

КОЛОНІЗАЦІЯ МІКРОВОДОРОСТЯМИ ДЕЯКИХ ШТУЧНИХ ПОЛІМЕРІВ В УМОВАХ ЕКСПЕРИМЕНТУ

Капшина І.А. – аспірант, пров. інж.

ДУ «Інститут морської біології Національної академії наук України»
irakapshina97@gmail.com

Снігірєва А.О. – к.б.н.¹, старший викладач²

¹ДУ «Інститут морської біології Національної академії наук України»
²Одеський національний університет імені І.І. Мечникова
snigireva.a@gmail.com, a.a.snigirova@onu.edu.ua

Узун О.Є. – пров. інж.

ДУ «Інститут морської біології Національної академії наук України»
biolena17@gmail.com

У представлений роботі наведені результати експериментальних досліджень характеру обростання мікрофітами поверхні пластикових матеріалів. В основу роботи покладені два лабораторних експерименти (I та II) та один польовий (експеримент III). Експерименти I та II проводили у кристалізаторах протягом 4 та 7 тижнів. Зразками для експерименту I слугували пластини з поліетилентерефталату (PET) двох типів: взятих з морського середовища із викидів на узбережжі (шорсткий (EP) та гладкий PET (KP)); для експерименту II – пластини з поліетилену низької густини (LDPE) та гладкого PET. У якості контролю використовували скляні пластини. Польовий експеримент III проходив протягом 7 днів в прибережній зоні Одеської затоки. Зразками слугували PET пластини різної прозорості та поверхні.

У результаті експерименту I найкраще обростали пластинки з шорсткого пластику (EP) та скляні (K), найгірше – з гладкою поверхнею (KP). Достовірні відмінності кількісних показників мікроводоростей на пластинках виявлені тільки в ході першого етапу експозиції. У результаті змін властивостей поверхні пластику за умови перебування у морському середовищі вона стає більш придатною для формування обростання в лабораторних умовах. У ході експерименту I біомаса змінювалась в діапазоні від $0,2 \cdot 10^{-2}$ мг·см⁻² до $4,0 \cdot 10^{-2}$ мг·см⁻². Лабораторний експеримент II продемонстрував поступове зростання кількісних показників фітоперифітону на PET пластинках (від $0,01 \cdot 10^{-2}$ мг·см⁻² до $0,18 \cdot 10^{-2}$ мг·см⁻²) та зниження на LDPE пластинках (від $0,03 \cdot 10^{-2}$ мг·см⁻² до $0,001 \cdot 10^{-2}$ мг·см⁻²). Ці дані підтверджуються коефіцієнтом кореляції: +0,9 (для PET) та -0,9 (для LDPE) для біомаси. Розвиток мікроводоростей регулювався інфузоріями, що почали активно розвиватись з 2–3 тижня та використовували мікрофітів у якості їжі. Максимальна чисельність інфузорій спостерігалась на LDPE пластинках. Тижнева експозиція PET в природних умовах (експеримент III) демонструє, що первинні поселення мікрофітів досить різноманітні та досягають 28 видів. Отримані дані вносять суттєвий внесок у розуміння процесів взаємодії пластикових матеріалів із мікроводоростями та стануть основою майбутніх досліджень.

Ключові слова: мікроводорості, сукцесія, біообростання, штучні полімери, морське сміття, пластик, лабораторний та польовий експерименти.

Вступ

Натепер пластик розповсюджений на всій земній кулі: від тропічних (John et al. 2021) до полярних поясів (Collard and Ask 2021; Gonzalez Pleater et al. 2021), від річок (Wang et al. 2020) до глибоких океанських жолобів (Chiba et al. 2018). На його частку припадає до 90% морського сміття. Подібний розподіл є характерним і для різних районів Чорного моря (Moncheva et al. 2016; Suaria et al. 2015; Terzi, Erüz and Özşeker 2020). Серед знайденого пластику най-

більш розповсюдженим є поліетилен (PE), що складає майже 45% (Eryaşar et al. 2021) та поліетилентерефталат (PET) – від 8% до 25% (Aytan et al. 2020; Eryaşar et al. 2021). У зв'язку з великою кількістю цих типів полімерів, що знаходяться в Світовому океані, актуальним представляється дослідження характеру їхньої взаємодії з мікроорганізмами (Sapozhnikov et al. 2021).

При потраплянні у воду пластик стає субстратом для гідробіонтів, а першими його колонізаторами

є мікроорганізми та мікробіодорості. В Чорному морі певна увага приділяється як обростанням безпосередньо на морському смітті (PE, PET), виловленому в морі (Snigirova and Kurakin 2019; Snigirova, Uzun and Portyanko 2020), так і на експериментальних конструкціях у природному середовищі (Esensoy, Şentürk and Aytan 2020; Рябушко и др. 2019; Снигирёва и др. 2021б).

Досліджень з вивчення мікрофітообростання в лабораторних умовах не так багато (Калинина и др. 2021). У якості субстрату використовуються різні матеріали: скло (Корляков 2017), папір та інші (Tong and Derek 2021b). Дослідження утворення біоплівки проводяться як для натурних угруповань, так і з використанням культур (Tong and Derek 2021a). Проте процеси розвитку мікробіодоростей на пластику залишаються не до кінця зрозумілими. Деякі роботи зосереджені на питанні розвитку мікроорганізмів (Harrison et al. 2014), а інші – окремих видів діатомових водоростей (Tong and Derek 2021b).

