

# ЕКОЛОГІЧНА ФІЗІОЛОГІЯ І БІОХІМІЯ ВОДНИХ РОСЛИН

УДК 582.263:[547.587:547.972.3:977.163.3]:581.1

О.М. УСЕНКО, к. б. н., ст. наук. співроб., ст. наук. співроб.,  
Інститут гідробіології НАН України,  
просп. Володимира Івасюка, 12, Київ, 04210, Україна  
e-mail: oleg.mikh.usenko@gmail.com  
ORCID 0000-0002-0782-7292

## ОСОБЛИВОСТІ ВПЛИВУ ФЕНОЛКАРБОНОВИХ КИСЛОТ ТА БІОФЛАВОНОЇДІВ НА РІСТ КУЛЬТУР ЗЕЛЕНИХ МІКРОВОДОРОСТЕЙ

Встановлено, що додавання фенолкарбонних кислот та біофлавоноїдів (50—200 мкг/дм<sup>3</sup>) до поживного середовища водоростей під час їхнього культивування сприяло підвищенню росту біомаси зелених мікроводоростей *Selenastrum gracile*, *Monogardidium griffithii* та *Acutodesmus acuminatus* — в 1,2—3,5 разів залежно від стадії росту культур та діючої речовини. Найбільш вагомий вплив на питому швидкість росту культур зелених мікроводоростей справляли саліцилова та галова кислоти, вибірково — оксикоричні кислоти та біофлавоноїди. Отримані дані заслуговують на увагу при подальших дослідженнях, спрямованих на отримання біомаси водоростей з підвищеним вмістом біологічно цінних сполук (білків, вуглеводів, ліпідів тощо) при їх вирощуванні у біотехнологічних комплексах.

**Ключові слова:** зелені мікроводорості, фенолкарбонні кислоти, біофлавоноїди, питома швидкість росту, фази росту культур.

При культивуванні гідробіонтів різних трофічних рівнів у штучних умовах актуальним залишається питання розкриття особливостей їхньої фізіологічної адаптації та екологічного потенціалу, а саме підвищення продуктивності за рахунок використання біологічно активних речовин. Різні види прісноводних водоростей специфічно реагують на зміни концентрацій автохтонних та алохтонних біологічно активних речовин у середовищі. Зокрема, види з великою питомою поверхнею клітин більш чутливі до дії біологічно активних речовин (фенолкарбонних кислот, флавоноїдів, фенілетилового спирту тощо), тоді як зі зменшенням цього показника стійкість водоростей до зазначених речовин збільшується. Такі особливості реакції водоростей на дію біологічно активних речовин можуть бути одним із чинників формування структури фітопланктону в континентальних водоймах внаслідок алелопатичних взаємодій вищих водних рослин і водоростей [4, 13, 21, 25, 31]. Не менш важливою є перс-

Ц и т у в а н н я: Усенко О.М. Особливості впливу фенолкарбонних кислот та біофлавоноїдів на ріст культур зелених мікроводоростей. *Гідробіол. журн.* 2024. Т. 60. № 4. С. 48—62.

пектива використання цих речовин для підвищення продуктивності культур зелених мікроводоростей при їх вирощуванні в біотехнологічних комплексах.

Біомаса водоростей є потенційною сировиною для отримання різноманітних біологічно цінних сполук з метою їхнього практичного використання [1, 15—17]. Одними з найбільш поширених у природі видів, які широко представлені і в колекціях культур, а також часто використовуються в біотехнології, є зелені водорості.

Основними шляхами використання біомаси мікроводоростей, яку отримують як при вирощуванні в промислових фотобіореакторах різного типу, так і внаслідок збирання водоростей з прісних і морських вододойм, є виробництво біопалива, біопластику, косметичних і фармацевтичних засобів, біологічно активних добавок, продуктів харчування, корму для тварин, агродобрих тощо [7].

Біопродуктивність мікроводоростей можна значно збільшити внаслідок дотримання оптимальних умов їх вирощування у спеціально сконструйованих закритих біореакторах. Аналіз результатів наших попередніх досліджень дозволяє зробити висновок про те, що при накопичувальному культивуванні водоростей для отримання максимального виходу біологічно цінних сполук необхідно змінювати тривалість їх вирощування залежно від кінцевої мети. Так, для отримання максимальної кількості білків найкращою є фаза інтенсивного росту, вуглеводів — кінець експоненціальної фази, а ліпідів — стаціонарна фаза [10, 14, 17].

Деякі дослідники вказують про наявність у клітинах водоростей у невеликій кількості простих фенолкарбонових кислот. Так, наприклад, вони були знайдені у представників Cyanophyta, Bacillariophyceae, Eustigmatophyceae і Chlorophyta [24] та Euglenozoa [9]. У *Chlorella vulgaris* Beyerinck (Beijerinck), *Haematococcus pluvialis* Flotow, *Diacronema lutheri* (Droop) Bendif & Veron, *Phaeodactylum* sp., *Tetraselmis suecica* (Kylin) Butcher і *Porphyridium purpureum* (Bory) K.M. Drew & R. Ross було визначено гідрооксикоричні кислоти (ферулова і п-кумарова) [11]. Незважаючи на те, що загальний вміст поліфенольних сполук у мікроводоростей незначний, їхня кількість у біомасі збільшується при інтенсивному освітленні, впливі УФ-випромінювання, підвищенні температури, зміні складу поживного середовища та за присутності важких металів [12, 18].

Для інтенсивного вирощування культур у біотехнологічних комплексах необхідно підбирати види, які характеризуються високим вмістом необхідних біологічно цінних сполук на експоненціальній фазі росту. Крім визначення фаз, для отримання біомаси важливе значення має також встановлення концентрацій біологічно активних речовин, що додаються у культуральне середовище в процесі росту водоростей. Так, нами раніше встановлено, що дієвою концентрацією фенолкарбонових кислот на розвиток синьозелених водоростей, що викликають «цвітіння» води, є 100—200 мкг/дм<sup>3</sup>, тоді як пригнічення зелених та діатомових водоростей спостерігалось лише в межах 800—1200 мкг/дм<sup>3</sup> залежно від складу зазначених сполук [8]. Однак, зважаючи на видоспецифічність реакцій водорос-

тей, направленість дії фенольних сполук може бути пов'язана не тільки з концентрацією, але й з фазою росту культур [14, 15].

