаж інших тварин та використання від них всіх видів тваринницької продукції дозволяється без обмежень;

- карантинування тварин, що знову надійшли в неблагополучне господарство, здійснюється протягом 30 діб, за показаннями – проводиться серологічне дослідження на токсоплазмоз;

- підозрілих на захворювання тварин ізолюють. За всіма підозрілими на захворювання тваринами ведуть ветеринарне спостереження і 1 раз на місяць протягом 6 місяців поспіль проводять серологічні дослідження сироватки крові на токсоплазмоз. Якщо цей період серед цих тварин не виявляють, позитивно реагують чи відзначають динаміку зниження титру антитіл до 1:5-1:10, таких тварин переводять у групу здорових;

- клінічно здорових тварин у господарствах, неблагополучних за токсоплазмозом, досліджують серологічно 1 раз на місяць до оздоровлення господарства. У разі появи клінічних ознак та позитивних серологічних реакцій у 2-х повторах та у зростаючих титрах антитіл – тварин переводять до групи підозрілих щодо захворювання, а за наявності у них падежу та мертвонароджень, абортів та інших патологій вагітності – матеріал направляють до лабораторії;

- молоко від хворих тварин дозволяється використовувати лише після пастеризації або кип'ятіння;

- У неблагополучному пункті за токсоплазмозом після забою хворих та ізоляції підозрілих щодо захворювання тварин дозволяється продаж та вивіз

інших тварин, та використання від них усіх видів тваринницької продукції без обмежень;

- Суб'єкт господарювання, в якому було встановлено захворювання тварин токсоплазмозом, вважають оздоровленим, якщо протягом одного року не виділялися хворі тварини, не відзначалися виражені клінічні ознаки хвороби, у тому числі випадків патології вагітності.

Отже, враховуючи різноманіття заходів щодо контролю та профілактики інфекційних захворювань, необхідно залучати фахівців із різних галузей. Наприклад, біологи можуть брати участь у розробці нових інструментів боротьби з переносниками захворювань, а також виявлення генетичних факторів господаря, пов'язаних з фенотипами інфекційних захворювань; ветеринари можуть зробити свій внесок у моніторинг патогенних агентів, таких як найпростіші, віруси та бактерії, у диких та домашніх тварин; фахівці у галузі соціальних наук можуть займатися виявленням популяцій, найбільш вразливих до інфекцій; генетики та молекулярні біологи можуть покращити методи виявлення патогенів.

УЗАГАЛЬНЕННЯ ТА ВИСНОВКИ

Практичний посібник «Оцінка нових інфекційних захворювань» розроблено в межах активності 1.4 «Спільні дослідження нових захворювань, що виникають у транскордонному регіоні: відбір проб та аналіз» проєкту «SMS-RO-UA» (ROUA00136), що співфінансується ЄС у межах Програми Interreg VI-A NEXT Румунія – Україна 2021–2027. Він узагальнює результати спільного відбору проб і лабораторних досліджень, проведених Одеським державним аграрним університетом (Україна) та Управлінням санітарної, ветеринарної та харчової безпеки Тулчі (Румунія), і є практичним інструментом для єдиного підходу до виявлення та оцінки нових інфекційних захворювань у ланцюгу «тварина – вода – ґрунт – людина» на території Нижнього Дунаю.

Положення посібника, зокрема уніфіковані протоколи відбору проб, методи аналізу, інтерпретація результатів і протоколи спільних профілактичних заходів, призначені для подальшого використання у спільній системі спостереження (за допомогою спільної ГІС-платформи, яку супроводжує YPO NEG) і є основою для спільних дій щодо здоров'я і благополуччя тварин, що розробляються в рамках проєкту.

Спільні дослідження виконали Управління санітарної, ветеринарної та харчової безпеки Тулчі (Румунія) та Одеський державний аграрний університет (Україна). Румунська сторона провела польовий відбір проб біологічного матеріалу серед домашніх і диких тварин та видів в межах їх контакту, поєднавши серологічні та молекулярні методи. Українська сторона за два періоди відбору зібрала й дослідила близько 1160 проб біологічного матеріалу з представників дикої та домашньої фауни та екологічних зразків з водно-болотних

угідь, на сільськогосподарських угіддях і в населених пунктах, з дотриманням заходів біобезпеки BSL-2.

