

7. Стегній, Б.Т., Куцан, О.Т., Глебова, К.В., Обуховська, О.В., & Ярошенко, М.О. (2013). Методичні рекомендації з визначення мікробіологічної та мікологічної забрудненості (контамінантів). Харків. 35.
8. Перелік максимально допустимих рівнів небажаних речовин у кормах та кормовій сировині для тварин. Затверджені Наказом Міністерства аграрної політики та продовольства України № 131 від 19.03.2012, у редакції наказу Міністерства економічного розвитку і торгівлі № 550 від 11.10.2017 р.
9. Пидопличко, Н.М., & Милько, А.А. (1971). Атлас мукоральних грибів. *Київ: Наукова думка*. 187.
10. Малинин, О.А., Хмельницький, Г.А., & Куцан, А.Т. (2002.) Ветеринарная токсикология. Киев. 463.

УДК 636.592.09:616.993.1

ПОШИРЕННЯ ТА ВІКОВІ ОСОБЛИВОСТІ ГІСТОМОНОЗУ ІНДИКІВ

Богач М.В., доктор ветеринарних наук, професор, Одеська дослідна станція Національного наукового центру «Інститут експериментальної і клінічної ветеринарної медицини», м. Одеса, Україна

ORCID: [0000-0002-2763-3663](https://orcid.org/0000-0002-2763-3663)

Люлін П.В., кандидат ветеринарних наук, доцент, Державний біотехнологічний університет, м. Харків, Україна

ORCID: [0000-0001-6718-958X](https://orcid.org/0000-0001-6718-958X)

Білий О.О., аспірант, Національний науковий центр «Інститут експериментальної і клінічної ветеринарної медицини», м. Харків, Україна

ORCID: [0009-0007-4936-7507](https://orcid.org/0009-0007-4936-7507)

Вступ. Кількість племінних і товарних фермерських господарств із вирощування індиків в Україні останнім часом дещо скоротилася, водночас поголів'я згаданих вище птахів значно збільшилося у присадибних господарствах [1].

Деякі дослідники вважають, що кишкові паразитози це, насамперед, санітарна проблема, а їх профілактика має базуватися на санітарно-паразитологічному моніторингу [2, 3]. Гельмінтози спричиняють особливо згубний або виснажливий вплив на інвазованих птахів, переважно молодих особин, спричиняючи уповільнення росту та перешкоджаючи здоровому розвитку, а також роблячи дорослих птахів схильними до вторинних інфекцій [4].

Histomonas meleagridis поширений паразит свійської птиці, який негативно впливає на продуктивність, особливо у індичок батьківського поголів'я [5].

Цей паразит живе у сліпій кишці, руйнує слизову оболонку сліпої кишки і потім передається у печінку через кров. Оскільки паразит швидко розмножується в інвазованій птиці, передача всередині зграї може відбуватися швидко. Екстенсивність інвазії у індиків, які утримувалися разом з іншою зараженою птицею була в межах від 72% до 80% [6].

Індики, які хворіють на гістомоноз, мають скуйовджене пір'я, опущені крила, апатію і діарею сірчаного кольору. Як показано в різних експериментальних умовах, смертність індичок може досягати 100 % [7].

Поширення *Histomonas meleagridis* серед свійської птиці склала 31 %, що свідчить про значне збільшення, порівняно з попередніми дослідженнями: 11,9 % серед свійської птиці та 6,5 % серед диких птахів [8].

В умовах присадибних та фермерських господарств Одеської області, гістомоноз є домінуючою хворобою серед індиків різних вікових груп з екстенсивністю інвазії від 58,9 % до 76,6 % [9].

Індики, які утримуються на вільному вигулі, з більшою ймовірністю піддаються впливу паразитів, хоча існують певні фактори, що впливають на виникнення чи тяжкість гістомонозу. Смертність, як правило, була високою, коли практикувалися низька гігієна [10].

Мета роботи. Визначити поширення гістомонозу індиків за кліткового та клітково-пасовищного утримання в залежності від віку.