Використання фенолкарбонових кислот і біофлавоноїдів для підвищення продуктивності зелених мікроводоростей є мало вивченим питанням, але може бути перспективним з точки зору отримання потенційно цінної біомаси у біотехнологічних комплексах. Наші попередні дослідження щодо особливостей впливу фенольних сполук на природні популяції водоростей [8, 25] дозволяють стверджувати, що вони проявляють не тільки захисну дію, але й стимулюють продуктивність культур зелених мікроводоростей [26, 30].

Метою роботи було встановлення особливостей впливу фенолкарбонових кислот та біофлавоноїдів на ріст зелених мікроводоростей в умовах культур.

### Матеріал і методика досліджень

Об'єктами досліджень були культури зелених мікроводоростей родин Selenastraceae (*Selenastrum gracile* Reinsch. IBASU-317 і *Monoraphidium griffithii* (Berk.) Komark.-Legner. HPDP-105) та Scenedesmaceae (*Acutodesmus acuminatus* (Lagerh.) Hegew. et Hanagata IBASU-245) з колекції живих культур водоростей Інституту гідробіології НАН України та Інституту ботаніки ім. М.Г. Холодного НАН України.

Водорості вирощували на рідкому середовищі Фітцджеральда в модифікації Цендера та Горема в діапазоні температур 22—26 °С, при інтенсивності освітлення 2,5 клк, з чергуванням світлого і темного періодів 16 : 8 [3, 5].

З метою вивчення впливу фенолкарбонових кислот та біофлавоноїдів на ріст культур зелених мікроводоростей їх підросували до певної стадії експоненціальної фази росту: початкова (2-га доба), середня (7-ма доба) і кінцева (21-ша доба). Експозиція становила 14 діб.

Під час досліджень використовували хімічно чисті фенолкарбонові кислоти (оксисбензойні: саліцилова і галова; оксикоричні: кавова і кумарова) та біофлавоноїди (кверцетин і рутин) в діапазоні концентрацій 50—1600 мкг/дм<sup>3</sup>. Зазначені концентрації фенольних сполук зареєстровані у водоймах України [4].

Враховуючи результати наших попередніх досліджень стосовно вмісту фенольних сполук у природних водоймах та особливостей їхнього впливу на водорості, використовували концентрації 50, 100, 200, 400, 800 та 1600 мкг/дм<sup>3</sup>.

Біомасу водоростей нарощували у колбах об'ємом 2,0 дм<sup>3</sup>. Потім розливали однаково кількість суспензії в колби меншого об'єму і в залежності від стадії експоненціальної фази росту додавали зазначені вище концентрації досліджуваних речовин з подальшою експозицією 14 діб.

Питому швидкість росту водоростей ( $\mu$ ) визначали за формулою:

$$\mu = \frac{1}{x} \times \frac{dx}{dt},$$

де  $x$  — початкова біомаса культури;  $dx$  — приріст біомаси водоростей за певний час;  $dt$  — час росту культур [5].

Біомасу культур визначали за вмістом абсолютно сухої речовини в об'ємі суспензії [3].

Отримані результати опрацьовані статистично за допомогою програмного пакета Microsoft Excel. Достовірність для показників ( $n = 3$ ) не перевищувала рівень значущості  $p \leq 0,05$ .

### Результати досліджень та їх обговорення

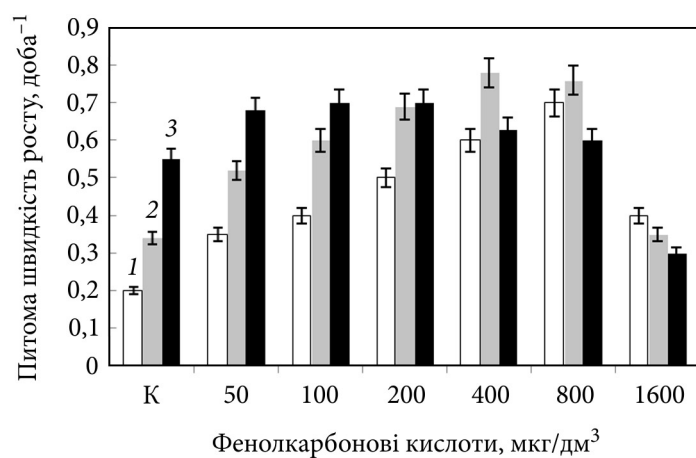
Проведені дослідження стосовно впливу саліцилової кислоти на ріст зелених мікроводоростей засвідчили, що на різних етапах їхнього розвитку відбувається як стимулювання, так і пригнічення питомої швидкості росту. Так встановлено, що найбільш помітне стимулювання росту водоростей спостерігалось для культури *Monoraphidium griffithii* при додаванні саліцилової кислоти на 2-гу добу у концентрації 50—800 мкг/дм<sup>3</sup> та *Selenastrum gracile* — на 21-шу добу (рис. 1). Найвищий рівень пригнічення росту водоростей саліциловою кислотою відмічено для культури *Acutodesmus acuminatus* за концентрації 400—1600 мкг/дм<sup>3</sup> на 21-шу добу експерименту. Характерною особливістю всіх досліджуваних мікроводоростей було стимулювання питомої швидкості росту на 2-гу, 7-му та 21-шу добу при додаванні саліцилової кислоти у концентрації 50 і 100 мкг/дм<sup>3</sup>.

Також слід зазначити, що найбільш сприятливим періодом додавання саліцилової кислоти для підвищення інтенсивності росту *M. griffithii* є 2-га та 7-ма доба, а для *S. gracile* і *A. acuminatus* — 21-ша доба росту культур.

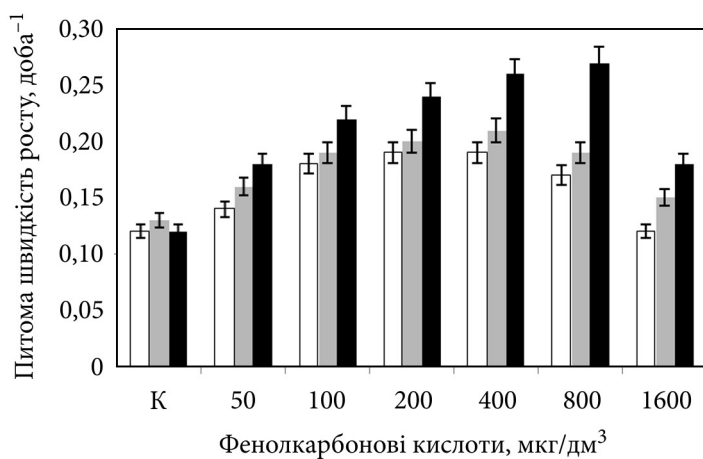
Стимулювання інтенсивності росту культури *M. griffithii* за дії галової кислоти спостерігалось при її додаванні у кількості 50—400 мкг/дм<sup>3</sup> на всіх етапах росту, з найбільшим ефектом (у 2,3 раза порівняно з контролем) на кінцевій стадії експоненціальної фази при додаванні 50 мкг/дм<sup>3</sup> (рис. 2). У *S. gracile* збільшення питомої швидкості росту виявлено в межах 50—1600 мкг/дм<sup>3</sup>, з найвищими величинами (у 2,4 раза порівняно з контролем) на 21-шу добу за дії зазначеної кислоти у кількості 50 та 100 мкг/дм<sup>3</sup>.