За результатами досліджень, щодо африканської чуми свиней у Румунії геномний матеріал вірусу не виявлено в жодному з 65 визначень ПЛР у реальному часі (свині, золоті шакали, кліщі), проте три свині виявилися серологічно реактивними. В Україні ДНК вірусу не виявлено в крові тварин, кормах і кровосисних членистоногих, а в крові свиней виявлено РНК вірусу грипу А. Щодо грипу птиці в Румунії усі 444 визначення ПЛР на ген М були негативними; п'ять сироваток дали реакцію в ІФА (кури, домашні качки та один золотий шакал), а чотири сироватки птиці були негативними в реакції гальмування гемаглютинації щодо H5N3, H5N8 та H7N1. В Україні РНК вірусу грипу А виявлено в посліді диких птахів і у воді, підтипи H5 та H7 не виявлено, що свідчить про циркуляцію низькопатогенних вірусів. Щодо лептоспірозу в Румунії повторно виявлено серологічну реактивність до *Leptospira interrogans* серовару Hardjo у великої рогатої худоби в обидва періоди та в кількох населених пунктах, зокрема Суліні, Летеа і Кілія-Веке, тоді як ДНК лептоспір не виявлено в жодному зі 171 визначення ПЛР. В Україні ДНК патогенних лептоспір і антитіла у тварин не виявлено, а у воді низки водойм Одеської області знайдено ДНК *Leptospira*, найімовірніше непатогенних видів. Щодо токсоплазмозу румунські набори даних не перебачали досліджень, а в Україні ДНК *T. gondii* та антитіла у тварин і ДНК у воді не виявлено. Щодо лихоманки Західного Нілу в Румунії з 432 сироваток 168 були позитивними та 8 сумнівними, при цьому РНК вірусу не виявлено в жодному зі 140 визначень ПЛР, в Україні відповідні дослідження не були передбачені проєктом. Усі ці показники стосуються лише

відібраних зразків, оскільки відбір був цілеспрямованим, і не є оцінкою поширеності хвороб у популяції.

Для практичного використання посібника важливо, що відбір проб слід проводити за уніфікованими протоколами розділу 2 і Спільним технічним завданням, поєднуючи зразки від тварин, птиці, довкілля та від комах - переносників, щоб результати були порівнянними по обидва боки кордону. ПЛР виявляє збудник, а серологічні методи показують контакт із ним, тому для надійної оцінки їх слід застосовувати разом. Серологічна реактивність без позитивної ПЛР не доводить активної інфекції, а негативна ПЛР не виключає перенесеного контакту чи носійства, тому реактивні та сумнівні результати слід підтверджувати специфічними методами (МАТ, реакцією гальмування гемаглютинації для H5/H7, реакцією нейтралізації для вірусу Західного Нілу) за схемою розділу 5. Найбільшої уваги в нагляді потребують водно-болотні угіддя і дикі водоплавні птахи в періоди міграцій, велика рогата худоба щодо лептоспірозу (з додатковим відбором сечі та органів сечостатевої системи від вимушено забитих тварин чи трупів), присадибні господарства свиней щодо африканської чуми свиней та зони активності комарів щодо вірусу Західного Нілу, а щодо токсоплазмозу необхідний порівнянний відбір проб в обох країнах.

У разі виявлення епідеміологічного сигналу слід діяти за розділом 6: дотримуватися біобезпеки, швидко повідомляти компетентні органи, обмежувати переміщення тварин і продукції, проводити очищення та дезінфекцію, контролювати переносників, навчати персонал і населення. Посібник не замінює чинних нормативних актів України та Румунії, а доповнює їх практичними рекомендаціями. Дані обох країн передбачено подавати на

спільній ГІС-платформі (https://danube-emerging.org/en), яку супроводжує YPO NEG; вона підтримує раннє виявлення осередків і узгоджені дії партнерів.

Посібник створює спільну основу для переходу від ізольованих національних спостережень до скоординованого транскордонного нагляду, що базується на синхронізованих кампаніях відбору проб, порівнянних лабораторних методах і спільній інтерпретації результатів. Модель співпраці, побудована на спільному технічному завданні, синхронізованих календарях відбору проб і спільній інтерпретації, може слугувати шаблоном для подальшого моніторингу транскордонних захворювань у регіоні Нижнього Дунаю й поширюватися на сусідні держави, що мають спільний екологічний коридор. Рекомендації посібника мають вагоме значення для благополуччя Одеської області, повіту Тулча та всього транскордонного регіону, тому моніторингові заходи по виявленню збудників відповідних транскордонних захворювань слід продовжувати.

