

ОЛЬХОВИЧ О.П., ПАНЮТА О.О., БЕЛАВА В.Н.

ННЦ Інститут біології та медицини,
Київський національний університет ім. Тараса Шевченка,
вул. Володимирська 64/13, Київ 01601, Україна

Адреса для листування: oolga2005@ukr.net

КУЛЬТУРИ ЗЕЛЕНИХ ВОДОРОСТЕЙ (*CHLOROPHYTA*) ПОТЕНЦІЙНО ЦІННІ ДЛЯ БІОТЕХНОЛОГІЇ

Реферат. Здійснено порівняльну оцінку чотирьох видів зелених мікроводоростей (*Ankistrodesmus braunii* (Nägeli) Lemmerm, *Chlamidomonas reinhardii* Dang, *Chlorella vulgaris* Beijer. та *Halochlorella rubescens* P.J.L.Dang) за вмістом білка, амінокислот, хлорофілів *a* та *b*, каротиноїдів, сульфоліпиду та ацилкарнітинів. Вміст потенційно цінних для біотехнології речовин становив: білків (19,17–28,33 мг/г сухої речовини), амінокислот (174,4–374,32 мкМ/г), незамінних амінокислот (34,88–77,52 мкМ/г), ацилкарнітинів (0,91–1,62 мкМ/г), сульфоліпиду (0,8–3,83 мг/г), хлорофілів *a* та *b* (5,86–24,57 мг/г) та каротиноїдів (1,18–2,4 мг/г). Вміст амінокислот: у *A. braunii* 374,32 мкМ/г сухої речовини, у *H. rubescens* та *C. vulgaris*, відповідно, 289,22 та 274,97 мкМ/г, у *C. reinhardii* 174,4 мкМ/г. Вміст п'яти незамінних амінокислот (валіну, лейцину, метіоніну, триптофану та фенілаланіну) був найбільшим у *H. rubescens* (77,52 мкМ/г сухої речовини), в 1,5 раза меншим у *A. braunii*, в 1,9 раза меншим у *C. vulgaris* та в 2,2 раза меншим у *C. reinhardii*. Загальний вміст 15 ацилкарнітинів був приблизно в 1,5 раза більшим у *A. braunii* та *C. vulgaris*, ніж у *C. reinhardii* та *H. rubescens*. Вміст сульфоліпиду був найбільшим у *A. braunii* (3,83 мг/г сухої речовини), майже вдвічі меншим у *C. vulgaris* та в 4,5 раза меншим у *C. reinhardii* та *H. rubescens*. Загальний вміст хлорофілів *a* та *b* був найбільшим у *C. reinhardii* (24,57 мг/г сухої речовини), а каротиноїдів — у *A. braunii* (2,4 мг/г).

Ключові слова: *Chlorophyta*, біотехнологія водоростей, амінокислоти, білок, хлорофіл, каротиноїди, сульфоліпід, ацилкарнітини, харчова біомаса

Надійшла до редакції 04.12.2025. Після доопрацювання 16.03.2026. Опублікована 20.06.2026

Ц и т у в а н н я . Ольхович О.П., Панюта О.О., Белава В.Н. 2026. Культури зелених водоростей (*Chlorophyta*) потенційно цінні для біотехнології. *Альгологія*. 36(2): 67–87.

<https://doi.org/10.15407/alg36.02.067>

This is open access article under the CC BY license (<https://creativecommons.org/licenses/by/4.0/>)

© Інститут ботаніки ім. М.Г. Холодного НАН України, 2026

© Видавець ВД «Академперіодика» НАН України, 2026

Вступ

Значний попит на натуральні функціональні продукти харчування потенційно збільшив цінність мікроводоростей як альтернативної сировини для отримання повноцінного білка та дієтичних добавок (Priyadarshani, Rath, 2012; Jerney, Spilling 2018; Ru et al., 2020). Високий вміст білка, ліпідів, жирних кислот, пігментів, вітамінів і мінералів робить їх ідеальними інгредієнтами для функціональних харчових продуктів та повноцінною альтернативою традиційним білкам тваринного походження (Sakevich, 1998; Tsarenko, 2011; Nova et al. ; 2020; Ru et al., 2020).

Серед найбільш біотехнологічно значущих мікроводоростей є представники відділу *Chlorophyta*: *Chlorella vulgaris*, *Haematococcus pluvialis* та *Dunaliella salina*, які широко впроваджуються в комерційну сферу та використовуються як харчові добавки (Priyadarshani, Rath, 2012).

Зелені мікроводорості за відповідних умов культивування можуть містити високий відсоток білка (до 70% сухої речовини) (Metsoviti et al., 2020). Комплексний аналіз та дослідження харчової цінності білка цих водоростей довели, що він є високоякісним і за складом подібним до звичайних рослинних білків (Becker, 2007; Bermejo et al., 2021). Білок водоростей має збалансований амінокислотний склад, який часто відповідає або близький до рекомендацій Продовольчої та сільськогосподарської організації Об'єднаних Націй та Всесвітньої організації охорони здоров'я. Зелені водорості також є гарним джерелом ліпідів та поліненасичених жирних кислот, включаючи цінні омега-3 жирні кислоти (ейкозапентаєнову та докозагексаєнову) (Torres-Tijí et al., 2020), які є важливими для здорового харчування людини. Ще найбільш затребуваними та цінними метаболітами, що виробляють водорості, є фотосинтетичні пігменти, такі як хлорофіли та каротиноїди (наприклад, β -каротин, лютеїн і лікопін). Вони виступають потужними антиоксидантами (Fernández-Sevilla et al., 2010). Зелені мікроводорості також є багатим джерелом вітамінів та мінералів (Fox, Zimba, 2018).

Важливим аспектом для використання водоростей в якості продуктів харчування є їхня потенційна безпека для споживачів (Grobbelaar, 2003). Стосовно зелених мікроводоростей, відсутні дані щодо наявності в їхній біомасі алкотоксинів, які можуть спричинити отруєння, отже вони є цілком придатними для харчування людини. Існуючий досвід безпечного використання зелених мікроводоростей у харчових продуктах надає їм перевагу відносно інших груп водоростей.

Дослідження цих водоростей зосереджені на оптимізації умов культивування для отримання максимального вмісту білка, ліпідів,

пігментів та інших компонентів (Breuer et al., 2013; Mingyang et al., 2017). Зважаючи на велике різноманіття *Chlorophyta*, які мають різну спроможність до синтезу цінних метаболітів, дослідження щодо отримання високопродуктивних видів продуцентів різних цінних метаболітів є важливими.

Метою роботи був пошук серед видів зелених мікробіодоростей ефективних продуцентів потенційно цінних для біотехнології речовин.

Для цього необхідно було визначити вміст білка, амінокислот, ацилкарнітинів, сульфоліпиду та пігментів (хлорофілу *a* і *b*, каротиноїдів) у чотирьох видів *Chlorophyta*, вирощених у закритих фотобіореакторах, та провести порівняльний аналіз за цими показниками для з'ясування придатності та перспективності їхнього використання в промисловій біотехнології.

Матеріали та методи

Об'єктом досліджень слугували прісноводні водорості *Ankistrodesmus braunii* (Nägeli) Lemmerm (SAG 202-7d) та *Chlorella vulgaris* Beijer (SAG 211-11s), морська помірно галофільна водорість *Halochlorella rubescens* P.J.L.Dang (SAG 5.95) та *Chlamydomonas reinhardtii* CC-124 дикого штаму [137c], отриманого Смітом та ізольованого в 1945 г. Амхерстом. Цей штам вважають еквівалентним штаму 11/32d із Центральної колекції культур водоростей та найпростіших. Всі водорості отримані з колекції відділу біотехнології Інституту переробки зерна (м. Нутеталь, Німеччина).

Культивування водоростей здійснювали в закритих лабораторних фотобіореакторах об'ємом 100 дм³. Поживним середовищем для культивування усіх видів водоростей було середовище Тамія (Algae..., 1989).

Мікробіодорості вирощували за температури 20–24 °C, pH 7, освітлення ~ 100 μmol квантів м²/с в режимі 15 год світла та 9 год темряви. Біомасу для дослідження відбирали на 21-й день після початку культивування (на експоненційній фазі росту), далі її наносили тонким шаром на поліетилен та висушували теплим повітрям упродовж 3–4 год за температури не вище 60 °C (не допускаючи потрапляння прямих сонячних променів) до повітряно-сухого стану.

