

Efficacy of lifetime coproovoscopy at laboratory diagnostics of the digestive tract nematodoses of chickens

V. Yevstafieva✉ | M. Koliaka | V. Melnychuk | N. Kanivets

Article info

Correspondence Author

V. Yevstafieva

E-mail:

evstva@ukr.netPoltava State Agrarian
University,
Skovoroda Str., 1/3, Poltava,
36000, Ukraine

Citation: Yevstafieva, V., Koliaka, M., Melnychuk, V., & Kanivets, N. (2025). Efficacy of lifetime coproovoscopy at laboratory diagnostics of the digestive tract nematodoses of chickens. *Scientific Progress & Innovations*, 28(3), 315–319. doi: 10.31210/spi2025.28.03.50

Gastrointestinal nematodoses of chickens are widespread invasion diseases that cause economic losses in the poultry farming industry. The most common nematodes include the species of *Ascaridia galli*, *Heterakis gallinarum* and Capillariidae. These pathogens are characterized by high resistance of exogenous forms of parasites' development in the environment, which creates conditions for constant reinfestation of susceptible poultry. Therefore, timely lifetime diagnostics of these diseases by detecting nematode eggs using effective methods of coproovoscopy is relevant. The aim of the research was to establish the effectiveness of flotation methods for laboratory diagnostics of chicken heterakosis, ascariasis and capillariasis. It was shown by the conducted studies that the most effective was the Starodub's method (containing the mixture of sugar and calcium nitrate solutions), where with its use, depending on the exposure (5–15 min), from 19.56 to 49.33 heterakises eggs, from 17.78 to 43.11 ascaridae eggs, and from 12.89 to 27.56 capillaria eggs were revealed in 1 g of droppings. The Kotelnikov-Khrenov's method (with ammonium nitrate solution) and Dakhno's method (with bischofite) were less effective. The diagnostic effectiveness of the Kotelnikov-Khrenov's method turned out to be lower in heterakosis diagnostics with an exposure of 5 min by 31.85 %, 10 min – by 49.42 %, and 15 min – by 27.91 %; at ascariasis diagnostics with an exposure of 10 min – 44.93 %, 15 min – 23.71 %; at capillariasis diagnostics with an exposure of 10 min – 62.06 %, 15 min – 42.52 % compared to the obtained indicators when using the Starodub's method. The diagnostic effectiveness of the Dakhno's method turned out to be more effective in diagnosing nematodoses of chickens' digestive tract compared to the Kotelnikov-Khrenov's method and less effective compared to the Starodub's method at diagnosing heterakosis at an exposure of 10 min – by 23.53 %. It was determined that the highest values of the intensity of nematodose invasions were registered at an exposure of 15 min, regardless of the method of coproovoscopy. The obtained research results allow us to recommend the method using the mixture of sugar and calcium nitrate solutions as a floatant for the effective detection of heterakises, ascaridae and capillaria eggs in chickens.

Keywords: parasitology, chickens, heterakosis, capillariasis, ascariasis, coproovoscopy, flotation methods, effectiveness.

Ефективність зажиттєвої копроовоскопії при лабораторній діагностиці нематодозів травного тракту курей