Водночас в процесі експерименту мало місце і пригнічення росту культур за дії галової кислоти, яке виявлено для *A. acuminatus* при концентрації 400—1600 мкг/дм<sup>3</sup> на всіх стадіях росту, з незначним стимулюванням при 50—200 мкг/дм<sup>3</sup> (на 2-гу добу). Загалом найбільш сприятливим періодом додавання галової кислоти до культур з метою підвищення інтенсивності їхнього росту є: для *M. griffithii* і *S. gracile* — 21-ша доба, для *A. acuminatus* — 2-га доба.

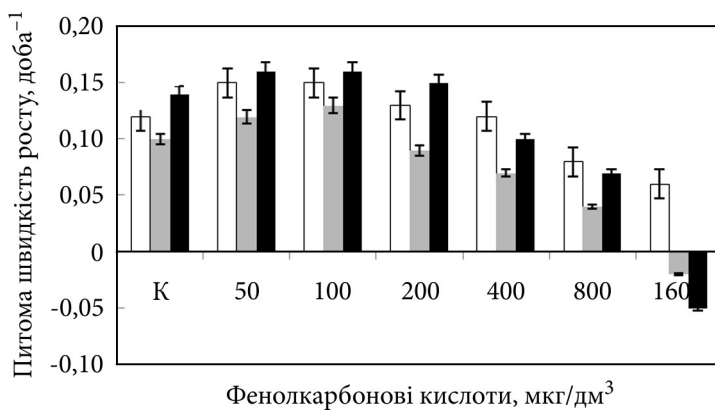
За дії кавової кислоти на культуру зеленої мікроводорості *M. griffithii* стимулювання її росту реєстрували при 50 мкг/дм<sup>3</sup> (у 1,2 раза) на всіх стадіях росту, з найбільшим приростом на 21-шу добу при 100 мкг/дм<sup>3</sup>. Зі збільшенням концентрації зазначеної кислоти спостерігали пригнічення росту культури, особливо на 2-гу добу експерименту (рис. 3). У *S. gracile* і *A. acuminatus* стимулювання питомої швидкості росту відмічено лише за



а

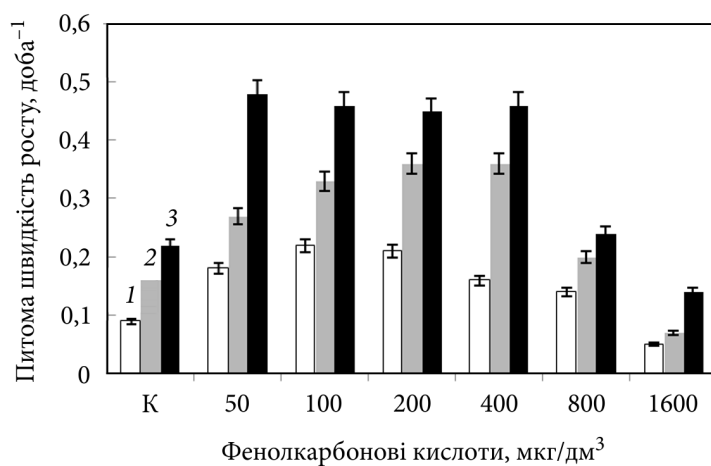


б

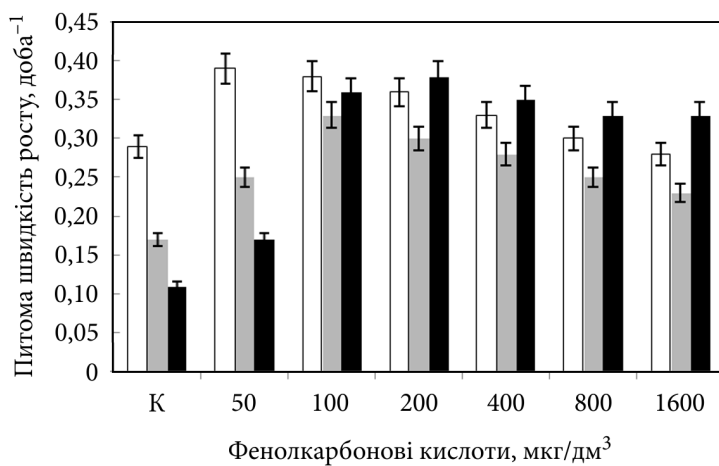


в

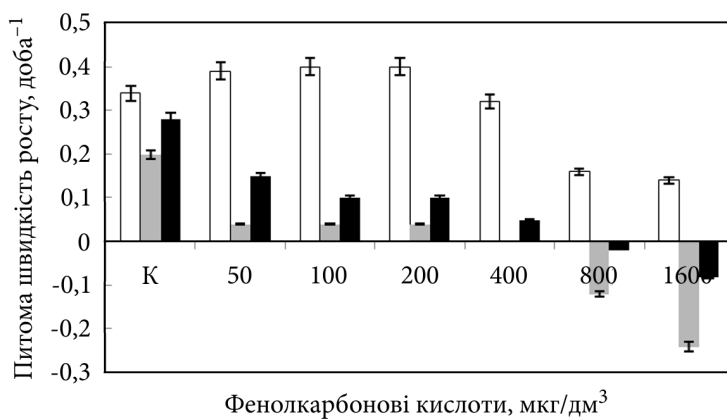
**Рис. 1.** Вплив саліцилової кислоти на питому швидкість росту зелених мікрводоростей на різних стадіях експоненційної фази росту культур. Тут і на рис. 2—6: *Monoparhidium griffithii* (а), *Selenastrum gracile* (б), *Acutodesmus acuminatus* (в); 1 — початкова (2-га доба), 2 — середня (7-ма доба), 3 — кінцева (21-ша доба) стадії



a



б



в

Рис. 2. Вплив галової кислоти на питому швидкість росту зелених мікроводоростей на різних стадіях експоненційної фази росту культур