Вміст білка визначали колориметричним біуретовим методом (Gornall et al., 1949). Весь матеріал, що залишився на фільтрі із наважки повітряно-сухої біомаси водоростей (0,1 г) після процедури відмивання ацетоном, переносили в пробірку та додавали 4 см³ 2,5%-ної трихлороцтової кислоти. Після центрифугування впродовж 5 хв при 5000 об супернатант видаляли, всю процедуру повторювали. Потім аналогічний процес проводили з

використанням 5 см³ дистильованої води, додавали 5 см³ 0,05 н NaOH у пробірку, де містився сухий матеріал, і центрифугували. Після закінчення центрифугування відбирали 3 см³ розчину з верхньої фракції та змішували з 0,5 см³ біуретового реактиву (20 г NaOH розчиняли в 0,5 дм³ води, додавали 22 г KNaC₄H₄O₆ · 4H₂O, 7,5 г CuSO₄ та 12,5 г KI). Оптичну щільність вимірювали при довжині хвилі 550 нм на спектрофотометрі Shimadzu UV-1800.

Вміст амінокислот та ацилкарнітинів визначали методом тандемної мас-спектрометрії (Mikhaилоva et al., 2004) за допомогою мас-спектрометра AB Sciex 2000 з автосамплером Ultimate 3000 (Dionex). Для аналізу використовували диск діаметром 3 мм. До кожної проби (20 мм³ екстракту) додавали внутрішній стандарт (суміш мічених дейтерієм амінокислот або ацилкарнітинів з відомими концентраціями) в кількості 200 мм³ на зразок. Після інкубації з внутрішнім стандартом зразки висушували та проводили дериватизацію за допомогою 3 н розчину бутанол/HCl. Після висушування зразки розчиняли в реконституційному буфері та завантажували в автосамплер Ultimate 3000.

Для розрахунку кількості амінокислот (ацилкарнітинів) у дослідному зразку попередньо на колонку автоматичного аналізатора наносили стандартну суміш з відомою концентрацією кожної амінокислоти (ацилкарнітину). На хроматограмі розраховували площу піку амінокислоти (ацилкарнітину). Кількість мікромоль для кожної амінокислоти (ацилкарнітину) (X_1) вираховували за формулою: $X_1 = S_1/S_0$, де S_1 — площа піку амінокислоти (ацилкарнітину) в досліджуваному зразку; S_0 — площа піку цієї амінокислоти (ацилкарнітину) у розчині стандартної суміші амінокислот (ацилкарнітинів), що відповідає 1 мкмоль кожної амінокислоти (ацилкарнітину).

Кількість амінокислот (ацилкарнітинів) в міліграмах отримували множенням кількості мікромоль певної амінокислоти (ацилкарнітину) на відповідну молекулярну масу. Якісний склад суміші амінокислот (ацилкарнітинів) визначали порівнянням хроматограми дослідного зразка зі стандартною сумішшю амінокислот (ацилкарнітинів) (Ovchynnikov, 1974).

Для визначення сульфоліпіду до ацетонового фільтрату додавали 1 мл розчину гексан/бензолу (4 : 1), 2 мл води та центрифугували при 5000 г протягом 5 хв за кімнатної температури. Після центрифугування до 1 мл розчину, відібраного з нижньої фракції, додавали 1 мл 0,01% азуру (в розчині ацетону) та 2 мл бензолу й знову центрифугували при 5000 г протягом 5 хв за кімнатної температури. Після центрифугування розчин з верхньої фракції відбирали в кювету та вимірювали оптичну щільність при

610 нм. Розрахунок сульфоліпиду проводили за допомогою стандартної кривої за додецилсульфатом натрію за методом Кіна (Keap, 1968).

Для визначення вмісту хлорофілів та каротиноїдів наважку повітряно-сухої біомаси водоростей (0,1 г) гомогенізували з 0,5 г скляного порошку та 0,5 г безводного Na_2SO_4 . Гомогенат переносили в скляну колонку з фільтром, додавали 3 см^3 80%-го ацетону й фільтрували. Екстракт пігментів аналізували на спектрофотометрі Shimadzu UV-1800 за довжини хвиль 440, 649 та 665 нм. Кількісний вміст пігментів розраховували за відповідними формулами:

$$\begin{aligned}C_a &= 11,63D_a - 2,39D_b \\C_g &= 20,11D_b - 5,18D_a \\C_{a+g} &= 6,45D_a + 17,72D_b \\C_{\text{кар}} &= 4,695D_{\text{кар}} - 0,268C_{a+b}\end{aligned}$$

Перерахунок вмісту кожної досліджуваної речовини (білка, амінокислоти, ацилкарнітину, сульфоліпиду, пігменту) на 1 г сухої речовини здійснювали за формулою:

$$A = CV/P \cdot 1000,$$

де A — вміст речовини, мг/г або мкМ/г сухої речовини, C — концентрація речовини, мг/дм³ або мкМ/дм³, V — об'єм витяжки речовини, см³, P — наважка рослинного матеріалу, мг.

Визначення ізолейцину, лізину та треоніну не проводили, оскільки ці амінокислоти за наведеною методикою не ідентифікувалися.

Біологічна повторність дослідів 3-разова, аналітична — 9-разова. У роботі представлені середні дані, відмінності між варіантами дослідів вважали вірогідними при рівні значимості $p \leq 0,05$ за критерієм Стюдента (програмний пакет Microsoft Excel).

Результати та обговорення

Біохімічний аналіз повітряно-сухої біомаси досліджуваних видів зелених мікроводоростей виявив певні відмінності у вмісті основних компонентів.

Оскільки промислово-цінною речовиною в мікроводоростях є білок, що містить повний набір усіх амінокислот, наша увага насамперед була зосереджена на вивченні вмісту білка та його амінокислотного складу.

За літературними даними, такі види, як *Spirulina platensis* та *Chlorella vulgaris*, є найбільш біотехнологічно значущими мікроводоростями для отримання харчового білка. Вони містять від 50% до 70% білка загальної сухої біомаси та всі незамінні амінокислоти, частка яких дорівнює 30–50% загальної кількості амінокислот (Beheshtipour et al., 2013). За кількісними показниками у біомасі цих водоростей із замінних амінокислот переважають глутамат і аспартат (8–12%), а з незамінних — лізин і лейцин (Mosibo et al., 2024). У зелених видів мікроводоростей вміст білка може сильно варіювати в діапазоні 6–58% (Acquah et al., 2020), а профіль і вміст незамінних амінокислот відрізнятися. Наприклад, у *Scenedesmus obliquus* вміст білка дорівнює 50–56% загальної біомаси, а із незамінних амінокислот за вмістом переважають фенілаланін та лейцин, які становлять 30–40% загальної кількості незамінних амінокислот. Причому вміст лейцину перевищує рівень, виявлений у *C. vulgaris*, і в меншій кількості містяться аланін, пролін та аргінін (Mosibo et al., 2024).

За результатами наших досліджень, загальний вміст білка був найбільшим і однаковим у *A. braunii* та *C. reinhardtii* (28,3 мг/г сухої речовини), меншим у *H. rubescens* (23,17 мг/г) та найменшим у *C. vulgaris* (19,17 мг/г) (рис. 1).