В. О. Євстаф'єва | М. А. Коляка | В. В. Мельничук | Н. С. Канівець

Полтавський державний
аграрний університет,
м. Полтава, Україна

Шлунково-кишкові нематодози курей є значно поширеними інвазійними захворюваннями, які призводять до економічних збитків у галузі птахівництва. До найбільш розповсюджених нематод відносять види *Ascaridia galli*, *Heterakis gallinarum*, а також капілярій. Дані збудники характеризуються високою стійкістю екзогенних форм розвитку паразитів у довкіллі, що створює умови для постійного перезараження сприйнятливої птиці. Тому актуальним є своєчасне зажиттєве діагностування цих захворювань шляхом виявлення яєць нематод при застосуванні ефективних методів копроовоскопії. Метою досліджень було встановити ефективність флотаційних методів лабораторної діагностики гетеракозу, аскаридіозу та капіляріозу курей. Проведеними дослідженнями встановлено, що найбільш ефективним виявився метод Стародуба (із суміші розчинів цукру та кальцієвої селітри), де за його використання виявлено у 1 г посліду залежно від експозиції (5–15 хв) від 19,56 до 49,33 яєць гетеракісів, від 17,78 до 43,11 яєць аскарид, від 12,89 до 27,56 яєць капілярій. Менш ефективними виявилися методи Котельникова-Хренова (із розчином аміачної селітри) та Дахна (з бішофітом). Діагностична ефективність методу Котельникова-Хренова виявилася нижчою при діагностиці гетеракозу за експозиції 5 хв на 31,85 %, 10 хв – 49,42 %, 15 хв – 27,91 %; при діагностиці аскаридіозу за експозиції 10 хв – 44,93 %, 15 хв – 23,71 %; при діагностиці капіляріозу за експозиції 10 хв – 62,06 %, 15 хв – 42,52 % порівняно з показниками, отриманими при використанні методу Стародуба. Діагностична ефективність методу Дахна виявилася більш ефективною при діагностиці нематодозів травного тракту курей порівняно з методом Котельникова-Хренова і менш ефективним порівняно з методом Стародуба при діагностиці гетеракозу за експозиції 10 хв – на 23,53 %. Визначено, що найбільші значення показників інтенсивності нематодозних інвазій встановлено за експозиції 15 хв незалежно від способу копроовоскопії. Отримані результати досліджень дозволяють рекомендувати метод із використанням якості флотанту суміші розчинів цукру та кальцієвої селітри для ефективного виявлення яєць гетеракісів, аскарид та капілярій у курей.

Ключові слова: паразитологія, кури, гетеракоз, капіляріоз, аскаридіоз, копроовоскопія, методи флотації, ефективність.

Бібліографічний опис для цитування: Євстаф'єва В. О., Коляка М. А., Мельничук В. В., Канівець Н. С. Ефективність зажиттєвої копроовоскопії при лабораторній діагностиці нематодозів травного тракту курей. *Scientific Progress & Innovations*. 2025. № 28 (3). С. 315–319.

Вступ

Відомо, що одним із важливих факторів, які впливають на добробут і ефективність ведення галузі птахівництва є наявність паразитарних захворювань, зокрема нематодозів травного тракту. Внаслідок їх паразитування, у хворих курей знижуються виробничі показники через зниження темпів росту або втрати ваги, зниження несучості та якості отриманих яєць, коефіцієнту конверсії корму, а також у тяжких випадках – загибель [1–4]. Також, нематодози травного тракту негативно впливають на організм хазяїна, де виникають запальні процеси в кишечнику, загальна інтоксикація, зниження імунної відповіді та підвищена сприйнятливість до інших захворювань [5–9].

Наукова література свідчить, що поширення гельмінтозів травного тракту курей у більшості країн світу може сягати 79,4 %, коливаючись у різних регіонах від 4 до 100 %. На показники інвазованості птиці гельмінтами впливає значна кількість факторів, таких як: кліматичні або екологічні умови, сезонна динаміка, умови утримання, вікова динаміка, кількість та наявність резервуарних хазяїв, проведення профілактичних заходів, а також ефективність використаних методів лабораторної копроовоскопічної діагностики [10, 11]. Причому, найбільш ураженими гельмінтами виявилися господарства, де використовують підлоговий спосіб утримання [12–14]. Крім того, висока стійкість екзогенних форм розвитку паразитів у довкіллі, створює умови для постійного перезараження сприйнятливої птиці, особливо у регіонах з тропічним кліматом, де достатня вологість і температура навколишнього середовища є найважливішими сприйнятливими факторами для розвитку паразитів [15, 16]. Окрім цього, застосування антигельмінтних засобів було заборонено в системах органічного виробництва у Європі, що ще більше сприяє поширенню гельмінтозів [17].

