

Розділ 8 ТВАРИННИЦТВО

УДК 577.1:636.32/38:677.31:677.019.381

ЕСТЕРИ ХОЛЕСТЕРОЛУ ВОВНИ ОВЕЦЬ ЗА ВПЛИВУ БІОДЕСТРУКЦІЇ МІКРООРГАНІЗМАМИ РУНА

В. Ткачук, д. с.-г. н.

ORCID ID: 0000-0001-6392-4241

Н. Огородник, д. вет. н.

ORCID ID: 0000-0002-7428-9973

Н. Мотько, к. с.-г. н.

ORCID ID: 0000-0003-3103-1056

С. Павкович, к. с.-г. н.

ORCID ID: 0000-0002-0844-3071

М. Рацький, к. с.-г. н.

ORCID ID: 0009-0004-6368-1664

Р. Козак, к. с.-г. н.

ORCID ID: 0009-0003-1619-8672

І. Дудар, к. с.-г. н.

ORCID ID: 0000-0002-4467-9946

Львівський національний університет природокористування

<https://doi.org/10.31734/agronomy2025.29.191>

Ткачук В., Огородник Н., Мотько Н., Павкович С., Рацький М., Козак Р., Дудар І. Естери холестеролу вовни овець за впливу біодеструкції мікроорганізмами руна

Зауважено, що руно овець – ідеальне середовище для росту та розвитку мікрофлори, оскільки забезпечує оптимальні умови для її життєдіяльності, зокрема тепло, повітря, вологу, а також як субстрат – жиропіт та сам кератин вовни. Досліджено естери холестеролу поверхневих та внутрішніх ліпідів вовни овець за впливу біодеструкції мікроорганізмами. Об'єктом досліджень слугували зразки пошкодженої вовни вівцематок асканійської тонкорунної породи із високим мікробіологічним обсіменінням, а контролем – неушкоджена вовна з низьким рівнем мікробного забруднення. Поверхневі ліпіди (віск) отримували шляхом екстракції в апараті Сокслета тетраклорметаном, вільні внутрішні ліпіди – повторною екстракцією суміші хлороформ – метанолу (2 : 1), зв'язані внутрішні ліпіди – після попереднього лужного гідролізу. Естери холестеролу розділяли у системі н-гептан – толуол (8 : 2), які представлені у поверхневих ліпідах шістьма класами, а у внутрішніх ліпідах вовни – чотирма. Встановлено, що у нормальній за станом вовні у холестеролі воску міститься 41,39 % естерів насичених кислот, а у пошкодженій вовні їхня кількість знижується і становить 36,13 % ($P < 0,001$). Кількість ненасичених ефірів холестеролу, навпаки, зростає, особливо щодо триєнових 5,83 проти 4,53 % ($P < 0,05$) та тетраєнових 5,91 проти 4,81 % ($P < 0,05$) ефірів. У вільних внутрішніх ліпідах пошкодженої вовни міститься нижчий вміст естерів насичених ($P < 0,001$), і вищий – ді-, три-, і тетраєнових ($P < 0,05$) та інших полієнових ($P < 0,001$) кислот. Естерифікований холестерол зв'язаних внутрішніх ліпідів дефектної вовни містить меншу кількість естерів мононенасичених кислот – 15,13 % ($P < 0,05$) порівняно з 17,58 % у нормальній за станом вовні. Натомість у пошкодженій вовні є більша кількість ді-, три-, і тетраєнових ($P < 0,05$) та інших полієнових ($P < 0,01$) естерів. Такі зміни вказують на гідролітичні процеси, що відбуваються у середовищі жиропоту та внутрішніх ліпідах вовни, які в підсумку можуть мати негативний вплив на структуру вовняних волокон і, передусім, їхній кутикулярний шар.

Ключові слова: вівці, вовна, мікрофлора, жиропіт, віск, внутрішні ліпіди вовни, жирні кислоти.