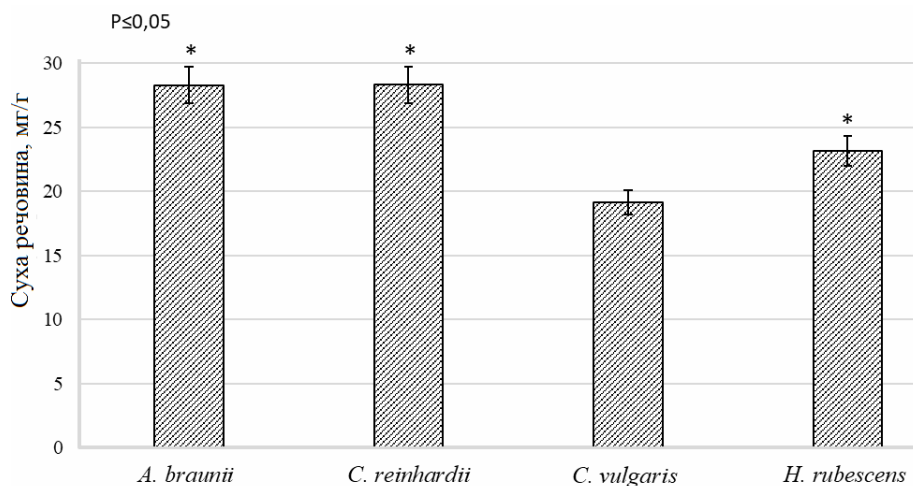


Рис. 1. Вміст білка в клітинах водоростей

При порівнянні отриманих значень досліджуваних видів з показниками *Spirulina platensis* видно, що зелені мікроводорості поступаються в декілька разів. У наших дослідженнях вирощування водоростей здійснювали за фоторофних умов, тому дані результати є

цілком репрезентативними. Загальний вміст білка у зелених мікроводоростей може бути підвищений за гетеротрофного чи міксотрофного типу культивування (Perez-Garcia et al., 2010), тому є потенціал для його збільшення при промисловому вирощуванні. Водорості, які швидше нарощують біомасу навіть із меншим вмістом білка, мають перевагу перед видами, які ростуть повільніше, або вимагають додаткових джерел живлення, освітлення тощо. Зелені мікроводорості мають переваги у цьому аспекті, оскільки більшість із них є високопродуктивними і не дуже вибагливими до умов середовища (Tsarenko, 2011).

Нами було проведено ідентифікацію 17 амінокислот і визначено їхній кількісний вміст у чотирьох видів зелених мікроводоростей (рис. 2). Всі 17 визначених амінокислот містилися в кожному з досліджених видів водоростей.

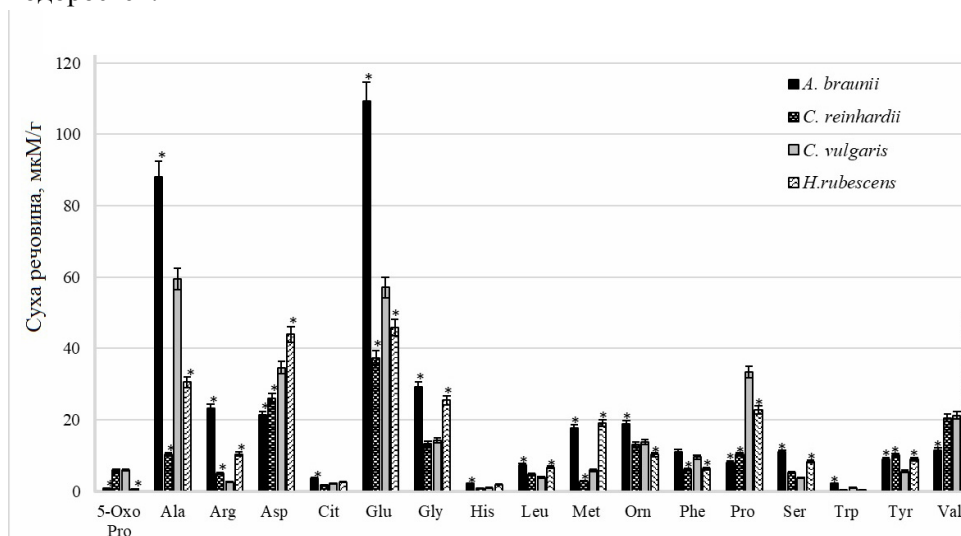


Рис. 2. Вміст амінокислот у клітинах водоростей (5-Охо-Pro — 5-оксипролін, Ala — аланін, Arg — аргінін, Asp — аспарагінова кислота, Cit — цитрулін, Glu — глютамінова кислота, Gly — гліцин, His — гістидин, Leu — лейцин, Met — метіонін, Orn — орнітин, Phe — фенілаланін, Pro — пролін, Ser — серин, Trp — триптофан, Tyr — тирозин, Val — валін)

Загальний вміст визначених амінокислот виявився найбільшим у *A. braunii* (374,32 мкМ/г сухої речовини), значно меншим у *H. rubescens* та *C. vulgaris* (відповідно, 289,22 та 274,97 мкМ/г) та найменшим у *C. reinhardtii* (174,4 мкМ/г).

Оскільки різні амінокислоти мають неоднакове значення при визначенні біологічної повноцінності білка, основна увага була приділена незамінним амінокислотам. Серед 17 ідентифікованих амінокислот п'ять

належали до незамінних. Це валін, лейцин, метіонін, триптофан та фенілаланін.

Сумарний вміст п'яти визначених незамінних амінокислот був найбільшим у *H. rubescens* (77,52 мкМ/г сухої речовини), значно меншим у *A. braunii* (49,92 мкМ/г), ще меншим у *C. vulgaris* (41,53 мкМ/г) та найменшим у *C. reinhardii* (34,88 мкМ/г). Отже, у *H. rubescens* вміст незамінних амінокислот був у 2 рази вищим порівняно з *C. reinhardii*, у 1,9 раза порівняно з *C. vulgaris* та у 1,6 раза порівняно з *A. braunii*, що свідчить про те, що біологічна повноцінність білка в біомасі *H. rubescens* є найкращою за вмістом незамінних амінокислот. До того ж, біомаса *H. rubescens*, порівняно з іншими трьома видами, мала найбільший вміст трьох амінокислот — двох незамінних, а саме валіну (44,80 мкМ/г сухої речовини), метіоніну (19,15 мкМ/г) та аспарагінової кислоти (43,92 мкМ/г).

Із незамінних амінокислот найбільший вміст валіну виявлений у *H. rubescens* (44,8 мкМ/г сухої речовини), вдвічі менший у *C. vulgaris* (21,22 мкМ/г) і *C. reinhardii* (20,35 мкМ/г) та в 4 рази менший у *A. braunii* (11,51 мкМ/г). Максимальний вміст лейцину спостерігався у *A. braunii* (7,37 мкМ/г сухої речовини), трохи менший у *H. rubescens* (6,73 мкМ/г), ще менший у *C. reinhardii* (4,89 мкМ/г) і найменший у *C. vulgaris* (3,95 мкМ/г). Вміст метіоніну був високим у *H. rubescens* (19,15 мкМ/г сухої речовини) і *A. braunii* (17,76 мкМ/г), приблизно втричі меншим у *C. vulgaris* (5,87 мкМ/г) та в 7 разів меншим у *C. reinhardii* (2,81 мкМ/г). Вміст триптофану виявився низьким у всіх досліджуваних видів: у *A. braunii* (2,21 мкМ/г), *C. vulgaris* (0,95 мкМ/г), *H. rubescens* (0,46 мкМ/г) та *C. reinhardii* (0,44 мкМ/г). Вміст фенілаланіну був подібним у *A. braunii* та *C. vulgaris* (відповідно, 11,07 та 9,54 мкМ/г сухої речовини) і подібним, але суттєво меншим, у *H. rubescens* та *C. reinhardii* (відповідно 6,38 та 6,19 мкМ/г).

Нами також було проаналізовано та визначено, які саме амінокислоти домінували в кожній досліджуваній мікроводорості, що важливо при відборі певних видів водоростей для промислового отримання біомаси з підвищеним вмістом конкретної амінокислоти. Для полегшення сприйняття результатів вміст амінокислот представлений у процентному співвідношенні до загального вмісту амінокислот конкретного виду водорості.

У біомасі *A. braunii* високий вміст (більше 10 мкМ/г сухої речовини) мали такі амінокислоти: 29% загального вмісту визначених амінокислот складала глутамінова кислота, 24% — аланін, 8% — гліцин, по 6% — аргінін та аспарагінова кислота, по 5% — орнітин та метіонін. Сім

зазначених амінокислот складали 83% загальної біомаси, інші 10 амінокислот — 17%.

У біомасі *C. reinhardii* виявлено високий вміст (більше 10 мкМ/г сухої речовини) таких амінокислот: 21% — глутамінова кислота; 15% — аспарагінова кислота; 12% — валін; по 8% — гліцин та орнітин; 6% — пролін. Таким чином, 6 із 17 визначених амінокислот складали 70% загальної біомаси, а решта 11 амінокислот — 30%, в середньому приблизно по 3%.