Доведено, що одними з найбільш розповсюджених нематодозів травного тракту курей є збудники аскаридіозу, гетеракозу та капіляріозу. Зокрема, у світі, згідно проведеного аналізу літературних даних авторами, нематодами *A. galli* інвазовано 35,7 % курей, *H. gallinarum* – 29,5%, капілярідами – 5,90 %. Причому середні коливання екстенсивності цих нематодозних інвазій коливаються в межах від 0,30 до 100 % [18]. На Півдні Гани при дослідженні курей у господарствах з підлоговою технологією утримання курей нематоди *A. galli* виявилися найбільш поширеними, де ЕІ становила 32,5 %. Інвазованість птахів *H. gallinarum* та *Capillaria* spp. становила 19,0 та 14,5 % відповідно [19]. В умовах ферм на території Вашингтону інвазованість курей *A. galli* становила 69 %, *H. gallinarum* – 52 %, *Capillaria* spp. – 39 %. Також, авторами з'ясовано, що 85,0 % курей були уражені двома або більше видів паразитів [20].

Тому актуальним є своєчасне зажиттєве діагностування цих захворювань шляхом виявлення яєць нематод при застосуванні ефективних методів копроовоскопії.

Мета дослідження

Метою досліджень було встановити ефективність флотаційних методів лабораторної діагностики гетеракозу, аскаридіозу та капіляріозу курей.

Матеріали і методи

Дослідження проводили впродовж 2025 р. на базі лабораторії паразитології Полтавського державного аграрного університету та в умовах приватних птахогосподарств Полтавської області з підлоговою технологією утримання курей неблагополучних щодо аскаридіозу, гетеракозу та капіляріозу.

Гельмінтоовоскопію проб одночасно проводили трьома різними методами: Котельникова-Хренова (з використанням розчину аміачної селітри), Дахно (з використанням бішофіту) [21], Стародуба (з використанням суміші розчинів цукру і кальцієвої селітри) [22].

Основними показниками ураження курей паразитами були інтенсивність інвазії (ІІ, яєць/г). Всього копроовоскопічно досліджено 243 копропроби (по 9 зразків кожним методом та експозицією).

Математичний аналіз отриманих даних проводили з використанням пакета прикладних програм Microsoft «EXCEL» шляхом визначення середнього арифметичного (М), стандартного відхилення (SD) та рівня вірогідності (Р) за допомогою методики однофакторного дисперсійного аналізу, використовуючи критерій Фішера.

Результати та їх обговорення

Проведеними дослідженнями встановлено, всі випробувані методи копроовоскопії дозволяли виявити яйця гетеркісів (*рис. 1*), аскаридій (*рис. 2*) та капілярій (*рис. 3*).



Рис. 1. Яйце гетеркісів, виявлене при копроовоскопічному дослідженні курей із застосуванням випробуваних методів (× 400)



Рис. 2. Яйце аскаридії, виявлене при копроскопічному дослідженні курей із застосуванням випробуваних методів ($\times 400$)



Рис. 3. Яйце капілярії, виявлене при копроскопічному дослідженні курей із застосуванням випробуваних методів ($\times 800$)

Водночас, за показниками інтенсивності інвазії найбільш ефективним виявився метод Стародуба, де було виявлено при діагностиці гетеракозу за експозиції 5 хв – $19,56 \pm 3,09$ яєць/г, 10 хв – $37,78 \pm 3,89$ яєць/г, 15 хв – $49,33 \pm 6,11$ яєць/г; при діагностиці аскаридіозу за експозиції 5 хв – $17,78 \pm 2,91$ яєць/г, 10 хв – $30,67 \pm 2,49$ яєць/г, 15 хв – $43,11 \pm 4,80$ яєць/г; при діагностиці капіляріозу за експозиції 5 хв – $12,89 \pm 1,74$ яєць/г, 10 хв – $17,78 \pm 2,50$ яєць/г, 15 хв – $27,56 \pm 2,78$ яєць/г. Водночас, метод Котельникова-Хренова та Дахна,