Список використаних джерел:

1. Li, T., Qiang, N., Jia, L., Zhu, Z., Feng, X., Zhang, X., Ran, J., & Han, L. (2026). Bridging policy and practice: Implementation of emerging infectious disease risk assessment in China from a One Health perspective. *Science in One Health, 5*, Article 100165. https://doi.org/10.1016/j.soh.2026.100165

2. De Souza, W. M., & Weaver, S. C. (2024). Effects of climate change and human activities on vector-borne diseases. *Nature Reviews Microbiology, 22*(8), 476–491.

3. Qiang, N., Li, T., Jia, L., Zhu, Z., Feng, X., Ran, J., Zhang, X., & Han, L. (2025). Risk assessment of emerging infectious diseases in China under the One Health framework. Science in One Health, 4, Article 100104. https://doi.org/10.1016/j.soh.2025.100104

4. Wang, D., Wu, X., Chen, J., & Zhao, L. (2026). Urbanization, infrastructure, and mosquito thermal suitability shape the causal effects of extreme weather on dengue transmission. *The Innovation Medicine*, *4*(1), 100188-1

5. Vora, N. M., Hannah, L., Walzer, C., Vale, M. M., Lieberman, S., Emerson, A., Jennings, J., Alders, R., Bonds, M. H., Evans, J., Chilukuri, B., Cook, S., Sizer, N. C., & Epstein, J. H. (2023). Interventions to reduce risk for pathogen spillover and early disease spread to prevent outbreaks, epidemics, and pandemics. *Emerging Infectious Diseases, 29*(3), Article e221079

6. Ristori, M. V., Guarrasi, V., Soda, P., Petrosillo, N., Gurrieri, F., Longo, U. G., Ciccozzi, M., Riva, E., & Angeletti, S. (2024). Emerging Microorganisms and Infectious Diseases: One Health Approach for Health Shared Vision. *Genes*, 5(7), 908. https://doi.org/10.3390/genes15070908

7. Hope J. (2013). Bovine spongiform encephalopathy: a tipping point in One Health and Food Safety. *Current topics in microbiology and immunology*, *366*, 37–47. https://doi.org/10.1007/82_2012_264

8. Fruth, A., Prager, R., Tietze, E., Rabsch, W., & Flieger, A. (2015). Molecular epidemiological view on Shiga toxin-producing Escherichia coli causing human disease in Germany: Diversity, prevalence, and outbreaks. *International journal of medical microbiology : IJMM*, *305*(7), 697–704. https://doi.org/10.1016/j.ijmm.2015.08.020

9. UNHCR. (n.d.). *Figures at a glance*. Retrieved October 23, 2026, from https://www.unhcr.org/about-unhcr/overview/figures-glance

10. Schlagenhauf, P., Weld, L., Goorhuis, A., Gautret, P., Weber, R., von Sonnenburg, F., Lopez-Vélez, R., Jensenius, M., Cramer, J. P., Field, V. K., Odolini, S., Gkrania-Klotsas, E., Chappuis, F., Malvy, D., van Genderen, P. J., Mockenhaupt,

F., Jauréguiberry, S., Smith, C., Beeching, N. J., Ursing, J., … EuroTravNet (2015). Travel-associated infection presenting in Europe (2008-12): an analysis of EuroTravNet longitudinal, surveillance data, and evaluation of the effect of the pre-travel consultation. *The Lancet. Infectious diseases*, *15*(1), 55–64. https://doi.org/10.1016/S1473-3099(14)71000-X

11. Li, T., Zhou, X. N., & Tanner, M. (2025). One Health: enabler of effective prevention, control and elimination of emerging and re-emerging infectious diseases. *Infectious diseases of poverty*, *14*(1), 77

12. Medlock, J. M., Hansford, K. M., Schaffner, F., Versteirt, V., Hendrickx, G., Zeller, H., & Van Bortel, W. (2012). A review of the invasive mosquitoes in Europe: ecology, public health risks, and control options. *Vector borne and zoonotic diseases (Larchmont, N.Y.)*, *12*(6), 435–447. https://doi.org/10.1089/vbz.2011.0814

13. World Health Organization Regional Office for Europe. (2024, February 20). *A vision for health for all by 2030 – WHO and the Ukrainian Ministry of Health unveil a new country cooperation strategy*. https://www.who.int/europe/news/item/20-02-2024-a-vision-for-health-for-all-by-2030---who-and-the-ukrainian-ministry-of-health-unveil-a-new-country-cooperation-strategy

14. HealthStrategy. (n.d.). *Ukraine Health System Development Strategy 2030*. https://healthstrategy2030.com.ua/en/strategy

15. Yurochko, T. (2021, July 6). *Okhorona zdorovia* [Healthcare]. UAReforms. https://uareforms.org/monitoring/oxorona-zdorovya.