Tkachuk V., Ohorodnyk N., Motko N., Pavkovych S., Ratskyi M., Kozak R., Dudar I. Cholesterol esters of sheep wool under the influence of biodegradation by fleece microorganisms

Sheep fleece is an ideal environment for the growth and development of microflora, as it provides optimal conditions – heat, air, moisture, and also serves as a substrate – grease and keratin of the wool itself. In this regard, cholesterol esters of surface and internal lipids of sheep wool under the influence of biodegradation by microorganisms were studied. The research focused on damaged wool samples from Ascanian fine-wool ewes with high microbial contamination, while the control group consisted of undamaged wool with low microbial levels. Surface lipids (wax) were obtained by extraction in a Soxhlet

apparatus with tetrachloromethane, free internal lipids were obtained through repeated extraction with a chloroform–methanol mixture (2:1), and bound internal lipids were obtained after prior alkaline hydrolysis. Cholesterol esters were separated in the n-heptane–toluene (8:2) system, being represented by six classes in surface lipids and four classes in internal wool lipids. It was found that the cholesterol of the wax of damaged wool is characterized by a lower content of esters of saturated acids – 36.13 % ($P < 0.001$), compared with 41.39 % in wool in normal condition; and a higher content of unsaturated and, especially, trienoic acids – 5.83 vs. 4.53 % ($P < 0.05$) and tetraenoic acids – 5.91 vs. 4.81 % ($P < 0.05$). The free internal lipids of damaged wool contain a lower content of saturated acid esters ($P < 0.001$), and a higher content of di-, tri-, and tetraenoic ($P < 0.05$) and other polyenoic ($P < 0.001$) acids. The esterified cholesterol of the bound internal lipids of defective wool contains a smaller amount of saturated esters and, especially, monounsaturated acids 15.13 % ($P < 0.05$), compared to 17.58 % in wool in normal condition. In contrast, in damaged wool there is a larger amount of di-, tri-, and tetraenoic ($P < 0.05$) and other polyenoic ($P < 0.01$) esters. Such changes indicate the presence of hydrolytic processes occurring in the environment of the grease and internal lipids of the wool, which ultimately can have a negative effect on the structure of wool fibers and, above all, their cuticular layer.

Keywords: sheep, wool, microflora, grease, wax, internal lipids of wool, fatty acids.

Постановка проблеми. Ідеальне середовище для росту та розвитку різних видів мікроорганізмів – руно овець, оскільки обов'язковою умовою для забезпечення їхньої життєдіяльності є одночасна наявність вільної вологості, повітря та тепла. Використовуючи у процесі своєї життєдіяльності у якості субстрату як середовище руна, тобто його жиропіт і сам кератин, мікрофлора призводить до пошкодження структури волоса, а в окремих випадках і до повної його деградації. Саме мікробіологічне пошкодження волокон – найпоширеніша вада вовняної сировини [11].

Аналіз останніх досліджень і публікацій. Поверхня вовняного волокна завжди заселена епіфітною мікрофлорою, тобто специфічними, властивими лише цьому волокну бактеріями. Кількісний та видовий склад мікрофлори руна непостійний і представлений видами, які властиві для гною, ґрунту та перегниваючих рослинних залишків. Ці бактерії виділяють протеолітичні ензими, зокрема пепсин [23], під дією яких кератин вовни зазнає гідролітичних процесів, розпадаючись при цьому до окремих амінокислот [3; 19].

Деградація структури волокна починається з поверхневого, тобто кутикулярного шару. Спершу відбувається ерозія поверхні волоса, яка в подальшому призводить до руйнування міжклітинної речовини та відшарування кортикальних лусочок. Це призводить до оголення стрижня волоса і, як результат, до пошкодження клітин кортексу, відтак – до повного розпаду волокна [20]. Пошкодження вовни мікроорганізмами може відбуватися як безпосередньо на вівці, так і при її зберіганні за несприятливих умов [6].

Окрім пошкодження структури волокна, певні види бактерій та грибів знижують його якість тим, що забарвлюють вовну в червоний, синій, бруднозелений, а іноді жовтий колір, що не змивається ні водою, ні мийними засобами [9].