отриманими при використанні методу Стародуба. Так, при діагностиці гетеракозу показники П при його використанні за експозиції 5 хв виявилися вищими на 31,85 % ($13,33 \pm 3,40$ яєць/г, $P < 0,05$), 10 хв – на 49,42 % ($19,11 \pm 2,96$ яєць/г, $P < 0,01$), 15 хв – на 27,91 % ($35,56 \pm 4,44$ яєць/г, $P < 0,05$) порівняно із методом Котельникова-Хренова; за експозиції 5 хв – на 15,95 % ($16,44 \pm 2,78$ яєць/г), 10 хв – на 23,53 % ($28,89 \pm 3,93$ яєць/г, $P < 0,05$), 15 хв – на 8,11 % ($45,33 \pm 2,83$ яєць/г) порівняно із методом Дахна (рис. 4).

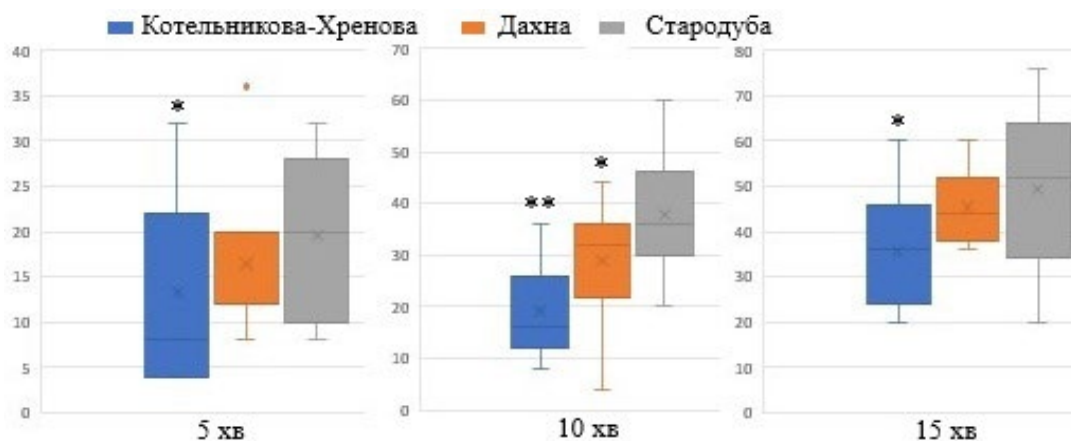


Рис. 4. Показники інтенсивності гетеракозної інвазії (П, яєць/г) курей при використанні випробуваних методів
Примітки: – * $P < 0,015$, ** $P < 0,01$ – порівняно з методом Стародуба ($n=9$)

Під час діагностики аскаридіозу показники П при використанні методу Стародуба за експозиції 5 хв виявилися вищими на 34,98 % ($11,56 \pm 2,94$ яєць/г), 10 хв – на 44,93 % ($16,89 \pm 2,81$ яєць/г, $P < 0,01$), 15 хв – на 23,71 % ($32,89 \pm 3,70$ яєць/г, $P < 0,05$) порівняно із методом Котельникова-Хренова; за експозиції 5 хв – на 12,49 % ($15,56 \pm 3,01$ яєць/г), 10 хв – на 11,61 % ($27,11 \pm 4,26$ яєць/г), 15 хв – на 10,29 % ($38,67 \pm 2,67$ яєць/г) порівняно із методом Дахна (рис. 5).

При діагностиці капіляріозу показники П при використанні методу Стародуба за експозиції 5 хв виявилися вищими на 62,06 % ($4,89 \pm 0,59$ яєць/г, $P < 0,001$), 10 хв – на 42,52 % ($10,22 \pm 2,22$ яєць/г, $P < 0,05$), 15 хв – на 20,97 % ($21,78 \pm 3,41$ яєць/г) порівняно із методом Котельникова-Хренова; за експозиції 5 хв – на 27,62 % ($9,33 \pm 1,63$ яєць/г), 10 хв – на 22,49 % ($13,78 \pm 3,34$ яєць/г), 15 хв – на 9,69 % ($24,89 \pm 2,29$ яєць/г) порівняно із методом Дахна (рис. 6).