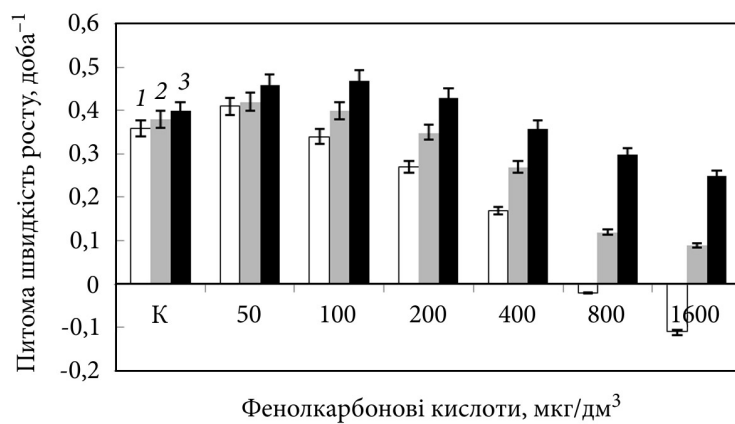
найменшої концентрації (50 мкг/дм<sup>3</sup>) на 7-му та 21-шу добу експерименту (відповідно в 1,4 та 1,2 рази порівняно з контролем). Таким чином, найбільш дієвою концентрацією кавової кислоти є 50 і 100 мкг/дм<sup>3</sup> для *M. griffithii*, 50 мкг/дм<sup>3</sup> — для *S. gracile* і *A. acuminatus* на 21-шу добу експерименту.

Результати дослідження впливу кумарової кислоти на ріст зелених мікроводоростей засвідчили пригнічуючий ефект на *M. griffithii* практично на всіх стадіях експоненційної фази росту (рис. 4). Водночас за дії зазначеної сполуки на *S. gracile* і *A. acuminatus* спостерігалось невелике стимулювання питомої швидкості росту при концентрації 50 і 100 мкг/дм<sup>3</sup> (у 1,1—1,3 рази порівняно з контролем) на всіх стадіях росту. Отже, найбільш дієвою концентрацією кумарової кислоти на ріст досліджуваних водоростей є концентрація 100 мкг/дм<sup>3</sup> для *S. gracile* на 2-гу добу і 50 мкг/дм<sup>3</sup> — для *A. acuminatus* на 21-шу добу експерименту.

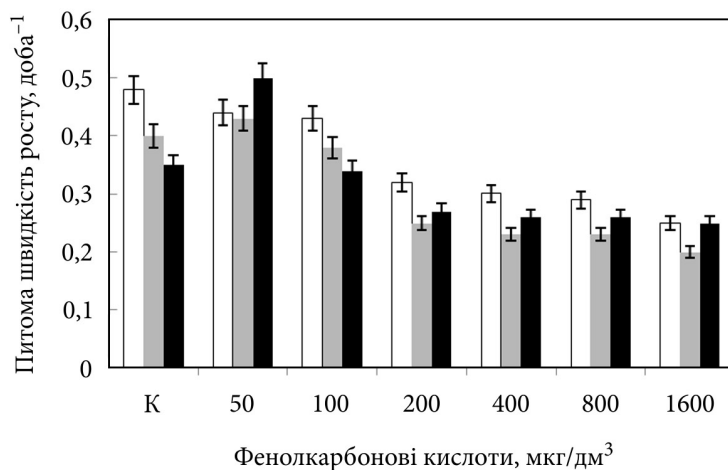
При додаванні кверцетину до культури *M. griffithii* стимулювання її росту спостерігалось лише за концентрації 50 мкг/дм<sup>3</sup> на 21-шу добу експозиції. Для *S. gracile* більш помітний стимулюючий ефект кверцетину спостерігався за його концентрації 50 і 100 мкг/дм<sup>3</sup> (в 1,3—1,5 рази порівняно з контролем), з найбільшим приростом культури при додаванні 100 мкг/дм<sup>3</sup> на 21-шу добу. У *A. acuminatus* збільшення питомої швидкості росту спостерігалось за дії кверцетину 200 мкг/дм<sup>3</sup> (у 1,2 рази порівняно з контролем) на кінцевій стадії (21-ша доба) експоненційної фази росту. Таким чином, найбільш дієвою концентрацією кверцетину на ріст *M. griffithii* є 50 мкг/дм<sup>3</sup>, для — *S. gracile* — 50 і 100 мкг/дм<sup>3</sup>, а для *A. acuminatus* — 200 мкг/дм<sup>3</sup> наприкінці експоненційної фази росту.

При додаванні рутину до культури *M. griffithii* стимулювання її росту на 2-гу добу спостерігалось лише за концентрації 50 мкг/дм<sup>3</sup>. Водночас на 7-му та 21-шу добу мало місце досить помітне зростання питомої швидкості росту культури за дії всіх досліджуваних концентрацій, з найвищим значенням (1,5 рази порівняно з контролем) при 50, 100 і 200 мкг/дм<sup>3</sup> (рис. 6). Для культури *S. gracile* виявлено пригнічення питомої швидкості росту на 7-му та 21-шу добу експерименту, а стимулювання відбувалося лише на початковій фазі, особливо за дії 200 мкг/дм<sup>3</sup> (майже в 1,5 рази порівняно з контролем). За дії рутину на *A. acuminatus* спостерігалась активізація росту культури на всіх стадіях експоненційної фази, з найбільшою величиною питомої швидкості росту на 7-му і 21-шу добу експерименту за концентрації 100 мкг/дм<sup>3</sup> (в 1,3 рази порівняно з контролем). Таким чином, найбільш дієвою концентрацією рутину на питому швидкість росту зелених мікроводоростей є 50, 100 і 200 мкг/дм<sup>3</sup> для *M. griffithii* на 7-му та 21-шу добу, для *S. gracile* — 200 мкг/дм<sup>3</sup> на 2-гу добу та для *A. acuminatus* — 100 мкг/дм<sup>3</sup> на 7-му і 21-шу добу експоненційної фази росту.