У біомасі *C. vulgaris* високий вміст (більше 10 мкМ/г сухої речовини) мали 7 амінокислот: 22% — аланін; 21% — глутамінова кислота; 13% — аспарагінова кислота; 12% — пролін; 8% — валін; по 5% — гліцин та орнітин. Сім амінокислот, які умовно можна вважати основними, складали 86% загальної біомаси, а решта 10 амінокислот — 14%.

Біомасу *Halochlorella rubescens* в основному складали 8 амінокислот: 16% — глутамінова кислота; по 15% валін й аспарагінова кислота; 11% — аланін; 8% — пролін; 7% — метіонін; по 4% — аргінін та орнітин. Дев'ять амінокислот, вміст яких був підвищеним, складали 89% загальної біомаси, а решта 8 амінокислот — 11%.

Порівняльна оцінка вмісту 17 визначених амінокислот у біомасі чотирьох видів зелених мікроводоростей показала, що вміст 11 з 17 амінокислот був найвищим у *A. braunii*. Саме цей вид найбільше серед інших досліджених видів містив глутамінової кислоти, аланіну, гліцину, аргініну, орнітину, фенілаланіну, серину, лейцину, цитруліну, гістидину та триптофану. Такий унікальний високий вміст одразу 11 амінокислот робить цю водорість особливо цінною і перспективною для отримання біомаси з харчовою метою. Крім того, вона містить метіонін і триптофан, які в більшості видів водоростей спостерігаються в слідових кількостях (Zolotareva et al., 2008). Підвищений вміст трьох незамінних амінокислот (метіоніну, фенілаланіну та валіну) і незначний вміст двох інших незамінних амінокислот (лейцину та триптофану) у біомасі *A. braunii* вирізняють її серед досліджуваних водоростей, тому вона заслуговує на особливу увагу.

Такі амінокислоти, як 5-оксопролін, цитрулін, гістидин та триптофан, у всіх досліджуваних водоростей містилися в низьких кількостях (від 0,67 до 5,93 мкМ/г сухої речовини), що свідчить про недоцільність їхнього отримання з біомаси водоростей промисловим шляхом.

Аналіз вмісту білка та складу амінокислот у чотирьох досліджуваних видів зелених мікроводоростей показав, що загальний вміст білка був найбільшим у двох видів досліджених водоростей — *A. braunii* та *C. reinhardii*, вміст 11 з 17 амінокислот був найвищим у *A. braunii*, а сумарний вміст п'яти визначених незамінних амінокислот — у *H. rubescens*.

Наступними речовинами, визначення яких проводилося в досліджених мікроводоростях, були ацилкарнітини. Рослинні ацилкарнітини є складними органічними речовинами, до складу яких входить карнітин і відповідна жирна кислота. Жирні кислоти, що входять до складу ацилкарнітину, можуть бути насиченими і ненасиченими. Насичені жирні кислоти мають один вуглецевий ланцюг, який не містить подвійних зв'язків, і виконують енергетичне значення (наприклад, пальмітинова, стеаринова), а ненасичені жирні кислоти мають один або кілька подвійних зв'язків, їх називають мононенасиченими (МНЖК). Це, наприклад, олеїнова C18:1 – омега-9 кислота, або поліненасиченими (ПНЖК), наприклад лінолева C18:2n6, α -ліноленова C18:3n3, ейкозапентаєнова C20:5n3 – омега-3, докозагексаєнова C22:5n3 – омега-3, арахідонова C20:4n6 – омега-6 кислоти.

Для харчування людини особливе значення мають незамінні жирні кислоти, які не синтезуються самостійно, а мають надходити з їжею, наприклад омега-3 та омега-6 кислоти (Buckley et al., 2017). Відомо, що тільки дві жирні кислоти є абсолютно незамінними для людини: ліноленова кислота (C18:3n3) – омега-3 ненасичена жирна кислота та лінолева (C18:2n6) омега-6 ненасичена жирна кислота (Whitney, Rolfes, 2018). Обидві кислоти мають у ланцюзі 18 атомів вуглецю. Деякі інші жирні кислоти іноді класифікують як «умовно незамінні», що означає, що вони можуть стати незамінними за певних умов розвитку або під час хвороби, наприклад докозагексаєнова кислота C22:6n3 та гамма-ліноленова кислота C18:3n6.

Незамінні жирні кислоти містяться насамперед у тваринній їжі, наприклад в морській рибі та риб'ячому жирі, їхній вміст у рослинній сировині значно нижчий. Оскільки рибницькі господарства не можуть задовольнити попит на ПНЖК, ведеться пошук альтернативних джерел ПНЖК для розширення продуктів харчування людини, серед яких можуть бути також мікроводорості (Siahbalaie et al., 2021). Крім того, якщо людина не споживає тваринну їжу, наприклад вегани, вона має отримувати ці життєво необхідні речовини із рослинних продуктів. У такому випадку біомаса водоростей в концентрованому вигляді може вирішити проблему дефіциту цих жирних кислот.

Ацилкарнітини, що задіяні в ліпідному обміні і пов'язані з конкретними пулами активованих жирних кислот, які завдяки ним транспортуються по клітині, опосередковано характеризують потенційну наявність відповідних жирних кислот. Літературні джерела свідчать про те, що в біомасі зелених мікроводоростей, наприклад у *Ankistrodesmus* sp., вміст ліпідів може досягати 45% їхньої біомаси, а вміст жирних кислот дорівнювати: альфа-ліноленової (14,34%), стеаринової (15,67%), пальмі-

тинової (16,39%), лінолевої (21,62%) та олеїнової (25,66%) (Mohandass, 2019). Вміст ацилкарнітинів у рослинних продуктах (авокадо, морква, цвітна капуста, цельнозерновий хліб) дорівнює 0,1–1,0 мг на 100 г маси продукту, що у 100–1000 разів нижче, ніж у червоному м'ясі (80–160 мг на 100 г) (Bourdin et al., 2007). У деяких видів грибів, наприклад у гливі, містяться більші кількості ацилкарнітинів — до 5 мг на 100 г продукту і завдяки сучасним біотехнологічним методам його вміст ще можна підвищити до 20–30 мг на 100 г, наприклад додаванням до субстрату гречаного борошна (Jacques et al., 2018). Гриби на сьогодні посідають проміжне місце за вмістом L-карнітину та ацилкарнітинів між високовмісним м'ясом і низьковмісними рослинними продуктами, тому їх часто розглядають як важливе джерело цих речовин для вегетаріанців (Lee et al., 2018).

Важливо було з'ясувати вміст та склад ацилкарнітинів у зелених мікрowodоростей як можливого нового джерела рослинних ацилкарнітинів, оскільки даних з цього питання дуже мало. У біомасі кожного досліджуваного виду нами було ідентифіковано 15 ацилкарнітинів (рис. 3).

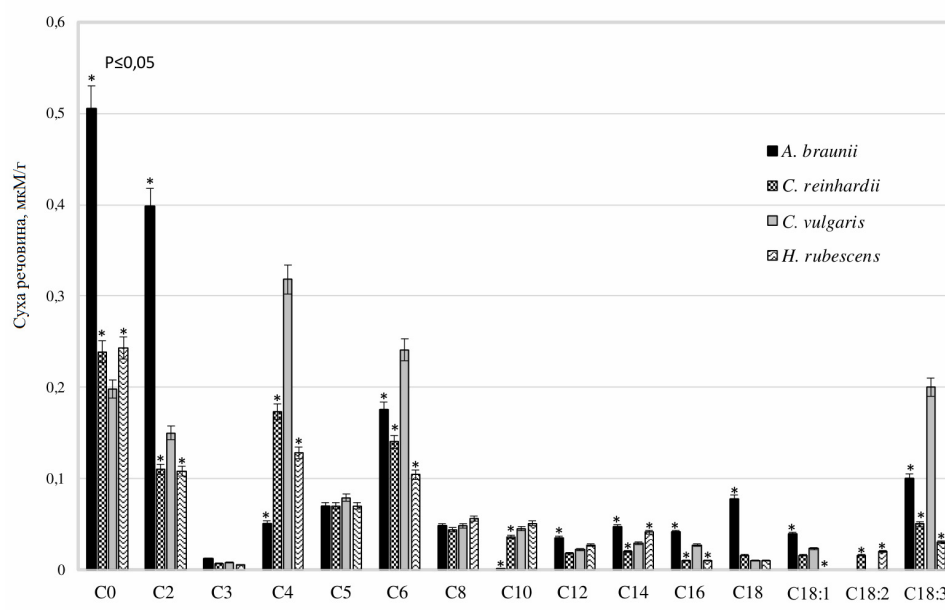


Рис. 3. Вміст ацилкарнітинів (C0 — вільний карнітин, C2-ацетилкарнітин, C3-пропіонілкарнітин, C4-бутирилкарнітин, C5-ізовалерилкарнітин, C6-гексаноїлкарнітин, C8-октаноїлкарнітин, C10-деканоїлкарнітин, C12-лаурилкарнітин, C14-міристилкарнітин, C16-пальмітоїлкарнітин, C18-стеарилкарнітин, C18:1-олеїлкарнітин, C18:2-ленолеїлкарнітин, C18:3- α -ліноленілкарнітин) в клітинах водоростей