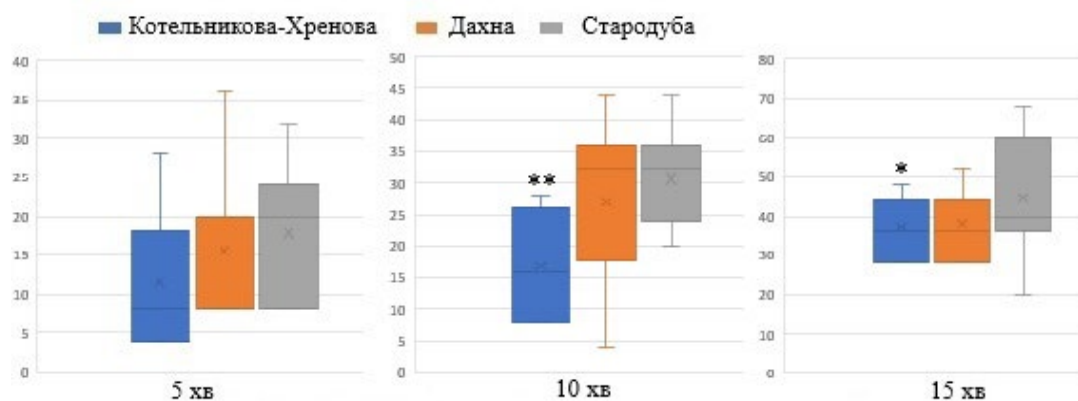


Рис. 5. Показники інтенсивності аскаридіозної інвазії (II, яєць/г) курей при використанні випробуваних методів
Примітки: – * $P<0,05$, ** $P<0,01$ – порівняно з методом Стародуба ($n=9$)

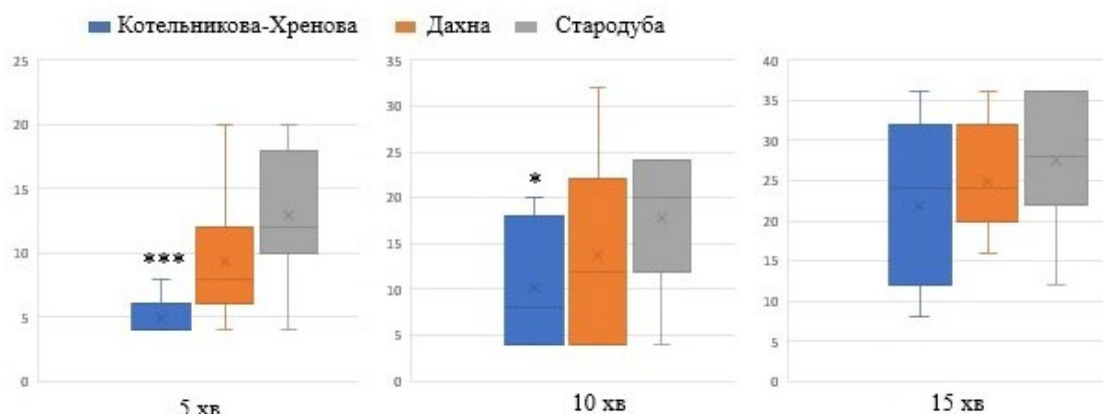


Рис. 6. Показники інтенсивності капіляріозної інвазії (II, яєць/г) курей при використанні випробуваних методів
Примітки: – * $P<0,05$, *** $P<0,001$ – порівняно з методом Стародуба ($n=9$)