16. Ministry of Environmental Protection and Natural Resources of Ukraine. (2022, July 7). *Uriad vyznachyv, yak vykonuvatymut Stratehiiu biobezpeky ta biolohichnoho zakhystu u 2022–2025 rokakh* [The Government has determined how the Biosafety and Biological Protection Strategy will be implemented in 2022–2025]. Cabinet of Ministers of Ukraine. https://www.kmu.gov.ua/news/uriad-vyznachyv-iak-vykonuvatymut-stratehiiu-biobezpeky-ta-biolohichnoho-zakhystu-u-2022-2025-rokakh.]

17. Gerilovych, A., Shevchenko, N., Pishchanskyi, O., Aliekseieva, H., Rosada, M., Gerilovych, I., & Okaievych, O. (2026). Operationalizing the One Health approach in a conflict-affected setting: A scientometric review of policy foundations, systemic gaps, and future pathways in Ukraine. *Veterinary world*, *19*(1), 389–408. https://doi.org/10.14202/vetworld.2026.389-408/

18. Zani, B. N.,Lee, J., & Muntasir,Muntasir. (2026). One Health Approach to Environmental and Public Health Challenges: Bridging the Gap between Human, Animal, and Environmental Health.Journal of Multidisciplinary Sustainability Asean,3(3), 200–212.https://doi.org/10.17323/humaniora.v3i3.3450

19. Arens, A., Scott, C., & Osburn, B. (2015). A One Health Approach to Wildlife and Food Safety. *Food Safety Risks from Wildlife: Challenges in Agriculture, Conservation, and Public Health*, 241–248. https://doi.org/10.1007/978-3-319-24442-6_11

20. Zhang, T., Nickerson, R., Zhang, W., Peng, X., Shang, Y., Zhou, Y., Luo, Q., Wen, G., & Cheng, Z. (2024). The impacts of animal agriculture on One Health—Bacterial zoonosis, antimicrobial resistance, and beyond. *One Health, 18*, Article 100748. https://doi.org/10.1016/j.onehlt.2024.100748

21. Plowright, R. K., Parrish, C. R., McCallum, H., Hudson, P. J., Ko, A. I., Graham, A. L., & Lloyd-Smith, J. O. (2017). Pathways to zoonotic spillover. *Nature reviews. Microbiology*, *15*(8), 502–510. https://doi.org/10.1038/nrmicro.2017.45

22. Launay, A., Wu, C.-J., Dulanto Chiang, A., Youn, J.-H., Khil, P. P., & Dekker, J. P. (2021). In vivo evolution of an emerging zoonotic bacterial pathogen in an immunocompromised human host. Nature Communications, *12*(1), Article 4495. https://doi.org/10.1038/s41467-021-24668-7

23. Recht, J., Schuenemann, V. J., & Sanchez-Villagra, M. R. (2020). Host diversity and origin of zoonoses: The ancient and the new. *Animals*, *10*(9), 1672.

24. Kozytska, T., Bassiouny, M., Chechet, O., Ordynska, D., Galante, D., Neubauer, H., & Wareth, G. (2023). Retrospective Analysis of Official Data on Anthrax in Europe with a Special Reference to Ukraine. Microorganisms, 11(5), 1294. https://doi.org/10.3390/microorganisms11051294

25. Chlebicz, A., & Śliżewska, K. (2018). Campylobacteriosis, Salmonellosis, Yersiniosis, and Listeriosis as Zoonotic Foodborne Diseases: A Review. International Journal of Environmental Research and Public Health, 15(5), 863. https://doi.org/10.3390/ijerph15050863