Вовна пошкоджується під дією як бактерій, так і грибів. Останні, використовуючи жиропіт як поживне середовище, створюють умови для подальшої життєдіяльності бактерій, а також можуть механічно руйнувати структуру волокна за рахунок розростання гіф міцелію [12].

Життєдіяльність мікрофлори на вівці відбувається у середовищі жиропоту, який, з одного боку, може бути субстратом для її живлення, а з іншого – захищати волос за рахунок специфічного ліпідного, і особливо, жирнокислотного складу воску [22].

Вовняний волос на 96 % представлений кератином. Однак у його структурі міститься також незначна кількість ліпідів, як у вільному стані, так і зв'язані з протеїном, їхня кількість може коливатися у межах 2–3 % [15]. Локалізовані вони не рівномірно в усіх структурних одиницях волокна – у кутикулі [4], кортексі [17], клітинно-мембранних комплексах [5], а за останніми даними – і в серцевині [25].

Внутрішні ліпіди вовни суттєво різняться від поверхневих, тобто воску, та ліпідів шкіри, оскільки не походять із сальних залоз. Внутрішні ліпіди мають визначальний вплив на формування поверхневих властивостей вовни та її здатності до захисту від дії зовнішніх негативних чинників [24]. Вони складаються з холестеролу, жирних кислот, холестерол сульфату, а також керамідів, подібних до тих, що знайдені у роговому шарі епідермісу [26], і виконують таку ж функцію, тобто відповідають за гідрофобні властивості волокна [21].

Жирнокислотний склад ліпідів вовни представлений переважно пальмітиною, стеариною та олеїною кислотами [13]. У вільних внутрішніх ліпідах на їхню частку припадає до 60 %, натомість у складі зв'язаних ліпідів до 40 % припадає на 18-метилейкозанову кислоту [1], яка за допомогою тіоефірних зв'язків зв'язує ліпіди з протеїнами зовнішньої частини кутикули і є частиною гідрофобної ліпідної поверхні волоса [7; 10].

Постановка завдання. Наше завдання – вивчити естери холестеролу поверхневих та внутрішніх ліпідів вовни овець за впливу біодеструкції мікроорганізмами руна.

Виклад основного матеріалу. Об'єктом досліджень слугувала вовна вівцематок асканійської тонкорунної породи овець, які належали Інституту тваринництва степових районів ім. М.Ф.Іванова «Асканія Нова». Усі тварини перебували за однакових умов утримання та годівлі. Для досліджень використовували зразки вовни, які відбирали з руна, після весняної стрижки овець. Відібрані зразки розділяли на нормальну за станом вовну, й таку, яка мала візуальні ознаки пошкодження та дефектів. Підтверджували пошкодження, або непошкодження вовни, за допомогою сканувальної електронної мікроскопії. Після чого з усіх зразків виділяли мікроорганізми. Для подальших досліджень використовували відібрані зразки деструктивної вовни, яка мала найбільше мікробіологічне обсіменіння. Контролем слугували зразки неушкодженої вовни із низьким рівнем мікробного забруднення [28].

Для отримання вовнового жиру (воску) вовну екстрагували в апараті Сокслета тетрачлорметаном упродовж п'яти годин. Для одержання вільних внутрішніх ліпідів зразки вовни повторно екстрагували сумішшю хлороформ – метанолу (2 : 1), в апараті Сокслета протягом п'яти годин. Зв'язані внутрішні ліпіди отримували після попереднього лужного гідролізу [30]. Для цього зразки вовни, які залишилися після видалення вільних внутрішніх ліпідів, гідролізували шляхом двогодинної обробки за 60 °С в 100 мл 1 М розчину гідроксиду натрію у 90 %-му метанолі. Проби охолоджували і переносили в ділительні воронки. До кожної проби додавали 100 мл хлороформу і 25 мл дистильованої води. Через 12 годин нижній шар хлороформу відбирали, а верхню фазу підкислювали за допомогою 6 М розчину соляної кислоти і проводили повторне екстрагування змішуванням зі 100 мл хлороформу. Після відстоювання відбирали нижній шар хлороформу, додавали його до попередньо одержаного екстракту і висушували випаровуванням. Одержаний осад розчиняли в 10 мл суміші хлороформ-метанолу (2 : 1) і до кожної проби додавали 3 мл 7,5 %-го хлориду калію. Через 24 год. верхню фазу відбирали за допомогою водоструминної помпи, а нижню, яка містила ліпіди, використовували для досліджень.