Матеріали і методи. Діагноз встановлювали на підставі клінічних ознак та патологоанатомічних змін. Зразки фекалій досліджували з використанням методу прямого приготування вологого мазка у фізіологічному розчині. Зразки печінки та сліпої кишки фарбували набором Nemascol® (Merck, Німеччина) та досліджували під мікроскопом. Всього було досліджено 155 індиків 30–60 добового віку, 185 індиків 90–120 добового віку та 123 індики 120–180 добового віку при клітковому та клітково-пасовищному утриманні.

Результати досліджень. У дослідженнях виявлено, що гістомоноз поширене захворювання серед індиків і екстенсивність інвазії залежить від віку птиці. Так, при дослідженні індичат 30–60 добового віку, загальна інвазованість склала 31 %, у індиків 90–120 добового віку – 35,1 %, а вже у дорослих індиків 150–180 добового віку екстенсивність інвазії зменшилась до 12,2 %.

Також поширення гістомонозу залежить і від типу утримання птиці. При клітковому утриманні найбільшу екстенсивність інвазії реєстрували у індиків 90–120 добового віку і показник склав 41,1 %, а вже у віці 150–180 діб екстенсивність інвазії склала 16,1 %.

У індиків, які користуються випасами екстенсивність інвазії у 30–60 добовому віці була на 14,8 % менше, порівняно з клітковим утриманням і склала 22,8 %. У індиків 90–120 добового віку гістомоноз реєстрували лише у 27,7 %, що на 13,4 % менше відносно кліткового утримання, а у індиків 150–180 добового віку на 8,9 % менше і показник ураження склав 7,2 %.

При зовнішньому огляді туш виявлено сильне схуднення, махове перо та клоака вкриті фекаліями. Патологоанатомічні зміни в органах за гістомонозу також залежали від віку індиків. У індиків 30–60 добового віку реєстрували геморагічне запалення тонкої кишки, потовщення стінки сліпої кишки з казеозним запаленням та виразкою слизової оболонки. При розтині індиків 150–180 добового віку виявлено виражене ураження печінки, що проявлялося її збільшенням, гіперемією з численними жовтими некротичними осередками.

Висновок. Гістомоноз є поширеним захворюванням індиків, що може становити серйозну загрозу для здоров'я птиці і призводити до значних економічних втрат у птахівництві. Гістомонозом найбільш уражені індичата 90–120 добового віку при клітковому утриманні з загальною екстенсивністю інвазії 41,1 %, а при клітково-пасовищному показник ЕІ склав 27,7 %.

Бібліографічний список:

1. Харів, І.І. (2013). Показники клітинного імунітету індиків, уражених асоціативною еймеріозно-гістомонозною інвазією та лікованих бровітаксидом сукупно з плодами розторопші плямистої. *Вісник Полтавської державної аграрної академії*, 1: 110–112. <https://journals.pdaa.edu.ua/visnyk/article/view/170/205>
2. Leung, T.L., & Koprivnikar, J. (2016). Nematode parasite diversity in birds: the role of host ecology, life history and migration. *The Journal of Animal Ecology*, 85(6): 1471–1480. <https://doi.org/10.1111/1365-2656.12581>
3. Moravec, F., & Scholz, T. (2016). Helminth parasites of the lesser great cormorant *Phalacrocorax carbo sinensis* from two nesting regions in the Czech Republic. *Folia Parasitologica*, 63: 022. <https://doi.org/10.14411/fp.2016.022>
4. Hembram, A., Panda, M.R., Mohanty, B.N., Pradhan, C.R., Dehuri, M., Sahu, A., & Behera, M. (2015). Prevalence of gastrointestinal helminths in Banaraja fowls reared in semi-intensive system of management in Mayurbhanj district of Odisha. *Veterinary World*, 8(6): 723–726. [doi: 10.14202/vetworld.2015.723-726](https://doi.org/10.14202/vetworld.2015.723-726)