26. Godfray, H. C. J., Aveyard, P., Garnett, T., Hall, J. W., Key, T. J., Lorimer, J., Pierrehumbert, R. T., Scarborough, P., Springmann, M., & Jebb, S. A. (2018). Meat consumption, health, and the environment. *Science, 361*(6399), Article eaam5324. https://doi.org/10.1126/science.aam5324

27. Grossi, G., Goglio, P., Vitali, A., & Williams, A. G. (2019). Livestock and climate change: impact of livestock on climate and mitigation strategies. *Animal Frontiers*, *9*(1), 69-76

28. Eisen, M. B., & Brown, P. O. (2022). Rapid global phaseout of animal agriculture has the potential to stabilize greenhouse gas levels for 30 years and offset 68 percent of CO2 emissions this century. PLOS Climate, *1*(2), https://doi.org/10.1371/journal.pclm.0000010

29. Bhagwat V. R. (2019). Safety of Water Used in Food Production. *Food Safety and Human Health*, 219–247. https://doi.org/10.1016/B978-0-12-816333-7.00009-6

30. World Health Organization (2013). WHO methods and data sources for global burden of disease estimates 2000–2011. *Geneva: Department of Health Statistics and Information Systems*, *7*.

31. UN-Water, (2018). World Water Development Report 2018, Nature-based Solutions for Water. *Retrieved from United Nations: https://www. unwater. org/world-water-development-report-2018-nature-based-solutions-for-water*

32. Antaki, E. M., Vellidis, G., Harris, C., Aminabadi, P., Levy, K., & Jay-Russell, M. T. (2016). Low concentration of *Salmonella enterica* and generic *Escherichia coli* in farm ponds and irrigation distribution systems used for mixed produce production in southern Georgia. *Foodborne Pathogens and Disease, 13*(10), 551–558.

33. Liao, Y.-T., Quintela, I. A., Nguyen, K., Salvador, A., Cooley, M. B., & Wu, V. C. H. (2018). Investigation of prevalence of free Shiga toxin-producing *Escherichia coli* (STEC)-specific bacteriophages and its correlation with STEC bacterial hosts in a produce-growing area in Salinas, California. *PLOS ONE, 13*(2), Article e0190534.

34. Pietsch, R. B., Grothe, H., Hanlon, R., Powers, C. W., Jung, S., Ross, S. D., & Schmale, D. G. (2018). Wind-driven spume droplet production and the transport of *Pseudomonas syringae* from aquatic environments. *PeerJ, 6*, Article e5663

35. Alegbeleye, O. O., & Sant'Ana, A. S. (2020). Manure-borne pathogens as an important source of water contamination: An update on the dynamics of pathogen survival/transport as well as practical risk mitigation strategies. *International Journal of Hygiene and Environmental Health, 227*, Article 113524. https://doi.org/10.1016/j.ijheh.2020.113524

36. Buckerfield, S. J., Quilliam, R. S., Waldron, S., Naylor, L. A., Li, S., & Oliver, D. M. (2019). Rainfall-driven *E. coli* transfer to the stream-conduit network observed through increasing spatial scales in mixed land-use paddy farming karst terrain. *Water Research X, 5*, Article 100038. https://doi.org/10.1016/j.wroa.2019.100038

37. Medina, C., Ginn, O., Brown, J., Soria, F., Garvizu, C., Salazar, Á., Tancara, A., & Herrera, J. (2021). Detection and assessment of the antibiotic resistance of Enterobacteriaceae recovered from bioaerosols in the Choqueyapu River area, La Paz – Bolivia. *Science of The Total Environment, 760*, Article 143340. https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.143340

38. Yu, H. (2025). Climate change unveils hidden microbial dangers. Environmental Science and Ecotechnology, 24, Article 100544. https://doi.org/10.1016/j.ese.2025.100544

39. Zhao, Y., Fan, L., Gao, S.-H., Huang, F., Lei, Z., Wang, W., Gao, R., Dai, Z., Li, Q., Liang, B., & Wang, A. (2024). Strain-level multidrug-resistant pathogenic bacteria in urban wastewater treatment plants: Transmission, source tracking and evolution. *Water Research, 267*, Article 122538. https://doi.org/10.1016/j.watres.2024.122538

40. Su, Y., Gao, R., Huang, F., Liang, B., Guo, J., Fan, L., Wang, A., & Gao, S.-H. (2024). Occurrence, transmission and risks assessment of pathogens in aquatic environments accessible to humans. *Journal of Environmental Management, 354*, Article 120331. https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2024.120331