Отримані в такий спосіб ліпіди досліджували методом тонкошарової хроматографії у системі петролейний ефір-дітиловий ефір (4 : 1) із попереднім насиченням камери парами розчину. Розді-

лення проводили на пластинках «Sorbfil». Після ідентифікації естерифікованого холестеролу силікагель із цією ліпідною фракцією зіскрябували з пластинок у пробірки. В останні вносили по 5 мл хлороформ-метанолової суміші (2 : 1) і залишали для екстракції на 24 год. Після цього екстракційну суміш фільтрували у чисті бюкси. Отримані естери холестеролу наносили на силікагелеві пластинки і розділяли в системі *n*-гептан – толуол (8 : 2) без попереднього насичення камери парами розчину. Розділення у цій системі розчинників проводили тричі. Після кожного розділення хроматограми висушували за кімнатної температури. Проявляли хроматограми у парах йоду. Ідентифікацію окремих класів ліпідів проводили порівнянням хроматограми досліджуваних зразків із хроматограмою, на яку були нанесені свідки, та за літературними даними порівнюючи *r_f*-значення. Вміст окремих ліпідних компонентів розраховували математично і виражали у відсотках [27].

Аналіз отриманих експериментальних даних проводили біометрично за допомогою програми Statistica 7.0 (StatSoft Inc., США). Порівнювали групи овець із нормальною та пошкодженою вовною дисперсним аналізом ANOVA з подальшим визначенням відмінностей, які вважали статистично значущими при $P \leq 0,05$; $P \leq 0,01$; $P \leq 0,001$.

Відомо, що жиропіт вовни відіграє важливу роль у збереженні нативних властивостей вовняних волокон. Власне цю функцію виконує секрет сальних залоз, тобто віск (ланолін), який захищає руно овець від дії негативних факторів навколишнього середовища, зокрема потрапляння вологи [18], і залежить це, згідно з дослідженнями [16], передусім від його ліпідного складу, тобто від співвідношення між окремими класами ліпідів. У зв'язку з цим ми дослідили ліпідний склад естерів холестеролу воску, виділеного з поверхні нормальної за станом вовни, та такої, що зазнала деструктивних змін під дією мікрофлори руна.

Із даних рис. 1 бачимо імовірно нижчу кількість у холестеролі воску пошкодженої вовни, естерів насичених кислот – 36,13 %, порівняно з 41,39 % у нормальній за станом вовні ($P < 0,001$). Це зниження відбувається за рахунок збільшення естерів усіх ненасичених кислот, а особливо триєнових та тетраєнових, кількість яких вірогідно зростає з 4,53 до 5,83 ($P < 0,05$) та з 4,81 до 5,91 ($P < 0,05$) відповідно. Ці зміни вказують на негативну дію мікрофлори руна на захисні властивості жиропоту, оскільки, як відомо, значна кількість ненасичених кислот робить молекулу більш сприйнятливою до перекисного окиснення, на чому, зокрема, наголошують Cao et al. [2].



Рис. 1. Вміст і склад естерів холестеролу воску нормальної та пошкодженої мікроорганізмами вовни

Примітка: тут і надалі статистично вірогідні різниці:

* – $P < 0,05$;