5. Liebhart, D., Ganas, P., Sulejmanovic, T., & Hess, M. (2017). Histomonosis in poultry: previous and current strategies for prevention and therapy. *Avian Pathol*, 46: 1–18
<https://doi.org/10.1080/03079457.2016.1229458>
6. McDougald, L.R., & Fuller, L. (2005). Blackhead disease in turkeys: direct transmission of *Histomonas meleagridis* from bird to bird in a laboratory model. *Avian Dis*, 49(3): 328–331.
<https://doi.org/10.1637/7257-081004R.1>
7. Hafez, H.M., Hauck, R., Gad, W., De, G.K. & Lotfi, A. (2010). Pilot study on the efficacy of paromomycin as a histomonostatic feed additive in turkey poultz experimentally infected with *Histomonas meleagridis*. *Archives of Animal Nutrition*, 64: 77–84.
<https://doi.org/10.1080/17450390903478851>
8. Badparva, E., & Kheirandish, F. (2017). Epidemiology of pathogenic parasite *Histomonas meleagridis* in poultry in Lorestan province, western Iran. *J Parasit Dis*, 41(4): 1040–1043.
<https://doi.org/10.1007/s12639-017-0931-5>
9. Bogach, M.V. (2015). Distribution and seasonal dynamics of poultry protozoasis in farms in the south of Ukraine. *Ветеринарна медицина*, 100: 164–166.
http://www.jvm.kharkov.ua/sbornik/100/8_43.pdf
10. Callait-Cardinal, M.P., Gilot Fromont, E., Chossat, L., Gonthier, A., Chauve, C. & Zenner, L. (2010). Flock management and histomoniasis in free-range turkeys in France: description and search for potential risk factors. *Epidemiology and Infection*, 138(3): 353–363.
<https://doi.org/10.1017/S0950268809990562>

UDC 636.082: 57.086.13

CRYOTOLERANCE OF SPERMATOOZOA VARIES ACCORDING TO THE BREED OF GOAT

Bogdaniuk A.O., PhD student, Institute for Problems of Cryobiology and Cryomedicine of the National Academy of Sciences of Ukraine, Kharkiv, Ukraine; director, LLC «Institute of Contemporary Veterinary Technologies», Cherevkiy, Ukraine

ORCID: <https://orcid.org/0000-0003-1184-5431>

Petrushko M.P., Doctor of Biological Science, Professor, Institute for Problems of Cryobiology and Cryomedicine of the National Academy of Sciences of Ukraine, Kharkiv, Ukraine

ORCID: <https://orcid.org/0000-0001-8331-5419>

Garkavii V.V., AE «Tetiana 2011», Cherevkiy, Ukraine

Cryopreservation of spermatozoa is widely used as an assisted reproductive technique for livestock species as it allows to make animal reproduction more efficient. Although it is known that cryotolerance of spermatozoa depends on the species-specific features, such as size, shape, and lipid composition of membranes, difference between the breeds of one species could also influence on the result of cryopreservation. Thus, the aim of our research was to compare cryotolerance of spermatozoa of Saanen and Alpine goat breeds.

Ejaculates of 4 mature Saanen (n=48) and 3 mature Alpine bucks (n=36) were obtained during breeding season (September–November) on a farm in Kyiv region, Ukraine. Spermatozoa were extracted from ejaculate by centrifugation 10 min at 200g then diluted with HEPES based media supplemented with 10% glycerol and 20% egg yolk to achieve the final concentration of 200×10^6 spermatozoa / mL. Extended suspension of spermatozoa was equilibrated 15 min at room temperature (25°C), loaded into 0,25 mL straws, equilibrated 2h at 5°C, placed horizontally 4 cm above liquid nitrogen for 15 min and plunged into liquid nitrogen. Thawing was performed on a water bath at 37 °C for 30 sec. Cryoprotectant was removed by centrifugation at 200g for 5 min with 2 mL washing media. Motility, viability, and morphological abnormalities of spermatozoa were evaluated before and after cryopreservation.