41. Samaddar, S., Karp, D. S., Schmidt, R., Devarajan, N., McGarvey, J. A., Pires, A. F. A., & Scow, K. (2021). Role of soil in the regulation of human and plant pathogens: Soils' contributions to people. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences, 376*(1834), Article 20200179. https://doi.org/10.1098/rstb.2020.0179

42. Devane, M. L., Weaver, L., Singh, S. K., & Gilpin, B. J. (2018). Fecal source tracking methods to elucidate critical sources of pathogens and contaminant microbial transport through New Zealand agricultural watersheds – A review. *Journal of Environmental Management, 222*, 293–303. https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2018.05.033

43. Sepehrnia, N., Bachmann, J., Hajabbasi, M. A., Afyuni, M., & Horn, M. A. (2018). Modeling Escherichia coli and Rhodococcus erythropolis transport through wettable and water repellent porous media. *Colloids and surfaces. B, Biointerfaces*, *172*, 280–287. https://doi.org/10.1016/j.colsurfb.2018.08.044

44. Ossai, I. C., Hamid, F. S., Aboudi-Mana, S. C., & Hassan, A. (2024). Ecotoxicological effects, human and animal health risks of pollution and exposure to waste engine oils: a review. *Environmental geochemistry and health*, *46*(10), 416. https://doi.org/10.1007/s10653-024-02198-7

45. Sepehrnia, N., Memarianfard, L., Moosavi, A. A., Bachmann, J., Rezanezhad, F., & Sepehri, M. (2018). Retention modes of manure-fecal coliforms in soil under saturated hydraulic condition. *Journal of environmental management*, *227*, 209–215. https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2018.08.086

46. Mantha, S., Anderson, A., Acharya, S. P., Harwood, V. J., & Weidhaas, J. (2017). Transport and attenuation of Salmonella enterica, fecal indicator bacteria and a

poultry litter marker gene are correlated in soil columns. *The Science of the total environment*, *598*, 204–212. https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2017.04.020

47. Steffan, J. J., Derby, J. A., & Brevik, E. C. (2020). Soil pathogens that may potentially cause pandemics, including severe acute respiratory syndrome (SARS) coronaviruses. *Current opinion in environmental science & health*, *17*, 35–40. https://doi.org/10.1016/j.coesh.2020.08.005

48. Shah, M. K., Bradshaw, R., Nyarko, E., Handy, E. T., East, C., Millner, P. D., Bergholz, T. M., & Sharma, M. (2019). *Salmonella enterica* in Soils Amended with Heat-Treated Poultry Pellets Survived Longer than Bacteria in Unamended Soils and More Readily Transferred to and Persisted on Spinach. *Applied and environmental microbiology*, *85*(10), e00334-19. https://doi.org/10.1128/AEM.00334-19

49. Ramos, T. M., Jay-Russell, M. T., Millner, P. D., Shade, J., Misiewicz, T., Sorge, U. S., Hutchinson, M., Lilley, J., & Pires, A. F. A. (2019). Assessment of biological soil amendments of animal origin use, research needs, and extension opportunities in organic production. *Frontiers in Sustainable Food Systems, 3*, Article 73. https://doi.org/10.3389/fsufs.2019.00073

50. de Medeiros, E. V., Lima, N. T., de Sousa Lima, J. R., Pinto, K. M. S., da Costa, D. P., Franco Junior, C. L., Souza, R. M. S., & Hammecker, C. (2021). Biochar as a strategy to manage plant diseases caused by pathogens inhabiting the soil: A critical review. *Phytoparasitica, 49*(4), 713–726. https://doi.org/10.1007/s12600-021-00887-y

51. Escalas, A., Hale, L., Voordeckers, J. W., Yang, Y., Firestone, M. K., Alvarez-Cohen, L., & Zhou, J. (2019). *Microbial functional diversity: from concepts to applications. Ecol Evol 9: 12000–12016*

52. Brussaard, L., De Ruiter, P. C., & Brown, G. G. (2007). Soil biodiversity for agricultural sustainability. *Agriculture, ecosystems & environment*, *121*(3), 233-244

53. Bird, B. H., & Mazet, J. A. K. (2018). Detection of emerging zoonotic pathogens: An integrated One Health approach. *Annual Review of Animal Biosciences, 6*, 121-139. https://doi.org/10.1146/annurev-animal-030117-014628