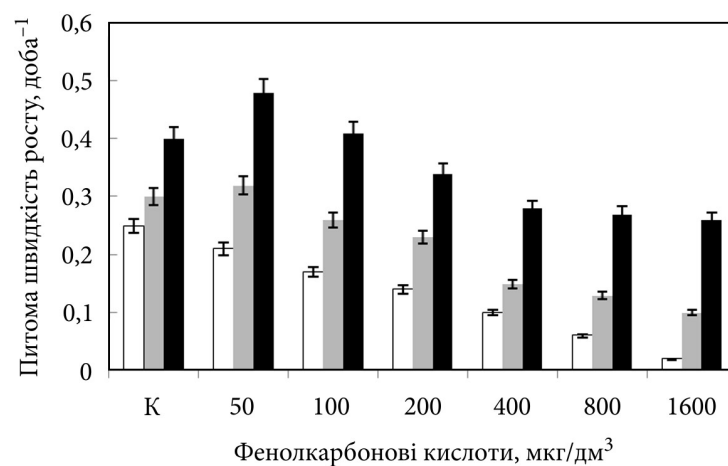
Основний механізм дії фенолкарбонових кислот на водорості пов'язаний з роз'єднанням процесів окиснення та фосфорилування, що призводить до дефіциту енергії, необхідної для синтезу багатьох речовин у клітинах. Однією з причин відмінностей реакції різних водоростей на дію



a

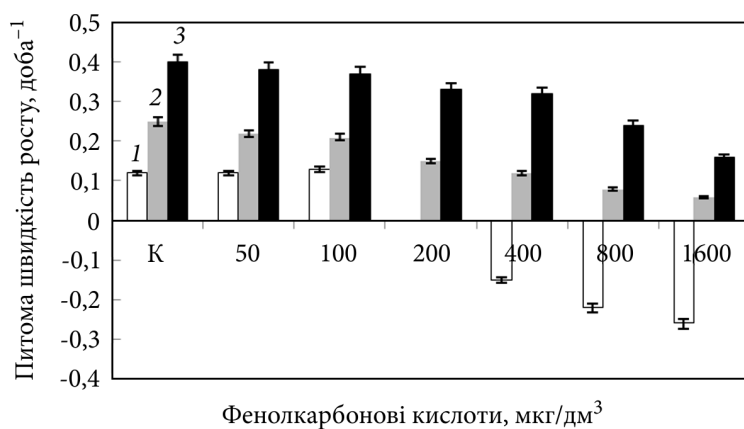


б

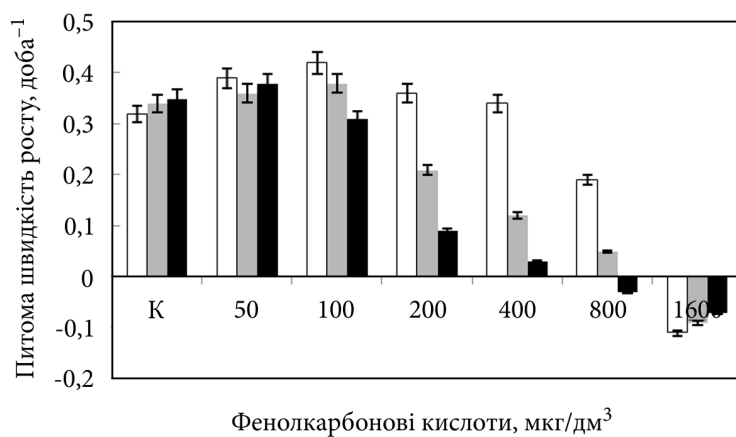


в

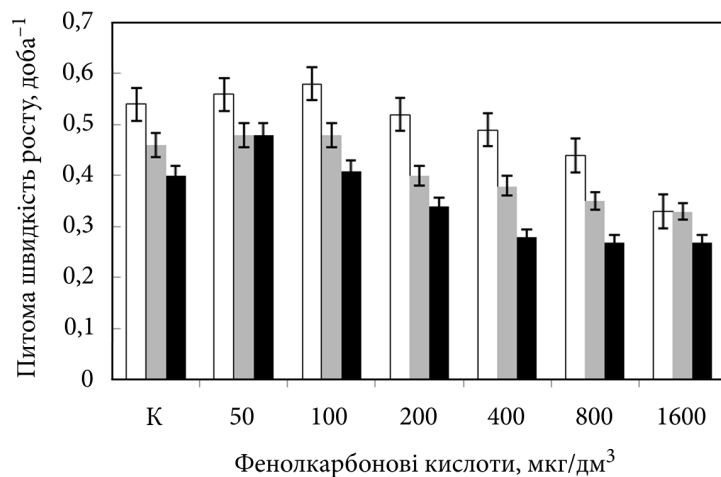
Рис. 3. Вплив кавової кислоти на питому швидкість росту зелених мікродоростей на різних стадіях експоненційної фази росту культур