Світова література свідчить про актуальність вивчення особливостей жабиттєвої лабораторної діагностики нематодозів травного тракту, а саме гетеракозу, аскаридіозу і капіляріозу серед курей у зв'язку з їх широким розповсюдженням у господарствах з підлоговою технологією утримання [10–14]. Тому, нами було випробувано діагностичну ефективність відомих флотаційних методів копроовоскопії за гетеракозу, аскаридіозу та капіляріозу курей. Проведеними дослідженнями встановлено, що найбільш ефективним виявився метод Стародуба (комбінація розчинів цукру та кальцієвої селітри), де залежно від експозиції (5–15 хв) II коливалася в межах 19,56–49,33 яєць гетеракісів, 17,78–43,11 яєць аскаридій, 12,89–27,56 яєць капілярій. Менш ефективним виявився метод Котельникова-Хренова (із розчином аміачної селітри), де його діагностична ефективність при діагностиці гетеракозу була нижчою на 31,85 % (5 хв), 49,42 % (10 хв), 27,91 % (15 хв); при діагностиці аскаридіозу – на 44,93 % (10 хв), 23,71 % (15 хв); при діагностиці капіляріозу – на 62,06 % (10 хв), 42,52 % (15 хв). Діагностична ефективність методу Дахна виявилася більш ефективною при діагностиці нематодозів травного тракту курей порівняно з методом Котельникова-Хренова і менш ефективною порівняно з методом Стародуба при діагностиці гетеракозу – на 23,53 % (10 хв).

Схожі дані було отримано й іншими авторами, де високу ефективність методу Стародуба із використанням в якості флотанту суміші цукру та кальцієвої селітри було виявлено при діагностиці гетеракозу курей, де його чутливість була вищою, ніж методи Котельникова-Хренова (до 67,79 %, $P<0,001$), Дахна (до 51,64 %, $P<0,001$), Натяглої (до 23,74 %, $P<0,001$) [23]. Також, авторами доведено високу чутливість даного методу при лабораторній діагностиці трихостронгільозу гусей, де показники II виявилися вищими порівняно з використанням методів Котельникова-Хренова ($P<0,05$... $P<0,001$), Маллорі ($P<0,05$... $P<0,001$) та Мельничука ($P<0,05$) [24].

Отримані результати досліджень дозволяють рекомендувати метод із використанням в якості флотанту суміші розчинів цукру та кальцієвої селітри для ефективного виявлення яєць гетеракісів, аскаридій та капілярій у курей.

Висновки

Експериментальними дослідженнями доведено, що найбільш ефективним копроовоскопічним флотаційним методом лабораторної діагностики гетеракозу, аскаридіозу та капіляріозу курей є метод Стародуба із використанням в якості флотанту суміші розчинів цукру та кальцієвої селітри, де найвищі значення отримано за експозиції 15 хв – 49,33 яєць гетеракісів / г, 43,11 яєць

аскаридій / г, 27,56 яєць капілярій / г. Його чутливість виявилася вищою порівняно з методом Котельникова-Хренова за гетеракозу курей на 27,91–49,42 % ($P<0,05$... $P<0,01$), за аскаридіозу – на 23,71–44,93 % ($P<0,05$... $P<0,01$), за капіляріозу – на 42,52–62,06 % ($P<0,05$... $P<0,001$); порівняно з методом Дахна за гетеракозу курей – на 23,53 % ($P<0,05$).

Конфлікт інтересів

Автори стверджують про відсутність конфлікту інтересів щодо їхнього викладу та результатів досліджень.