54. National Institute of Allergy and Infectious Diseases. (n.d.). *Emerging infectious disease research areas of interest*. National Institutes of Health. Retrieved October 23, 2026, from https://www.niaid.nih.gov/research/emerging-infectious-disease-research-areas-interest

55. Bell, B. P. (2016). Overview, control strategies, and lessons learned in the CDC response to the 2014–2016 Ebola epidemic. *MMWR supplements*, *65*

56. Arthur, R. F., Gurley, E. S., Salje, H., Bloomfield, L. S., & Jones, J. H. (2017). Contact structure, mobility, environmental impact and behaviour: the importance of social forces to infectious disease dynamics and disease ecology.

Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences, *372*(1719), 20160454

57. Hassell, J. M., Begon, M., Ward, M. J., & Fèvre, E. M. (2017). Urbanization and disease emergence: dynamics at the wildlife–livestock–human interface. *Trends in ecology & evolution*, *32*(1), 55-67

58. World Health Organization. (2008). International health regulations (2005) (2nd ed.). World Health Organization. www.who.int

59. Dixon, L. K., Sun, H., & Roberts, H. (2019). African swine fever. Antiviral Research, 165, 34–41. https://doi.org/10.1016/j.antiviral.2019.02.018

60. Food and Agriculture Organization of the United Nations. (2023). African swine fever: Detection and diagnosis — A manual for veterinarians. FAO.

61. World Organisation for Animal Health. (2025). African swine fever (ASF). WOAH. https://www.woah.org

62. World Organisation for Animal Health. (2025). Terrestrial Animal Health Code: Infection with African swine fever virus. WOAH. https://www.woah.org/en/what-we-do/standards/codes-and-manuals/terrestrial-code-online-access/

63. Morelle, K., Bubnicki, J. W., Churski, M., Gryz, J., & Podgórski, T. (2019). Disease-induced mortality outweighs hunting in causing wild boar population crash after African swine fever outbreak. *Frontiers in Veterinary Science*, *6*, 378. https://doi.org/10.3389/fvets.2019.00378

64. Olesen, A. S., Lohse, L., Boklund, A., Halasa, T., Gallardo, C., Pejsak, Z., Belsham, G. J., Rasmussen, T. B., & Bøtner, A. (2018). Short time window for transmissibility of African swine fever virus from a contaminated environment. *Transboundary and Emerging Diseases*, *65*(4), 1024–1032. https://doi.org/10.1111/tbed.12837

65. Sánchez-Vizcaíno, J. M., Mur, L., & Martinez-Lopez, B. (2013). African swine fever: An epidemiological update. Transboundary and Emerging Diseases, 59(Suppl. 1), 27–35. https://doi.org/10.1111/j.1865-1682.2011.01293.x

66. European Food Safety Authority. (2024). Epidemiological analyses of African swine fever in the European Union. *EFSA Journal*, *22*(1), e8592. https://doi.org/10.2903/j.efsa.2024.8592

67. Penrith, M. L., Bastos, A. D. S., Etter, E. M. C., & Beltrán-Alcrudo, D. (2019). Epidemiology of African swine fever in Africa today: Sylvatic cycle versus socio-economic imperatives. Transboundary and Emerging Diseases, 66(2), 672–686. https://doi.org/10.1111/tbed.13117

68. Gaudreault, N. N., Madden, D. W., Wilson, W. C., Trujillo, J. D., & Richt, J. A. (2020). African swine fever virus: An emerging DNA arbovirus. Frontiers in Veterinary Science, 7, 215. https://doi.org/10.3389/fvets.2020.00215

69. Головне управління Держпродспоживслужби в Дніпропетровській області. (2024, 2 квітня). Лептоспіроз та його профілактика. https://dpss.gov.ua

70. Sandoval, K. L., Cada, K. J. S., Dimasin, R. V. D., & Labana, R. V. (2025). A One Health approach to the prevention, control, and management of leptospirosis: A scoping review. *Discover Public Health, 22*, Article 108. https://doi.org/10.1186/s12982-025-00489-7

71. Haake, D. A., & Levett, P. N. (2015). Leptospirosis in humans. Current Topics in Microbiology and Immunology, 387, 65–97. https://doi.org/10.1007/978-3-662-45059-8_5