** – $P < 0,01$;

*** – $P < 0,01$

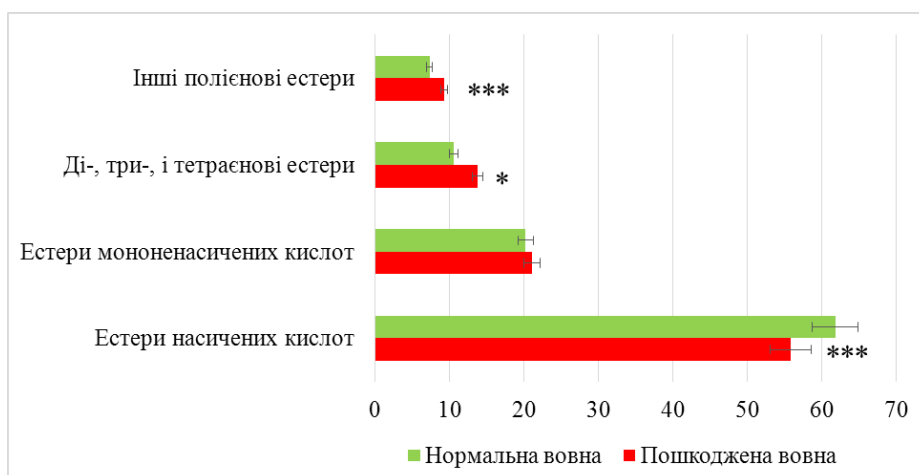


Рис. 2. Вміст і склад естерів холестеролу вільних внутрішніх ліпідів нормальної та пошкодженої мікроорганізмами вовни



Рис. 3. Вміст і склад естерів холестеролу зв'язаних внутрішніх ліпідів нормальної та пошкодженої мікроорганізмами вовни

Як відомо, з вовняного волокна можна виділити два види структурних ліпідів – вільні та зв'язані. Близько 1% з них можна виділити без попереднього лужного гідролізу, це так звані вільні внутрішні ліпіди. Зв'язані ж ліпіди виділяються лише за допомогою лужного гідролізу, і кількість їх може сягати до 1,5–2% [8]. За даними Inostroza et al. [14] кількість насичених жирних кислот у вовні овець становить близько 66%, а ненасичених – 34%.

Раніше ми показали [28], що процеси пошкодження вовни мікроорганізмами супроводжуються гідролізом її ліпідних компонентів, зокрема естерів холестеролу. До того ж, це стосується як вільних, так і зв'язаних форм ліпідів. Із даних рис. 3 бачимо, що естерифікований холестерол зв'язаних внутрішніх ліпідів пошкодженої вовни містить меншу кількість естерів насичених і, особливо, мононенасичених кислот – 15,13% ($P < 0,05$) порівняно з 17,58% у нормальній за станом вовні. Натомість дефектна вовна характерна більшою кількістю ді-, три-, і тетраєнових ($P < 0,05$) та інших полієнових ($P < 0,01$) естерів. З огляду на це нагадаємо, що за даними Vikash et al. [29] певні види мікроорганізмів, володіючи ліполітичною активністю, можуть гідролізувати внутрішні ліпіди волоса.

Висновки. Збільшення окремих видів мікроорганізмів у руні овець супроводжується гідролізом деяких ліпідних компонентів воску, що в підсумку може призводити до погіршення його захисних властивостей. Зокрема в естерифікованому холестеролі знижується рівень естерів насичених кислот ($P < 0,001$), за рахунок збільшення всіх ненасичених, а особливо триєнових ($P < 0,05$) та тетраєнових ($P < 0,05$) кислот. Життєдіяльність мікрофлори також призводить до змін у внутрішніх ліпідах вовни. Зокрема у складі вільних внутрішніх ліпідів зауважено вірогідно нижчий уміст естерів насичених кислот ($P < 0,001$), і вищий – ді-, три-, й тетраєнових ($P < 0,05$) та інших полієнових естерів ($P < 0,001$). У зв'язаних внутрішніх ліпідах пошкодженої вовни міститься вірогідно менша кількість мононенасичених кислот ($P < 0,05$), але вища – ді-, три-, й тетраєнових ($P < 0,05$) та інших полієнових ($P < 0,01$) естерів холестеролу. Такі зміни можуть призводити до порушення самої структури вовняних волокон і, насамперед, їх кутикулярного шару.