Загальний вміст 15 визначених ацилкарнітинів був найбільшим у *A. braunii* (1,62 мкМ/г сухої речовини), трохи меншим у *C. vulgaris* (1,41 мкМ/г), суттєво меншим (більше ніж у 1,5 раза) у *C. reinhardii* (0,98 мкМ/г) та *H. rubescens* (0,91 мкМ/г сухої речовини). Враховуючи отримані результати щодо вмісту ацилкарнітинів, які є переносниками активних форм жирних кислот, можна припустити, що вміст самих жирних кислот розподілиться відповідно вмісту ацилкарнітинів-переносників.

У зелених мікроводоростей нами було виявлено С3-пропіонілкарнітин, С5-ізовалерилкарнітин, С16-пальмітоїлкарнітин, С18-стеарилкарнітин, С18:1-олеїлкарнітин, С18:2-ленолеїлкарнітин, С 18:3- α -ліноленілкарнітин які транспортують, відповідно, пропіонову, ізовалеріанову, пальмітинову, стеаринову, олеїнову, ленолеву та α -ліноленову кислоти.

У *A. braunii* найбільшою кількістю характеризувалися такі ацилкарнітини: С0 — вільний карнітин (0,51 мкМ/г сухої речовини), С2-ацетилкарнітин (0,4 мкМ/г), С6-гексаноїлкарнітин (0,18 мкМ/г); у *C. reinhardii*: С0 — вільний карнітин (0,24 мкМ/г сухої речовини), С4-бутирилкарнітин (0,17 мкМ/г), С6-гексаноїлкарнітин (0,14 мкМ/г); у *C. vulgaris*: С4-бутирилкарнітин (0,32 мкМ/г), С6-гексаноїлкарнітин (0,24 мкМ/г), С0 — вільний карнітин (0,20 мкМ/г), С2-ацетилкарнітин (0,15 мкМ/г); у *H. rubescens*: С0 — вільний карнітин (0,24 мкМ/г), С4-бутирилкарнітин (0,13 мкМ/г), С2-ацетилкарнітин (0,11 мкМ/г), С6-гексаноїлкарнітин (0,1 мкМ/г).

У всіх досліджуваних водоростей найбільший вміст був у чотирьох ацилкарнітинів (С0, С2, С4, С6), а всі інші (11 ацилкарнітинів) містилися в кількості менше 0,1 мкМ/г сухої речовини. У *A. braunii* не виявлено С10-деканойлу та С18:2-ленолеїлкарнітину, у *C. vulgaris* — С18:2-ленолеїлкарнітину, а у *H. rubescens* — С18-стеарилкарнітину.

Оскільки сьогодні велика увага приділяється незамінним жирним кислотам — ленолевій та α -ліноленовій, цікаво було порівняти вміст С18:2-лінолеїлкарнітину та С18:3- α -ліноленілкарнітину в біомасі досліджуваних водоростей. Вміст С18:2-ленолеїлкарнітину був низьким (0,02 мкМ/г сухої речовини) у двох досліджених мікроводоростей, а саме у *C. reinhardii* та *H. rubescens*, а у інших двох — *A. braunii* та *C. vulgaris*, відсутній.

Вміст С18:3- α -ліноленілкарнітину був найбільшим (0,2 мкМ/г сухої речовини) у *C. vulgaris* та найменшим (0,03 мкМ/г) у *S. rubescens*. Порівняно з грибами та тваринами, вміст жирних кислот — ленолевої та α -ліноленової, у досліджених зелених мікроводоростей був низьким, але у разі споживання концентрованої біомаси водоростей при харчуванні

людей, які не вживають м'яса та грибів, це може мати вирішальне значення.

Цінною промисловою речовиною, яка входить до складу водоростей, є також сульфоліпіди. Вони захищають від оксидативного стресу, мають противірусну дію та сприяють зміцненню імунної системи (Conde et al., 2021). Сьогодні у світі ведеться пошук сировини з підвищеним вмістом сульфоліпіду з самих різноманітних джерел — ціанобактерій, рослин та водоростей. В останні роки особлива увага зосереджена на дослідженні вмісту сульфохиновозилдіацилглицеролу (СХДГ), який використовують для покращення споживчої цінності харчових продуктів (Shimajima, 2011).

Рослинні сульфоліпіди є важливими компонентами фотосинтетичних мембран (тилакоїдів) хлоропластів рослин, водоростей та деяких бактерій. Значення СХДГ для рослин полягає в забезпеченні фотосинтетичних функцій, насамперед функціонування фотосистеми II та підтримання стабільності мембран тилакоїдів за дії різних факторів середовища (Sato et al., 2003). Оскільки зелені водорості є фотосинтетичними організмами з гарно розвиненими тилакоїдами, цікаво було визначити вміст СХДГ у біомасі та провести порівняльну оцінку між різними представниками цієї групи. Вміст СХДГ є не постійним, а дуже динамічним показником, наприклад при збільшенні інтенсивності світла його вміст може різко зростати. Також фотосинтезуючі організми мають унікальну здатність замішувати в мембранах хлоропластів фосфоліпіди на сульфоліпіди у разі, коли у середовищі культивування мало фосфатів (Harwood, Okanenko, 2003). Отже, знання цих особливостей метаболізму зелених мікро-водоростей дозволять, регулюючи інтенсивність освітлення та склад поживного середовища, збільшити вміст сульфоліпіду в біомасі.

На відміну від вищих рослин, до складу сульфоліпідів водоростей входять ПНЖК (пальмітинова, альфа-ліноленова тощо) (Couto et al., 2023), що підвищує їхню цінність. Кількісних даних щодо вмісту СХДГ у різних видів водоростей є небагато. Наприклад, відомо, що синьозелена водорість *Spirulina* sp. містить 5–15 мг/г сухої речовини (Mroz et al., 2024), діатомова *Pheodactylum tricornutum* — 5–10 мг/г (Yongmanitchai, Ward, 1993), а зелена водорість *Chlorella vulgaris* — 3–8 мг/г сухої речовини (Couto et al., 2022).

Згідно з отриманими даними, найбільший вміст СХДГ виявлений у *A. braunii* (3,83 мг/г сухої речовини), майже вдвічі менший у *C. vulgaris* (1,43 мг/г) та значно менший у *C. reinhardtii* та *H. rubescens* (0,80 та 0,82 мг/г відповідно) (рис. 4).

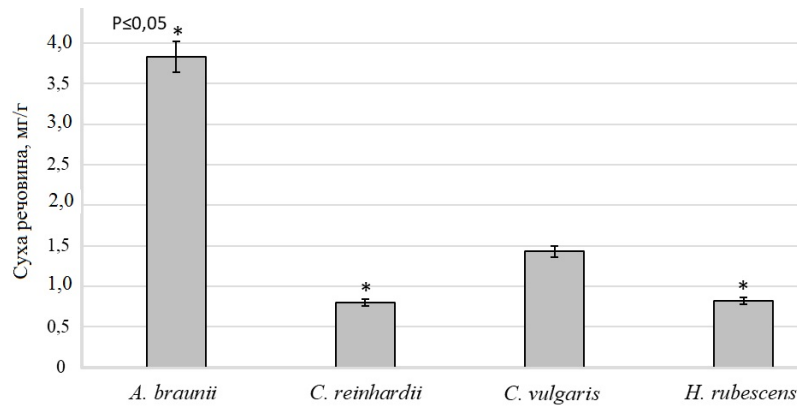


Рис. 4. Вміст сульфоліпідів у клітинах водоростей

Найвищий вміст СХДГ у біомасі *A. braunii* є важливим аспектом, що надає переваги цьому виду при виборі перспективних промислово-цінних продуцентів сульфоліпідів.