a

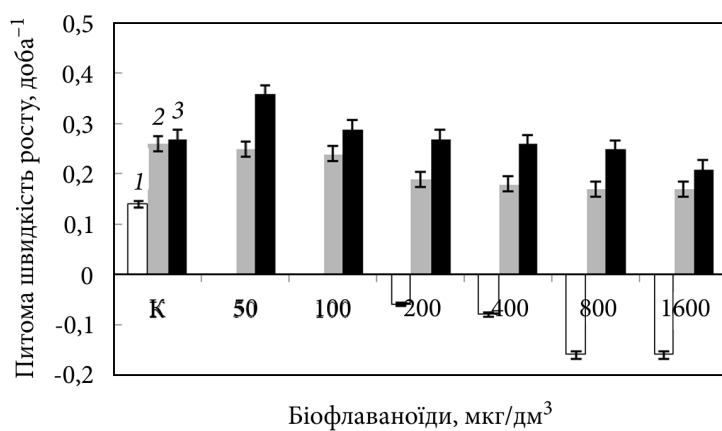


b

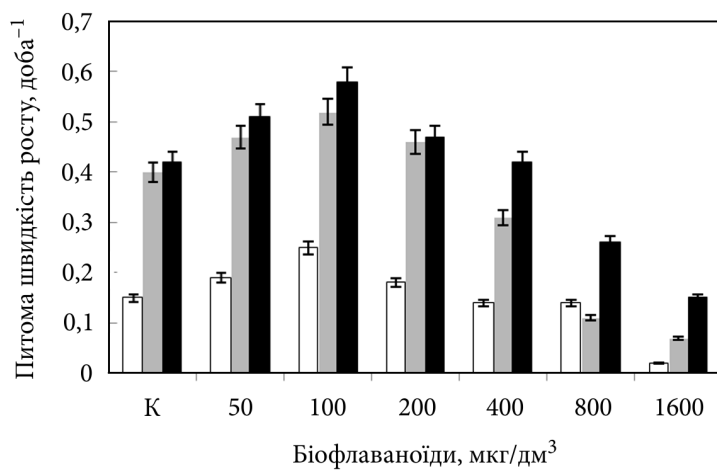


v

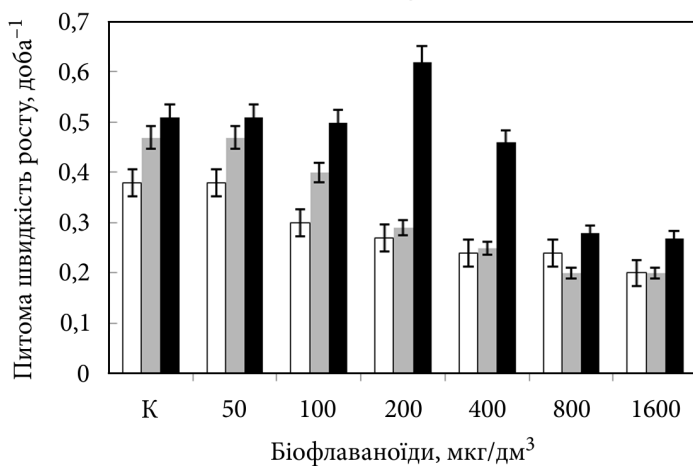
**Рис. 4.** Вплив кумарової кислоти на питому швидкість росту зелених мікрободоростей на різних стадіях експоненційної фази росту культур



a

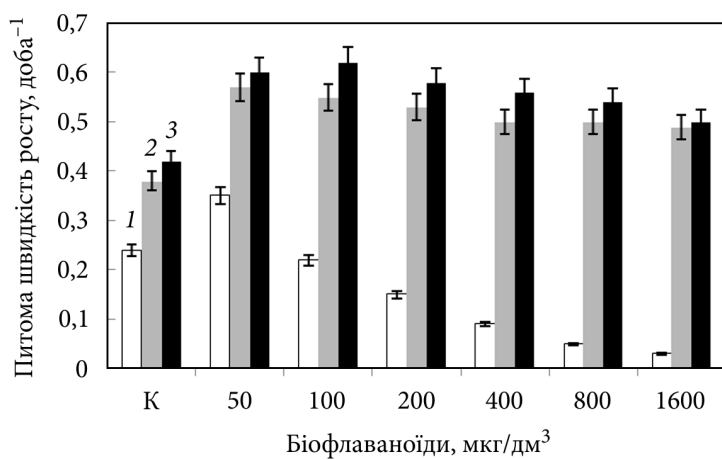


б

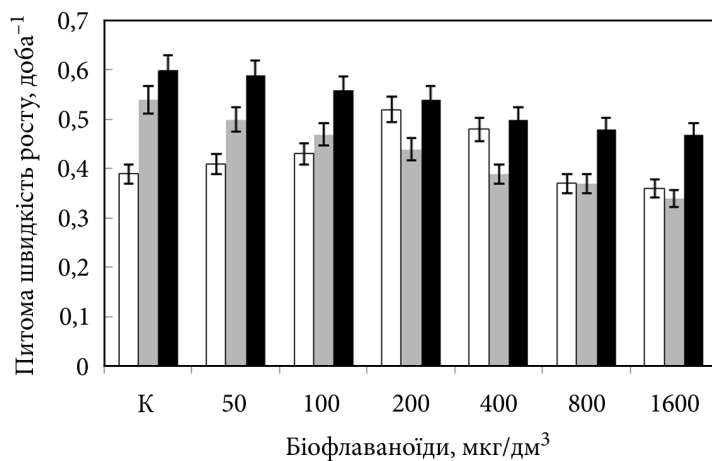


в

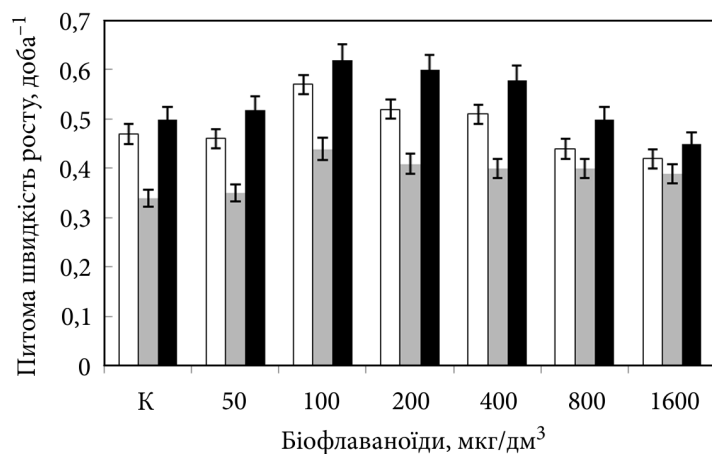
Рис. 5. Вплив кверцетину на питому швидкість росту зелених мікроводоростей на різних стадіях експоненційної фази росту культур



a



b



в

**Рис. 6.** Вплив рутину на питому швидкість росту зелених мікродоростей на різних стадіях експоненційної фази росту культур

фенолкарбонових кислот можуть бути особливості їхніх адаптаційних властивостей [23]. Зокрема, вплив високих концентрацій фенолкарбонових кислот на зелені мікроводорості пов'язаний зі специфічними механізмами протидії або прискореної детоксикації цих речовин. Підтвердженням зазначеного є результати дослідження ферментативної активності як показника функціонального стану водоростей. Так, при додаванні галової кислоти зафіксовано зниження активності нітратредуктази у культурі *S. gracile*. У той же час у *A. dimorphus* активність цього ферменту за дії кавової кислоти після стресового підвищення, що спостерігалось через 1 год після її внесення, поверталася надалі до контрольних значень у варіантах з усіма дослідженими концентраціями (0,1—1 мг/дм<sup>3</sup>) [25].

Біологічну дію флавоноїдів пов'язують з регуляцією окисно-відновних процесів, стабілізацією клітинних мембран, модуляцією активності ферментів та рецепторів [6, 20]. Окиснюючись киснем повітря, флавоноїди за участі поліфенолоксидази перетворюються у хінони, які, відновлюючись атомами водню дихального субстрату, знову стають доступними для дії поліфенолоксидази. Таким чином, система флавоноїд-поліфенолоксидаза служить переносником атомів водню на кінцевих етапах дихання [22, 29]. Наявність такої системи дає можливість рослинній клітині далі окиснювати низку сполук (амінокислоти, аскорбінова, яблучна та лимонна кислоти, цитохром С, поліфеноли тощо) вже не ферментативним шляхом [2]. Нещодавно встановлено, що флавоноїди також впливають і на сигнальні процеси у живих системах за рахунок взаємодії з білками, які виконують регуляторні функції, змінюючи стан клітин в цілому [12].