Бібліографічний список

1. Braz P. R. L., Chaves de R. C., Lopes de N. M. S. What is the Importance of 18-methylechosoanoic acid in hair care? *Revista Faz Ciencia*. 2023. No 25 (41). P. 89–102. DOI: 10.48075/rfc.v25i41.30594
2. Cao H., Xiong S. F., Dong L. L., Dai Z. T. Study on the mechanism of lipid peroxidation induced by carbonate radicals. *Molecules*. 2024. No 29 (5). P. 1125. DOI: 10.3390/molecules29051125
3. Chilakamaray C. R., Mahmood S., Safe S. N., Arifn M. A., Gupta A., Sikkandar M. Y., Begum S. S., Narasaiah B. Extraction and application of keratin from natural resources: a review. *3 Biotech*. 2021. No 11. P. 220. DOI: 10.1007/s13205-021-02734-7
4. Coderch L., Lorenzo di R., Mussone M., Alonso C., Marti M. The role of lipids in the process of hair ageing. *Cosmetics*. 2022. No 9 (6). P. 124. DOI: 10.3390/cosmetics9060124
5. Coderch L., Alonso C., Garcia M. N., Perez L., Marti M. Hair lipid structure: effect of surfactants. *Cosmetics*. 2023. No 10 (4). P. 107. DOI: 10.3390/cosmetics10040107
6. Colditz I., Vuocolo T., Denman S., Ingham A., Wijffels G., James P., Tellam R. Fleece rot in sheep: a review of pathogenesis, aetiology, resistance and vaccines. *Animal Production Science*. 2022. No 62 (3). P. 201–215. DOI: 10.1071/AN21118
7. Cozzolino S., Gutfreund P., Vorobiev A., Devishvili A., Greaves A., Nelson A., Yepuri N., Luengo G. S., Rutland M. W. Mimicking the hair surface for neutron reflectometry. *Soft Matter*. 2024. No 20 (38). P. 7634–7645. DOI: 10.1039/d4sm00784k
8. Das D., Das S. Wool structure and morphology. In: Seiko, J., Sabu, T. (eds). *Wool fiber reinforced polymer composites*. Elsevier Ltd, Amsterdam, Netherlands, 2022. 13–32 pp. DOI: 10.1016/B978-0-12-824056-4.00013-3
9. Denman S., Tellam R., Vuocolo T., Ingham A., Wijffels G., James P., Colditz I. Fleece rot and dermatophilosis (lumpy wool) in sheep: opportunities and challenges for new vaccines. *Animal Production Science*. 2022. No 62 (4). P. 301–320. DOI: 10.1071/AN21118
10. El-Fiky A. F., Khalil E. M., Mowafi S., Zaki R. A., El-Sayed H. A. Novel approach towards removal of lipid barrier from wool fibers' surface using thermophilic lipase. *Journal of Natural Fibers*. 2021. No 1 (14). P. 9471–9485. DOI: 10.1080/15440478.2021.1982835
11. Ghimis S. B., Mirt A. L., Vlaicu A., Zaharia E., Bomboş M. M., Vasilievici G. Impregnated sheep wool fibers with an antimicrobial effect. *Chemistry Proceedings*. 2023. No 13 (1). DOI: 10.3390/chemproc2023013001
12. Harmsen P. Biological degradation of textiles and the relevance to textile recycling. Netherlands: Wageningen Food & Biobased Research, 2021. 21 p.
13. Havryliak V. V., Tkachuk V. M. Fatty acid composition of structural lipids of normal and abnormal wool fibres. *The Ukrainian Biochemical Journal*. 2012. No 84 (5). P. 106–111.
14. Inostroza K., Larama G., Bravo S., Diaz M., Sepulveda N. Utilization of wool integral lipids to determine milk fat content in suffolk down ewes. *Applied Sciences*. 2022. No 12 (3). P. 1046. DOI: 10.3390/app12031046
15. Inostroza K., Larama G., Parra de la M. D. M., Bravo S., Rodriguez R., Guerrero A., Cancino-Baier D. Saturated fatty acids in wool as markers related to

intramuscular fat content in lambs. *Animals*. 2024. No 14 (19). P. 2822. DOI: 10.3390/ani14192822

16. Johnson H., Norman T., Adler B. L., Yu J. D. Lanolin: the 2023 American contact dermatitis society allergen of the year. *Cutis*. 2023. No 112 (2). P. 78–81. DOI: 10.12788/cutis.0825