До промислово-цінних речовин, що містяться в мікроводоростях, також належать фотосинтетичні пігменти, насамперед хлорофіли і каротиноїди — продукти з антиоксидантними властивостями, значення яких для повноцінного харчування людини важко переоцінити. Тому їх використовують у функціональних харчових продуктах (Santo et al., 2023).

Каротиноїди, що мають комерційну цінність, насамперед α - та β -каротин, астаксантин, фукоксантин або лютеїн, вже отримують промисловим шляхом з таких мікроводоростей, як *Dunaliella salina*, *Haematococcus pluvialis*, *Chlorella vulgaris*, *Nannochloropsis gaditana*, *Auxenochlorella protothecoides*, *Phaeodactylum tricornutum*, *Tisochrysis lutea* та *Spirulina* sp. (Molino et al., 2018).

Загальний вміст хлорофілів *a* та *b* був найбільшим у *C. reinhardii* (24,57 мг/г сухої речовини), трохи меншим у *A. braunii* (17,09 мг/г), ще меншим у *C. vulgaris* (12,45 мг/г) і найменшим у *H. rubescens* (5,86 мг/г) (рис. 5). Вміст хлорофілу *a* у *C. reinhardii* становив 13,05 мг/г сухої речовини, у *A. braunii* 10,79 мг/г, у *C. vulgaris* 8,03 мг/г та у *H. rubescens* 4,81 мг/г, тобто вміст хлорофілу *a* відрізнявся у різних видів зелених мікроводоростей у 2,7 раза.

Вміст хлорофілу *b* у *C. reinhardii* становив 11,52 мг/г сухої речовини, у *A. braunii* 6,3 мг/г, у *C. vulgaris* 5,42 мг/г, у *H. rubescens* 1,05 мг/г. Цей показник між різними видами водоростей різнився в 11 разів. Відмінності у вмісті обох форм хлорофілів у різних досліджуваних видів були значними. Це слід враховувати при обранні виду водорості з метою промислового отримання фотосинтетичних пігментів.

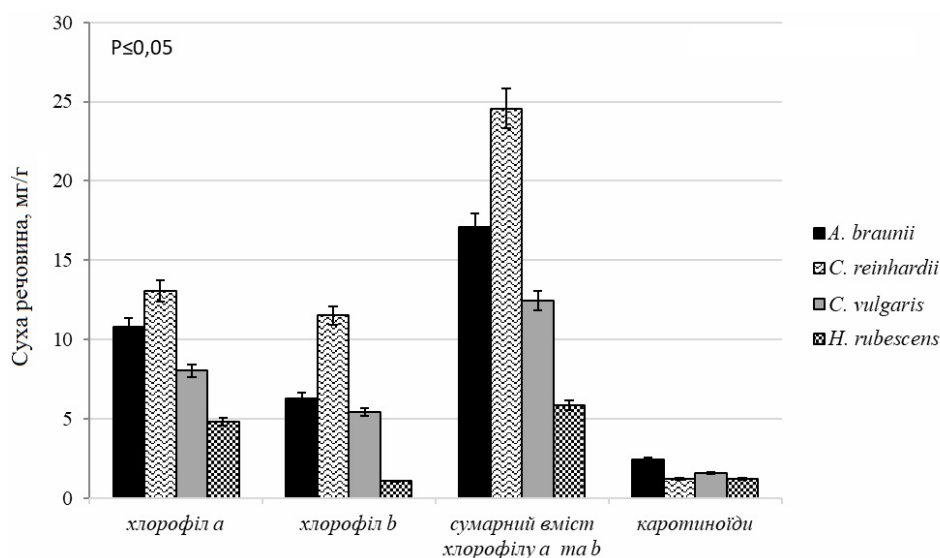


Рис. 5. Вміст фотосинтетичних пігментів у клітинах водоростей

Вміст каротиноїдів був найбільшим у *A. braunii* (2,4 мг/г сухої речовини), у 1,5 раза меншим у *C. vulgaris* (1,56 мг/г), і в 2 рази меншим у *H. rubescens* (1,23 мг/г) та в *C. reinhardtii* (1,18 мг/г).

Серед зелених мікробіот, за літературними даними, найвищий вміст хлорофілів виявлений у *Chlorella vulgaris* — 3–5% сухої речовини, а каротиноїдів у *Dunaliella salina* 5–10%, яка є найбагатшим природним джерелом бета-каротину, та у *Haematococcus lacustris* 4–7%, яка є цінним природним джерелом астаксантину (Lee, Ding, 1994; Mendoza et al., 2008; Wang et al., 2020).

У зелених мікробіот, як і у вищих рослин, вміст каротиноїдів збільшується в стресових умовах (насамперед у разі збільшення солоності води, інтенсивності освітлення). Ця реакція чітко прослідковується у *Chlorella vulgaris* (Wang et al., 2020) та *Dunaliella salina* (Abu-Ghosh et al., 2015). Вірогідно також, що й інші види зелених мікробіот за стресових умов також можуть суттєво збільшувати вміст каротиноїдів. Особливо цікавим в цьому плані є єдиний морський вид *H. rubescens*, який може реагувати на підвищення солоності води.

Нами підтверджено, що усі досліджені види зелених мікробіот є перспективними об'єктами, які можуть доповнити асортимет організмів, що використовуються як джерела різних харчових інгредієнтів та дієтичних добавок. Біомаси чотирьох видів зелених мікробіот суттєво відрізнялися за вмістом білка, амінокислот (замінних та незамінних), ацилкарнітинів, СХДГ та пігментів (хлорофілів *a* та *b*, каротиноїдів). Найкращою сировиною для отримання цінних харчових сполук може бути

зелена водорість *A. braunii*, в якій відмічено найбільший вміст білка (28,3 мг/г сухої речовини), амінокислот (374,32 мкМ/г), у т.ч. трьох незамінних — фенілаланіну (11,07 мкМ/г сухої речовини), лейцину (7,37 мкМ/г) та триптофану (2,21 мкМ/г), ацилкарнітинів (1,62 мг/г), сульфоліпиду (3,83 мг/г) та каротиноїдів (2,4 мг/г).

Висновки

1. Досліджені зелені мікроводорості мають високий потенціал для харчового використання, оскільки є цінним джерелом функціональних інгредієнтів — білків (19,17–28,33 мг/г сухої речовини), амінокислот (174,4–374,32 мкМ/г), незамінних амінокислот (34,88–77,52 мкМ/г), ацилкарнітинів (0,91–1,62 мкМ/г), сульфоліпиду (0,83–83 мг/г), хлорофілів *a*, *b* (5,86–24,57 мг/г) та каротиноїдів (1,18–2,4 мг/г).

2. Аналіз зразків біомаси чотирьох видів зелених мікроводоростей показав, що вміст білка, амінокислот, ацилкарнітинів, сульфоліпиду, хлорофілів *a*, *b* та каротиноїдів у їхніх клітинах може відрізнятися в декілька разів, що слід враховувати в разі промислового вирощування біомаси цих видів для отримання біологічно цінних сполук.

3. Сумарний вміст п'яти незамінних амінокислот (валіну, лейцину, метіоніну, триптофану, фенілаланіну) був найбільшим у *Halochlorella rubescens*, у 1,5 раза меншим у *Ankistrodesmus braunii*, у 1,9 раза меншим у *Chlorella vulgaris* та у 2,2 раза меншим у *Chlamidomonas reinhardii*. Отже, біологічна повноцінність білка за вмістом незамінних амінокислот у *H. rubescens* була найкращою.

4. Сумарний вміст досліджуваних фотосинтетичних пігментів хлорофілів *a* і *b* був найбільшим у *C. reinhardii* (24,57 мг/г сухої речовини), а каротиноїдів — у *A. braunii* (2,4 мг/г).

5. Загальний вміст 15 ацилкарнітинів був приблизно у 1,5 раза вищим у *A. braunii* та *C. vulgaris*, ніж у *C. reinhardii* та *H. rubescens*.

6. Вміст сульфоліпиду виявився найбільшим у *A. braunii*, майже вдвічі меншим у *C. vulgaris* та в 4,5 раза меншим у *C. reinhardii* та *H. rubescens*.