Різниця впливу біофлавоноїдів на культури зелених мікроводоростей пояснюється відмінностями їхньої хімічної структури: кверцетин (флавоноїд) і рутин (глікозид кверцетину). За допомогою транскриптомного аналізу встановлено, що кверцетин посилює експресію ключових генів, залучених у клітинні сигнальні механізми, такі як фосфатидилінозитол  $\alpha$ -4-кіназа, тим самим посилюючи ріст клітин. Роль кверцетину в стимулюванні росту біомаси мікроводоростей і накопиченні ліпідів шляхом регуляції ключових метаболічних процесів дає нове розуміння функціонування цих організмів [19]. Синтез та розклад глікозидів регулюється спеціальними ферментами (флавоноїд-пероксидазою), що призводить до стимуляції чи руйнування їхньої активності, тим самим порушуючи нормальний обмін вуглеводів у водоростей [28, 32].

В цілому ж слід зазначити, що дія фенолкарбонових кислот та біофлавоноїдів направлена в першу чергу на зміну структурно-функціональних характеристик (форми, розміру, питомої швидкості росту) рослин, здатних впливати на клітинному рівні на їхню фотосинтетичну активність в процесі захисту від абіотичних (температури, інтенсивності освітлення тощо) та біотичних чинників (внутрішньовидова та міжвидова взаємодія).

## Висновки

Проведені дослідження засвідчили, що додавання оксибензойних фенолкарбонових кислот у кількості 50, 100 та 200 мкг/дм<sup>3</sup> сприяло приросту біомаси зелених мікроводоростей у 2,1—3,5 разів. Найбільш ефективним етапом підвищення інтенсивності росту досліджуваних видів зелених водоростей за дії саліцилової кислоти є експоненційна фаза росту культур, зокрема, для *Monoraphidium griffithii* — 2-га і 7-ма доба, для *Selenastrum gracile* і *Acutodesmus acuminatus* — 21-ша доба періоду культивування. Стимулювання питомої швидкості росту зазначених культур за дії галлової кислоти спостерігалось при її концентрації 50 та 100 мкг/дм<sup>3</sup>: для *M. griffithii* і *S. gracile* — на 21-шу добу, для *A. acuminatus* — на 2-гу добу експерименту.

Стимулюючий вплив оксикоричних кислот на ріст культур зелених мікроводоростей був менш помітним (у 1,2—1,5 разів при 50 мкг/дм<sup>3</sup>), ніж оксибензойних. При цьому за дії кавової кислоти спостерігалось стимулювання питомої швидкості росту *M. griffithii* на всіх стадіях експоненційної фази, особливо на 21-шу добу періоду культивування. Для *S. gracile* і *A. acuminatus* стимулюючий вплив зазначеної кислоти реєстрували лише на 21-шу добу експерименту, тоді як за вищих концентрацій відмічалось пригнічення росту культур.

Найбільш сприятливою концентрацією кумарової кислоти для росту досліджуваних мікроводоростей була 100 мкг/дм<sup>3</sup> для *S. gracile* (2-га доба) і 50 мкг/дм<sup>3</sup> — для *A. acuminatus* наприкінці експоненційної фази її росту (21-ша доба). Водночас кумарова кислота негативно впливала на культуру *M. griffithii* на всіх етапах її розвитку.

Встановлено, що найбільший приріст біомаси *M. griffithii* і, особливо, *S. gracile* спостерігався при додаванні у поживне середовище кверцетину у кількості 50 та 100 мкг/дм<sup>3</sup>, а для *A. acuminatus* — 200 мкг/дм<sup>3</sup> наприкінці експоненційної фази росту культур (21-ша доба). У випадку додавання рутину стимулюючий ефект на ріст водоростей спостерігали: за концентрації 50, 100 і 200 мкг/дм<sup>3</sup> — для *M. griffithii* (7-ма і 21-ша доба), при 200 мкг/дм<sup>3</sup> — для *S. gracile* (2-га доба) і при 100 мкг/дм<sup>3</sup> — для *A. acuminatus* (7-ма доба).

Отже, додавання фенолкарбонових кислот та біофлавоноїдів в межах досліджуваних концентрацій до поживного середовища може справляти суттєвий вплив на приріст біомаси зелених мікроводоростей при їх вирощуванні в біотехнологічних комплексах.

### Список використаної літератури

1. Золотарьова О.К., Шнюкова Є.І., Сиваш О.О., Михайленко Н.Ф. Перспективи використання мікроводоростей у біотехнології. Київ : Альтерпрес, 2008. 234 с.
2. Красільнікова Л.О., Авксентьева О.О., Жмурко В.В. Біохімія рослин. Харків : Колорит, 2007. С. 27—144.
3. Методы физиолого-биохимического исследования водорослей в гидробиологической практике. Киев : Наук. думка, 1975. 247 с.
4. Сакевич О.Й., Усенко О.М. Алелопатія в гідроекосистемах. Київ : Логос, 2008. 344 с.