17. Kaneta D., Goto M., Hagihara M., Leproux P., Couderc V., Egawa M., Kano H. Visualizing intra-medulla lipids in human hair using ultra-multiplex CARS, SHG, and THG microscopy. *Analyst*. 2021. No 146. P. 1163–1168. DOI: 10.1039/D0AN01880E

18. Lis K. Hypersensitivity to lanolin: an old–new problem. *Life*. 2024. No 14 (12). P. 1553. DOI: 10.3390/life14121553

19. Liu Y., Liu J., Xiao J. Enzymatic crosslinking of amino acids improves the repair effect of keratin on hair fibre. *Polymers (Basel)*. 2023. No 15 (9). P. 2210. DOI: 10.3390/polym15092210

20. Meng X., Nan Q., Zeng Q., Zhang J., Liu S., Tan L., Zheng Z., Wang X., Li G. Antibacterial and mothproofing wool fabrics modified by M-Arg/PHMG and ZnO. *Applied Surface Science*. 2025. No 680. 161341. DOI: 10.1016/j.apsusc.2024.161341

21. Mijaljica D., Townley J. P., Spada F., Harrison I. P. The heterogeneity and complexity of skin surface lipids in human skin health and disease. *Progress in Lipid Research*. 2024. No 93. 101264. DOI: 10.1016/j.plipres.2023.101264

22. Molik E., Zapletal P., Pustkowiak H., Kamińska D. Effect of day length on fatty acid content of sheep wool fat. *Roczniki Naukowe Zootechniki*. 2023. No 50 (1). P. 105–113. DOI: 10.58146/qtew-9a30

23. Sanders D., Grunden A., Dunn R. R. A review of clothing microbiology: the history of clothing and the role of microbes in textiles. *Biology Letters*. 2021. No 17 (1). 20200700. DOI: 10.1098/rsbl.2020.0700

24. Sanders J. M., Coscia B. J., Fonari A., Misra M., Mileo P. G. M., Giesen D. J., Browning A. R., Halls M. D. Exploring the effects of wetting and free fatty acid deposition on an atomistic hair fiber surface model incorporating keratin-associated protein 5–1. *Langmuir*. 2023. No 39 (15). P. 5263–5274. DOI: 10.1021/acs.langmuir.2c03063

25. Sandt C., Borondics F. A new typology of human hair medullas based on lipid composition analysis by synchrotron FTIR microspectroscopy. *Analyst*. 2021. No 146. P. 3942–3954. DOI: 10.1039/d1an00695a

26. Stapai P. V., Stakhiv N. P., Tkachuk V. M., Smolianinova O. O. The relationship between structural lipids of sheep wool with its individual macrostructural components, chemical composition and physical indicators. *Biol. Tvarin*. 2021. No 23 (1). P. 38–43. DOI: 10.15407/animbiol23.01.038

27. Szalay de S., Wertz P. W. Protective barriers provided by the epidermis. *International Journal of Molecular Sciences*. 2023. No 24 (4). P. 3145. DOI: 10.3390/ijms24043145

28. Ткачук В. М., Стапай П. В. Дослідження воску жиропоту і ліпідів вовни овець: методичні рекомендації. Львів, 2011. 24 с.

29. Tkachuk V. M., Stapay P. V., Ohorodnyk N. Z., Motko N. R. Internal lipids and their fatty acids composition in a sheep wool fiber under biodestruction with fleece microorganisms. *The Ukrainian Biochemical Journal*. 2024. No 96 (3). P. 98–108. DOI: 10.15407/ubj96.03.097

30. Vikash V. L., Kamini N. R., Ponesakki G., Anandasadagopan S. K. Microbial disintegration of wool: An effective and sustainable approach for keratin extraction. *International Journal of Biological Macromolecules*. 2025. No 290. 138806. DOI: 10.1016/j.ijbiomac.2024.138806

31. Wertz P. W., Downing T. D. Integral lipids of human hair. *Lipids*. 1988. No 23 (9). P. 878–881. DOI: 10.1007/BF02536208

Стаття надійшла 10.01.2025