7. Найбільш перспективною для отримання цінних харчових сполук при фототрофному вирощуванні в закритих фотобіореакторах серед досліджуваних зелених мікроводоростей виявилася *A. braunii*, в якій відмічено найбільший вміст білка, амінокислот, ацилкарнітинів, сульфоліпиду та каротиноїдів.

ДОТРИМАННЯ ЕТИЧНИХ НОРМ

Автори повідомляють про відсутність будь-якого конфлікту інтересів.

ORCID

О.П. Ольхович: <https://orcid.org/0000-0002-7314-7631>

О.О. Панюта: <https://orcid.org/0000-0001-9847-8990>

В.Н. Белава: <https://orcid.org/0000-0001-7802-4166>

Список літератури

- Abu-Ghosh S., Fixler D., Dubinsky Z., Solovchenko A., Zigman M., Yehoshua Y., Ilu D. 2015. Flashing light enhancement of photosynthesis and growth occurs when photochemistry and photoprotection are balanced in *Dunaliella salina*. *European Journal of Phycology*. 50(4): 469–480. <https://doi.org/10.1080/09670262.2015.1069404>
- Acquah C., Tibbetts S.M., Pan S., Udenigwe C. 2020. Nutritional quality and bioactive properties of proteins and peptides from microalgae. In: *Handbook of Microalgae-Based Processes and Products*. Cambridge: Acad. Press. Pp. 493–531.
- Algae: Reference Book*. 1989. Ed. S.P. Wasser. Kyiv: Nauk. Dumka. 608 p. [Водорослі: Справочник. Под ред. С.П. Вассера. Киев: Наук. думка. 608 с.]
- Becker E.W. 2007. Microalgae as a source of protein. *Biotechnology Advances*. 25(2): 207–210. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2006.11.002>
- Beheshtipour H., Mortazavian A.M., Mohammadi R., Sohrabvandi S., Koshravi-Darani K. 2013. Supplementation of *Spirulina platensis* and *Chlorella vulgaris* algae into probiotic fermented milks. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*. 12: 144–154. <https://doi.org/10.1111/1541-4337.12004>
- Bermejo E., Filali R., Behnam T. 2021. Microalgae culture quality indicators: a review. *Critical Reviews in Biotechnology*. 41(4): 457–473. <https://doi.org/10.1080/07388551.2020.1854672>
- Bourdin B., Adenier H., Perrin Y. 2007. Carnitine is associated with fatty acid metabolism in plants. *Plant Physiology and Biochemistry*. 45(12): 926–931. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2007.09.009>
- Breuer G., Lamers P.P., Martens D.E., Draaisma R.B., Wijffels R.H. 2013. Effect of light intensity, pH, and temperature on triacylglycerol (TAG) accumulation induced by nitrogen starvation in *Scenedesmus obliquus*. *Bioresource Technology*. 143: 1–9. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2013.05.105>
- Buckley M.T., Racimo F., Allentoft M.E., Jensen M.K., Jonsson A., Huang H., Hormozdiari F., Sikora M., Marnetto D., Eskin E., Jørgensen M.E., Grarup N., Pedersen O., Hansen T., Kraft P., Willerslev E., Nielsen R. 2017. Selection in Europeans on Fatty Acid Desaturases Associated with Dietary Changes. *Molecular Biology and Evolution*. 34(6): 1307–1318. <https://doi.org/10.1093/molbev/msx103>
- Conde T.A., Neves B.F., Couto D., Melo T., Neves B., Costa M., Silva J., Domingues P., Domingues M.R. 2021. Microalgae as sustainable bio-factories of healthy lipids: Evaluating fatty acid content and antioxidant activity. *Marine Drugs*. 19(7): 357. <https://doi.org/10.3390/md19070357>

- Couto D., Conde T.A., Melo T., Neves B., Costa M., Silva J., Domingues R., Domingues P. 2023. The chemodiversity of polar lipidomes of microalgae from different taxa. *Algal Research*. 70: 103006. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2023.103006>
- Couto D., Melo T., Conde T.A., Moreira A.S.P., Ferreira P., Costa M., Silva J., Domingues R., Domingues P. 2022. Food grade extraction of *Chlorella vulgaris* polar lipids: A comparative lipidomic study. *Food Chemistry*. 375: 131685. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2021.131685>
- Fernández-Sevilla J.M., Acién-Fernández F.G., Molina-Grima E. 2010. Biotechnological production of lutein and its applications. *Applied Microbiology and Biotechnology*. 86(1): 27–40. <https://doi.org/10.1007/s00253-009-2420-y>
- Fox J.M., Zimba P.V. 2018. Minerals and Trace Elements in Microalgae. In: *Microalgae in Health and Disease Prevention*. Cambridge: Acad. Press. Pp. 177–193. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-811405-6.00008-6>
- Gornall A.G., Bardawill C.J., David M.M. 1949. Determination of serum proteins by means of the biuret reaction. *Journal of Biological Chemistry*. 177(2): 751–766.
- Grobbelaar J.U. 2003. Quality control and assurance: crucial for the sustainability of the applied phycology industry. *Journal of Applied Phycology*. 15: 209–215. <https://link.springer.com/article/10.1023/A:1023820711706>
- Harwood J.L., Okanenko A.A. 2003. Sulphoquinovosyl diacylglycerol (SQDG) — the sulpholipid of higher plants. In: *Sulphur in Plants*. Pp. 189–219. https://doi.org/10.1007/978-94-017-0289-8_11
- Jacques F., Rippa S., Perrin Y. 2018. Physiology of L-carnitine in plants in light of the knowledge in animals and microorganisms. *Plant Science*. 274: 432–440. <https://doi.org/10.1016/j.plantsci.2018.06.020>
- Jerney J., Spilling K. 2018. Large scale cultivation of microalgae: open and closed systems. *Methods in Molecular Biology*. 1980: 1–8. https://doi.org/10.1007/978-1-4939-9130-1_130
- Kean E. 1968. A rapid sensitive spectrophotometric method for quantitative determination of sulfatides. *Journal of Lipid Research*. 9(3): 319–329.
- Lee Y.-K., Ding S.-Y. 1994. Cell cycle and accumulation of astaxanthin in *Haematococcus lacustris* (Chlorophyta). *Journal of Phycology*. 30(3): 445–449. <https://doi.org/10.1111/j.0022-3646.1994.00445.x>
- Lee T.K., Nguyen T.T.H., Park N., Kwak S.H., Kim J., Jin S., Son G.M., Hur J., Choi J.I., Kim D. 2018. The use of fermented buckwheat to produce l-carnitine enriched oyster mushroom. *AMB Express*. 8(1): 138. <https://doi.org/10.1186/s13568-018-0664-6>
- Mendoza H., Freijanes K., Carmona L., Ramos A., Duarte V., Varela J., de la Jara A. 2008. Characterization of *Dunaliella salina* strains by flow cytometry: a new technique to select beta-carotene hyperproducing strains. *Electronic Journal of Biotechnology*. 11(4): 1–13. <https://doi.org/10.2225/vol11-issue4-fulltext-2>
- Metsoviti M.N., Papapolymerou G., Karapanagiotidis I.T., Katsoulas N. 2020. Effect of light intensity and quality on growth rate and composition of *Chlorella vulgaris*. *Plants*. 9(1): 31. <https://doi.org/10.3390/plants9010031>