5. Сакевич О.Й., Усенко О.М., Баланда О.В. Біохімічний аналіз водяних рослин. Київ : Логос. 2009. 372 с.
6. Смірнов О., Косик О. Флавоноїди рутин і кверцетин. Біосинтез, будова, функції. *Вісн. Львів. ун-ту. Сер. Біологія*. 2011. Вип. 56. С. 3—11.
7. Степанов С.С., Мокросноп В.М. Метаболічні процеси та цінні речовини водоростей. Київ : Наук. думка, 2021. 248 с.
8. Усенко О.М., Сакевич О.Й., Баланда О.В. Резистентність водоростей до біологічно активних речовин. Київ : Логос. 2010. 192 с.
9. Cervantes-Garcia D., Troncoso-Rojas R., Sanchez-Estrada A. et al. Production of phenolics and flavonoids compounds in *Euglena gracilis* under copper stress. *J. Pure Appl. Microbiol.* 2013. Vol. 7. P. 93—100.
10. Gim G.H., Kim J.K., Kim H.S. et al. Comparison of biomass production and total lipid content of freshwater green microalgae cultivated under various culture conditions. *Bioproc. Biosyst. Engineer.* 2014. Vol. 37, N 2. P. 243—260.
11. Goiris K., Muylaert K., Voorspoels S. et al. Detection of flavonoids in microalgae from different evolutionary lineages. *J. Phycol.* 2014. Vol. 50, N 3. P. 483—492.
12. Khalid M., Saeed-ur-Rahman, Bilal M., Dan-feng H. Role of flavonoids in plant interactions with the environment and against human pathogens — A review. *J. Integrat. Agricult.* 2019. Vol. 18, N 1. P. 211—230.
13. Kirpenko N.I., Usenko O.M. Influence of higher aquatic plants on microalgae (a Review). *Hydrobiol. J.* 2013. Vol. 49, N 2. P. 57—74.
14. Kirpenko N.I., Usenko O.M. Biochemical composition of green algae at different stages of their growth. *Ibid.* 2015. Vol. 51, N 4. P. 39—45.
15. Kirpenko N.I., Usenko O.M., Musiy T.O. Variability of the biochemical composition of algae (a Review). *Ibid.* 2015. Vol. 51, N 1. P. 49—62.
16. Kirpenko N.I., Usenko O.M., Musiy T.O. Content of proteins, carbohydrates and lipids in biomass of green algae under different temperature of cultivation. *Ibid.* 2016. Vol. 52, N 1. P. 99—105.
17. Kirpenko N.I., Usenko O.M., Musiy T.O. Comparative analysis of the content of proteins, carbohydrates, and lipids in the cells of green microalgae. *Ibid.* 2018. Vol. 54, N 2. P. 81—91.
18. Kovačik J., Klejduš B., Bačkor M. Physiological responses of *Scenedesmus quadricauda* (*Chlorophyceae*) to UV-A and UV-C light. *Photochem. Photobiol.* 2010. Vol. 86, N 3. P. 612—616.
19. Ma Y., Balamurugan S., Yuan W. et al. Quercetin potentiates the concurrent hyper-accumulation of cellular biomass and lipids in *Chlorella vulgaris*. *Bioresource Technol.* 2018. Vol. 269. P. 434—442.
20. Middleton E., Kandaswami C., Theoharides T. The effect of plant flavonoids on mammalian cell: Implications for inflammation, heart disease and cancer. *Pharmacol. Rev.* 2000. Vol. 52, N 4. P. 673—701.
21. Nezbrytska I., Usenko O., Konovets I. et al. Potential use of aquatic vascular plants to control cyanobacterial blooms: a review. *Water*. 2022. Vol. 14, N 11. P. 1727.
22. Pourcel L., Routaboul J.M., Cheynier V. et al. Flavonoid oxidation in plants: from biochemical properties to physiological functions. *Trends Plant Sci.* 2007. Vol. 12, N 1. P. 29—36.
23. Rice-Evans C., Miller N., Paganga G. Antioxidant properties of phenolic compounds. *Trends Plant Sci.* 1997. Vol. 2, N 4. P. 152—159.
24. Safafar H., Van Wagenen J., Moller P., Jacobsen C. Carotenoids, phenolic compounds and tocopherols contribute to the antioxidative properties of some microalgae species grown on industrial wastewater. *Mar. Drugs*. 2015. Vol. 13, N 12. P. 7339—7356.
25. Sakevich A.I., Kirpenko N.I., Medved V.A. et al. Influence of polyphenols of higher aquatic plants on the functional activity of plankton algae. *Hydrobiol. J.* 2005. Vol. 41, N 6. P. 99—110.

26. Sakevich A.I, Usenko O.M. Elements of algae ecological metabolism under conditions of their cultivation. *Ibid.* 2008. Vol. 44, N 1. P. 34—47.
27. Suzuki N., Koussevitzky S., Mittler R.O.N., Miller G.A.D. ROS and redox signaling in the response of plants to abiotic stress. *Plant Cell Environ.* 2012. Vol. 35, N 2. P. 259—270.
28. Takahama U., Oniki T. Flavonoids and some other phenolics as substrates of peroxidase: physiological significance of the redox reactions. *J. Plant Res.* 2000. Vol. 113. N 3. P. 301—309.
29. The Science of flavonoids / Ed. by E. Grotewold. N.Y. : Springer Science, 2006. 273 p.
30. Usenko O.M., Konovets I.N., Tarashchuk O.S., Gorbunova Z.N. Phenolcarboxylic acids of the submerged aquatic plants and their effect on phytoepiphyton structure. *Hydrobiol. J.* 2019. Vol. 55, N 6. P. 55—64.
31. Usenko O.M., Sakevich A.I, Klochenko P.D. The participations of photosynthetic hydrobionts in urea degradation. *Ibid.* 2000. Vol. 36, N 6. P. 20—29.
32. Winkel-Shirley B. Biosynthesis of flavonoids and effects of stress. *Curr. Opin. Plant Biol.* 2002. Vol. 5, N 3. P. 218—223.

Надійшла 29.08. 2022

O.M. Usenko, PhD (Biol.), Senior Researcher, Senior Researcher,  
Institute of Hydrobiology of the NAS of Ukraine,  
Volodymyr Ivasyuk Avenue, 12, Kyiv, 04210, Ukraine,  
e-mail: oleg.mikh.usenko@gmail.com  
ORCID 0000-0002-0782-7292

#### FEATURES OF THE INFLUENCE OF PHENOLCARBOXYLIC ACIDS AND BIOFLAVONOIDS ON THE GROWTH OF GREEN MICROALGAE CULTURES

It was established that the addition of phenolic acids and bioflavonoids (50—200 µg/L) to the nutrient medium of algae during their cultivation contributed to the growth of the biomass of green microalgae *Monoraphidium griffithii* (Berk.) Komark.-Legner. HPDP-105, *Selenastrum gracile* Reinsch. IBASU-317 and *Acutodesmus acuminatus* (Lagerh.) Hegew. et Hanagata IBASU-245 by 1.2—3.5 times, depending from the growth stage of cultures and the active substance. The most significant influence on the specific growth rate of green microalgae cultures was exerted by salicylic and gallic acids, selectively by oxycinnamic acids and bioflavonoids. The obtained data deserve attention in further research aimed at obtaining algae biomass with an increased content of biologically valuable compounds (proteins, carbohydrates, lipids, etc.) when grown in biotechnological complexes.

**Keywords:** green microalgae, phenolic carboxylic acids, bioflavonoids, specific growth rate, phases of growth.