72. Hussain, M. A., Stitt, V., Szabo, E. A., & Nelan, B. (2017). Toxoplasma gondii in the Food Supply. *Pathogens (Basel, Switzerland)*, *6*(2), 21. https://doi.org/10.3390/pathogens6020021

73. Кустуров, В. Б. (2023). *Поширення, діагностика, клінічний прояв та лікування токсоплазмозу у собак і котів в умовах Одеського регіону* [Дисертація доктора філософії, Одеський державний аграрний університет]. https://osau.edu.ua/wp-content/uploads/2023/12/Kusturov_dysertatsiya.pdf

74. World Health Organization. (2025). *Toxoplasma gondii: Background document for the WHO guidelines for drinking-water quality and the WHO guidelines on sanitation and health* (Drinking-water and sanitation related pathogens series). https://doi.org/10.2471/B09235

75. Міністерство аграрної політики та продовольства України. (2011). *Про затвердження Інструкції з профілактики та ліквідації грипу птиці* (Наказ № 547 від 17 жовтня 2011 р.; зареєстровано в Міністерстві юстиції України 8 листопада 2011 р. за № 1277/20015). https://zakon.rada.gov.ua/laws/show/z1277-11

76. Міністерство аграрної політики та продовольства України. (2017). *Про затвердження Інструкції з профілактики та боротьби з африканською чумою свиней* (Наказ № 111 від 7 березня 2017 р.; зареєстровано в Міністерстві юстиції України 29 березня 2017 р. за № 432/30300). https://zakon.rada.gov.ua/laws/show/z0432-17

77. Головне управління ветеринарної медицини з Державною ветеринарною інспекцією Міністерства сільського господарства і продовольства України. (1994). *Інструкція про заходи профілактики та оздоровлення тварин від лептоспірозу* (Наказ № 5 від 15 березня 1994 р.; зареєстровано в Міністерстві

юстиції України 31 березня 1994 р. за № 55/264). https://zakon.rada.gov.ua/laws/show/z0055-94

78. Державний департамент ветеринарної медицини Міністерства сільського господарства і продовольства України. (1997). *Правила відбору зразків патологічного матеріалу, крові, кормів, води та пересилання їх для лабораторного дослідження* (№ 15-14/111 від 15 квітня 1997 р.).

79. Головний державний інспектор ветеринарної медицини України. (2017). *Методичні рекомендації щодо процедур відбору проб для виконання Плану державного моніторингу залишків ветеринарних препаратів та забруднюючих речовин у живих тваринах та необроблених харчових продуктах тваринного походження* (Наказ № 7 від 9 лютого 2017 р.).

80. World Health Organization & International Leptospirosis Society. (2003). *Human leptospirosis: Guidance for diagnosis, surveillance and control*. https://www.paho.org/en/documents/human-leptospirosis-guidance-diagnosis-surveillance-and-control

81. World Organisation for Animal Health. (2024). *Manual of diagnostic tests and vaccines for terrestrial animals* (13th ed.). https://www.woah.org/en/what-we-do/standards/codes-and-manuals/terrestrial-manual-online-access/

82. European Parliament & Council of the European Union. (2016). Regulation (EU) 2016/429 of the European Parliament and of the Council of 9 March 2016 on transmissible animal diseases and amending and repealing certain acts in the area of animal health ('Animal Health Law'). Official Journal of the European Union, L 84, 1–208. https://eur-lex.europa.eu/eli/reg/2016/429/oj

83. Sarkar, M. M. H., Naser, S. R., Chowdhury, S. F., Khan, M. S., Habib, M. A., Akter, S., Banu, T. A., Goswami, B., Jahan, I., Nayem, M. R., Hassan, M. A., Khan, M. I., Rabbi, M. F. A., Ahsan, C. R., Miah, M. I., Nessa, A., Islam, S. M. R. U., Rahman, M. A., Shaikh, M. A. A., & Ahmed, M. S. (2023). M gene targeted qRT-PCR approach for SARS-CoV-2 virus detection. *Scientific Reports, 13*, Article 16659. https://doi.org/10.1038/s41598-023-43204-9

84. Nagy A, Černíková L, Kunteová K, Dirbáková Z, Thomas SS, Slomka MJ, et al. (2021) A universal RT-qPCR assay for "One Health" detection of influenza A viruses. PLoS ONE 16(1): e0244669. https://doi.org/10.1371/journal.pone.0244669