References

- Daş, G., Kaufmann, F., Abel, H., & Gauly, M. (2010). Effect of extra dietary lysine in *Ascaridia galli*-infected grower layers. *Veterinary Parasitology*, 170 (3–4), 238–243. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2010.02.026>
- Dube, S., Zindi, P., Mbanga, J., & Dube, C. (2010). A Study of Scavenging poultry gastrointestinal and ecto-parasites in rural areas of Matebeleland province, Zimbabwe. *International Journal of Poultry Science*, 9, 911–915. <https://doi.org/10.3923/ijps.2010.911.915>
- Sreedevi, C., Jyothisree, Ch., Rama Devi, V., Annapurna, P., & Jeyabal, L. (2014). Seasonal prevalence of gastrointestinal parasites in desi fowl (*Gallus gallus domesticus*) in and around Gannavaram, Andhra Pradesh. *Journal of Parasitic Diseases*, 40 (3), 656–661. <https://doi.org/10.1007/s12639-014-0553-0>
- Rufai, M. A., & Jato, A. O. (2017). Assessing the prevalence of gastrointestinal tract parasites of poultry and their environmental risk factors in poultry in Iwo, Osun State Nigeria. *Ife Journal of Science*, 19 (1), 7–13. <https://doi.org/10.4314/ijfs.v19i1.2>
- Eigaard, N. M., Schou, T. W., Permin, A., Christensen, J. P., Ekstrøm, C. T., Ambrosini, F., Cianci, D., & Bisgaard, M. (2006). Infection and excretion of *Salmonella enteritidis* in two different chicken lines with concurrent *Ascaridia galli* infection. *Avian Pathology*, 35 (6), 487–493. <https://doi.org/10.1080/03079450601071696>
- Permin, A., Christensen, J. P., & Bisgaard, M. (2006). Consequences of concurrent *Ascaridia galli* and *Escherichia coli* infections in chickens. *Acta Veterinaria Scandinavica*, 47 (1), 43–54. <https://doi.org/10.1186/1751-0147-47-43>
- Sharma, N., Hunt, P. W., Hine, B. C., & Ruhnke, I. (2019). The impacts of *Ascaridia galli* on performance, health, and immune responses of laying hens: new insights into an old problem. *Poultry Science*, 98 (12), 6517–6526. <https://doi.org/10.3382/ps/pez422>
- Pleidrup, J., Dalgaard, T. S., Norup, L. R., Permin, A., Schou, T. W., Skovgaard, K., Vadekær, D. F., Jungersen, G., Sørensen, P., & Juul-Madsen, H. R. (2014). *Ascaridia galli* infection influences the development of both humoral and cell-mediated immunity after Newcastle Disease vaccination in chickens. *Vaccine*, 32 (3), 383–392. <https://doi.org/10.1016/j.vaccine.2013.11.034>
- Dalgaard, T. S., Skovgaard, K., Norup, L. R., Pleidrup, J., Permin, A., Schou, T. W., Vadekær, D. F., Jungersen, G., & Juul-Madsen, H. R. (2015). Immune gene expression in the spleen of chickens experimentally infected with *Ascaridia galli*. *Veterinary Immunology and Immunopathology*, 164 (1–2), 79–86. <https://doi.org/10.1016/j.vetimm.2015.01.003>
- Shifaw, A., Feyera, T., Walkden-Brown, S. W., Sharpe, B., Elliott, T., & Ruhnke, I. (2021). Global and regional prevalence of helminth infection in chickens over time: a systematic review and meta-analysis. *Poultry Science*, 100 (5), 101082. <https://doi.org/10.1016/j.psj.2021.101082>
- Abdullah, S. H. (2013). Ecto and endo parasites prevalence in domestic chickens in Sulaimani Region. *The Iraqi Journal of Veterinary Medicine*, 37 (2), 149–155. <https://doi.org/10.30539/iraqijvm.v37i2.275>
- Jansson, D. S., Nyman, A., Vågsholm, I., Christensson, D., Göransson, M., Fossum, O., & Höglund, J. (2010). Ascarid infections in laying hens kept in different housing systems. *Avian Pathology*, 39 (6), 525–532. <https://doi.org/10.1080/03079457.2010.527923>