- Mikhaylova S.V., Baydakova G.V., Boukina A.M., Boukina T.M., Shechter O.V., Ilina E.S., Zakharova E.Y. 2004. Combination of tandem mass spectrometry and lysosomal enzymes analysis-effective tool for selective screening for IEM in neurological clinic. *Journal of Inherited Metabolic Disease*. 27(1): 3.
<https://link.springer.com/article/10.1007/BF03356117>
- Mingyang M., Danni Y., Yue H., Park M., Gong Y., Hu Q. 2017. Effective control of *Poteroochromonas malhamensis* in pilot-scale culture of *Chlorella sorokiniana* GT-1 by maintaining CO₂-mediated low culture pH. *Algal Research*. 26: 436–444.
<https://doi.org/10.1016/j.algal.2017.06.023>
- Mohandass R. 2019. Screening and characterization of high lipid accumulating microalga *Ankistrodesmus* sp. from freshwater environment. *Indian Journal of Experimental Biology*. 57(12): 931–936.
- Molino A., Lovine A., Casella P., Mehariya S., Chianese S., Cerbone A., Rimauro J., Musmarra D. 2018. Microalgae Characterization for Consolidated and New Application in Human Food, Animal Feed and Nutraceuticals. *International Journal of Environmental Research and Public Health*. 15(11): 2436. <https://doi.org/10.3390/ijerph15112436>
- Mosibo O.K., Ferrentino G., Udenigwe C.C. 2024. Microalgae Proteins as sustainable ingredients in novel foods: Recent developments and challenges. *Foods*. 13(5): 733.
<https://doi.org/10.3390/foods13050733>
- Mróz M., Parchem K., Jóźwik J., Domingues M.R., Kusznierevicz B. 2024. The Impact of Different Drying Methods on the Metabolomic and Lipidomic Profiles of *Arthrospira platensis*. *Molecules*. 29(8): 1747. <https://doi.org/10.3390/molecules29081747>
- Nova P., Martins A.P., Teixeira C., Abreu H., Silva J.G., Silva A.M., Freitas A.C., Gomes A.M. 2020. Foods with microalgae and seaweeds fostering consumers health: a review on scientific and market innovations. *Journal of Applied Phycology*. 32: 1789–1802.
<https://doi.org/10.1007/s10811-020-02129-w>
- Ovchinnikov Yu.A. 1974. *New methods of analysis of amino acids, peptides and proteins*. Moscow: Mir. 154 p. [Овчинніков Ю.А. 1974. Нові методи аналізу амінокислот, пептидів та білків. М.: Мир. 154 с.]
- Perez-Garcia O., de-Bashan L.E., Hernandez J.-P. & Bashan Y. 2010. Efficiency of growth and nutrient uptake from wastewater by heterotrophic, autotrophic, and mixotrophic cultivation of *Chlorella vulgaris* immobilized with *Azospirillum brasilense*. *Journal of Phycology*. 46(4): 800–812. <https://doi.org/10.1111/j.1529-8817.2010.00862.x>
- Priyadarshani I., Rath B. 2012. Commercial and industrial applications of microalgae — a review. *Journal of Algal Biomass Utilization*. 3(4):89–100. <https://doi.org/10.1263/jbb.101.87>
- Ru I.T.K., Sung Y.Y., Jusoh M., Wahid M.E.A., Nagappan T. 2020. *Chlorella vulgaris*: a perspective on its potential for combining high biomass with high value bioproducts. *Applied Phycology*. (1)1: 2–11. <https://doi.org/10.1080/26388081.2020.1715256>
- Sakevich A.I., Klochenko P.D. 1998. Free amino acids in ecological metabolism of algae. *Hydrobiological Journal*. 34(6): 70–79. [Сакевич А.І., Клоченко П.Д. 1998. Вільні амінокислоти в екологічному метаболізмі водоростей. *Гідробіологічний журнал*. 34(6): 70–79.]

- Santo G.E., Barros A., Costa M., Pereira H., Trovão M., Cardoso H., Carvalho B., Soares M., Correia N., Silva J.T., Mateus M., Silva J.L. 2023. *Scenedesmus rubescens* Heterotrophic Production Strategies for Added Value Biomass. *Marine Drugs*. 1(7): 411. <https://doi.org/10.3390/md21070411>
- Sato N., Aoki M., Maru Y., Sonoike K., Minoda A., Tsuzuki M. 2003. Involvement of sulfoquinovosyl diacylglycerol in the structural integrity and heat-tolerance of photosystem II. *Planta*. 217(2): 245–251. <https://doi.org/10.1007/s00425-003-0992-9>
- Shimajima M. 2011. Biosynthesis and functions of the plant sulfolipid. *Progress in Lipid Research*. 50(3): 234–239. <https://doi.org/10.1016/j.plipres.2011.02.003>
- Siahbalaie R., Kavoozi G., Noroozi M. 2021. Manipulation of *Chlorella vulgaris* polyunsaturated ω -3 fatty acid profile by supplementation with vegetable amino acids and fatty acids. *Phycological Research*. 69(2): 116–123. <https://doi.org/10.1111/pre.12449>
- Torres-Tiji Y., Fields F.J., Mayfield S.P. 2020. Microalgae as a future food source. *Biotechnology Advances*. 41:107536. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2020.107536>
- Tsarenko P.M. 2011. *Trebouxiophyceae*. In: *Algae of Ukraine: diversity, nomenclature, taxonomy, ecology and geography*. Vol. 3. *Chlorophyta*. Eds P. Tsarenko, S. Wasser, E. Nevo. Ruggell: Gantner Verlag. Pp. 61–108.
- Yongmanitchai W., Ward O.P. 1993. Positional distribution of fatty acids, and molecular species of polar lipids, in the diatom *Phaeodactylum tricornutum*. *Journal of General Microbiology*. 139(3): 465–472. <https://doi.org/10.1099/00221287-139-3-465>
- Wang B., Chen M., Zheng M., Qiu Y. 2020. Responses of Two Coastal Algae (*Skeletonema costatum* and *Chlorella vulgaris*) to Changes in Light and Iron Levels. *Journal of Phycology*. 56(3): 618–629. <https://doi.org/10.1111/jpy.12972>
- Whitney E., Rolfes S.R. 2018. *Understanding Nutrition*. Cengage Learning. 848 p.
- Zolotareva O.K., Shnyukova E.I., Syvash O.O., Mykhailenko N.F. 2008. Prospects for the use of microalgae in biotechnology. Kyiv: Alterpress. 234 p. [Золотарьова О.К., Шнюкова Є.І., Сиваш О.О., Михайленко Н.Ф. 2008. *Перспективи використання мікрроводоростей у біотехнології*. Київ: Альтерпрес. 234 с.]

Olkhovych O.P., Panyuta O.O., Belava V.N.

Institute of Biology and Medicine, Taras Shevchenko Kyiv National University,
64/13 Volodymyrska Str., Kyiv 01601, Ukraine

Green algae (*Chlorophyta*) cultures are potentially valuable for biotechnology

A comparative assessment in four species of green microalgae (*Ankistrodesmus braunii* (Nägeli) Lemmerm, *Chlamidomonas reinhardtii* Dang, *Chlorella vulgaris* Beijer, and *Halochlorella rubescens* P.J.L.Dang) for protein, amino acids, chlorophylls a and b, carotenoids, sulfolipids, and acylcarnitines content was carried out. The content of potentially valuable for biotechnology substances was: Proteins — 19.17–28.33 mg/g dry weight (DW); Amino acids — 174.4–

374.32 mkM/g DW; Essential amino acids — 34.88–77.52 mkM/g DW; Acylcarnitines — 0.91–1.62 mkM/g DW; Sulfolipid — 0.8–3.83 mg/g DW; Chlorophylls *a* and *b* — 5.86–24.57 mg/g DW; Carotenoids — 1.18–2.4 mg/g DW. The amino acid content was: *A. braunii* — 374.32 mkM/g DW, *S. rubescens* and *C. vulgaris* — 289.22 and 274.97 mkM/g DW, respectively, *C. reinhardtii* — 174.4 mkM/g DW. The content of five essential amino acids (valine, leucine, methionine, tryptophan, phenylalanine) was highest in *S. rubescens* (77.52 mkM/g DW), 1.5 times lower in *A. braunii*, 1.9 times lower in *C. vulgaris*, and 2.2 times lower in *C. reinhardtii*. The total content of 15 acylcarnitines was approximately 1.5 times higher in *A. braunii* and *C. vulgaris* than in *C. reinhardtii* and *S. rubescens*. The sulfolipid content was highest in *A. braunii* (3.83 mg/g DW), almost two times lower in *C. vulgaris*, and 4.5 times lower in *C. reinhardtii* and *S. rubescens*. The total content of chlorophylls *a* and *b* was highest in *C. reinhardtii* (24.57 mg/g DW), and the carotenoid content was highest in *A. braunii* (2.4 mg/g DW).

Key words: green microalgae, algae biotechnology, amino acids, protein, chlorophyll, carotenoids, sulfolipid, acylcarnitines

Citation. Olkhovych O.P., Panyuta O.O., Belava V.N. 2026. Green algae (*Chlorophyta*) cultures are potentially valuable for biotechnology. *Algologia*. 36(2): 67–87. <https://doi.org/10.15407/alg36.02.067>