- Thapa, S., Hinrichsen, L. K., Brenninkmeyer, C., Gunnarsson, S., Heerkens, J. L. T., Verwer, C., Niebuhr, K., Willett, A., Grilli, G., Thamsborg, S. M., Sørensen, Jan. T., & Mejer, H. (2015). Prevalence and magnitude of helminth infections in organic laying hens (*Gallus gallus domesticus*) across Europe. *Veterinary Parasitology*, 214 (1–2), 118–124. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2015.10.009>
- Korchan, L., & Zamazyi, A. (2021). Distribution of nematodoses of poultry in farms of Poltava region. *Scientific Messenger of LNU of Veterinary Medicine and Biotechnologies*, 23 (102), 3–7. <https://doi.org/10.32718/nvlvet10201>
- Ben, S. B. (2014). Prevalence of the gastro-intestinal parasites of domestic chicken *Gallus domesticus* Linnaeus, 1758 in Tunisia according to the agro-ecological zones. *Journal of Parasitic Diseases*, 40 (3), 774–778. <https://doi.org/10.1007/s12639-014-0577-5>
- Wuthijaree, K., Lambertz, C., Vearasilp, T., Anusatsananun, V., & Gauly, M. (2019). Prevalence of gastrointestinal helminths in Thai indigenous chickens raised under backyard conditions in Northern Thailand. *Journal of Applied Poultry Research*, 28 (1), 221–229. <https://doi.org/10.3382/japr/pfy062>
- Kaufmann, F., Daş, G., Preisinger, R., Schmutz, M., König, S., & Gauly, M. (2011). Genetic resistance to natural helminth infections in two chicken layer lines. *Veterinary Parasitology*, 176 (2–3), 250–257. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2010.11.007>
- Nzassi, P., Pendy, N., Nguema, L., Lendzele, S., Bangueboussa, F., Bouchedi, B., Maganga, G., & Boundenga, L. (2024). Prevalence of gastrointestinal parasites in chickens (*Gallus gallus domesticus*) and associated risk factors in M'passa department, Southeast Gabon. *Open Veterinary Journal*, 14 (12), 3232. <https://doi.org/10.5455/ovj.2024.v14.i12>
- Asumang, P., Akoto Delali, J., Wiafe, F., Kamil, Z., Iddrisu Balali, G., Afua Dela Gobe, V., Nketiah Siaw, W., & Pinamang, G. (2019). Prevalence of gastrointestinal parasites in local and exotic breeds of chickens in Pankrono-Kumasi, Ghana. *Journal of Parasitology Research*, 2019, 1–7. <https://doi.org/10.1155/2019/5746515>
- Cornell, K. A., Smith, O. M., Crespo, R., Jones, M. S., Crossley, M. S., Snyder, W. E., & Owen, J. P. (2022). Prevalence patterns for enteric parasites of chickens managed in open environments of the Western United States. *Avian Diseases*, 66 (1), 60–68. <https://doi.org/10.1637/21-00079>
- Dakhno, I. S., & Dakhno, Yu. I. (2010). *Ekolohichna helmintologiya*. Sumy: Kozatskyi val [in Ukrainian]
- Starodub, Ye. S., Yevstafieva, V. O., & Melnychuk, V. V. (2003). Patent № 134930 UA. *Sposib zazhyttievoi koproovoskopichnoi diahnozyky trykhostronhilozu husei*. Retrieved from: <https://sis.nipo.gov.ua/uk/search/detail/1364451/> [in Ukrainian]
- Omelchenko, O., & Derkach, I. (2024). Diagnostic efficiency of modern parasitology methods of coproscopy for heteracosis of chicken. *Scientific Progress & Innovations*, 27 (1), 112–117. <https://doi.org/10.31210/spi2024.27.01.19>
- Starodub, Y. S. (2019). Improving coproscopic diagnostics of trichostrongylosis of geese. *Scientific Progress & Innovations*, 1, 222–226. <https://doi.org/10.31210/visnyk2019.01.26>

ORCID

- V. Yevstafieva  <https://orcid.org/0000-0003-4809-2584>
M. Koliaka  <https://orcid.org/0009-0000-8552-8338>
V. Melnychuk  <https://orcid.org/0000-0003-1927-1065>
N. Kanivets  <https://orcid.org/0000-0001-9520-2999>



2025 by the author(s). This is an open-access article distributed under the Creative Commons Attribution License <http://creativecommons.org/licenses/by/4.0>, which permits unrestricted use, distribution, and reproduction in any medium, provided the original author and source are credited.