Отже, метою даної роботи було проаналізувати характер колонізації мікробіодоростями окремих типів пластикового субстрату в умовах лабораторних та природного експериментів.

Матеріали та методи досліджень

Для аналізу характеру обростання на пластику було проведено серію незалежних експериментів у лабораторних (експеримент I та II) та природних умовах (експеримент III). Лабораторні експерименти I та II були проведені на базі ДУ «Інститут морської біології НАН України». Матеріалом для експерименту I слугували прозорі пляшки (PET) з природного середовища (деякий час перебували у морі), які були викинуті на берег після весняних штормів і мали шорстку поверхню. З цих пляшок були вирізані пластинки площею 4 см². Як контроль використовувалися скло (предметне скло) і пластини з гладкого прозорого поліетилентерефталату (PET). Усього було виготовлено 27 шорстких пластин (EP), 9 контрольних пластин з гладкою поверхнею (KP) та 9 скляних пластин (K).

В експерименті II використовувалися декілька видів пластин: поліетилентерефталат (PET, прозорий, із гладкою поверхнею), поліетилен низької густини (LDPE, прозорий) площею 4–6 см². В якості контролю використовувалися скляні пластини. Всього було виготовлено по 45 пластин кожного типу.

Експеримент I проводили у квітні-травні 2018 р. (з 16 квітня по 11 травня), а експеримент II – в жовтні-листопаді 2019 р. (з 07 жовтня по 22 листопада) у кристалізаторах об'ємом 4 л (у трьох повторах) при природньому освітленні та кімнатній температурі. Пластини заливали морською водою (3 л) з природного середовища. В експерименті II на дно криста-

лізаторів з метою збагачення субстрату біологічним матеріалом (цисти, бактерії, одноклітинні водорості, найпростіші, мейобентосні організми тощо) розміщався пісок, маса якого становила 200 г. Зйомку пластин з обростанням здійснювали кожні 7 днів.

Для порівняння процесів колонізації пластику мікробіодоростями в лабораторних умовах з процесами в природному середовищі в районі 14 станції Великого Фонтану (Одеська затока) з 12 по 19 жовтня 2019 р. в прибережній зоні були встановлені конструкції з поліетилентерефталату з різними прозорістю та типом поверхні (експеримент III). Конструкції представляють собою циліндри, вирізані з темних та прозорих пластикових пляшок. Частину циліндрів було затерто наждачним папером (зернистість P600), щоб утворити шорстку поверхню.

Після експозицій зразки фіксували 4% формальдегідом. Мікрофіти, що обросли скляні пластини (K), зчищали щіткою та фіксували. Для відокремлення клітин від інших пластин використовувалася ультразвукова мийка, в якій зразки оброблялися протягом 10 хв при 35 кГц. Подальша якісна обробка проводилася за стандартною методикою (Ковтун, Снігирьова та Білоус 2012). Кількісну обробку проводили з використанням лічильної камери (об'ємом 0,05 мл) чи безпосередньо на пластинках, рахуючи кількість клітин в полях зору. У експерименті II додатково проводили підрахунок інфузорій. Для визначення видового складу мікрофітів використовували визначники (Гусяков, Закардоненц и Герасимюк 1992; Царенко 1992; Коваленко 2009) та номенклатурні зведення (Guiry and Guiry 2021).

Отримані дані були перевірені на нормальність тестом Шапіро-Вілка та за необхідності трансформовані функцією логарифмування $\log(x+1)$. Для визначення схожості таксономічного складу різних проб було використано індекс Брея-Кертіса. Для проведення порівняльного аналізу експериментальних пластин і виділення груп за показниками щільності мікробіодоростей проводили ієрархічний кластерний аналіз методом середніх значень на основі отриманої матриці подібності. Для оцінки достовірності результатів кластерного аналізу проводили SIMPROF тест. За допомогою методу однофакторного аналізу подібності (ANOSIM) оцінювали достовірність об'єднання проб в ті чи інші групи. Між кількісними показниками мікробіодоростей та терміном експозиції було розраховано коефіцієнт кореляції. Відмінності вважалися достовірними, якщо граничний рівень значущості не перевищував 5% ($P < 0.05$). Статистична обробка матеріалу проводилася з використанням пакету програм: Статистика в MS Excel 2010 року (Microsoft™), PAST.4.03 та PRIMER версія 6.1.6 6 (Clarke et al. 2014).

Результати та обговорення

У лабораторному експерименті I на пластинах було виявлено 11 видів мікроводоростей, що були представлені діатомовими (8 видів) та зеленими (3 види) (табл. 1). Найбільш масовими видами, які до кінця експерименту розвивалися на всіх пластинах, є наступні: *Tabularia fasciculata* (дві розмірні групи), *Achnanthes brevipes*, *Berkeleya rutilans*, *Navicula* sp., *Monoraphidium arcuatum*, *M. contortum*, *M. minutum*¹. Види *T. fasciculata*, *A. brevipes*, *Melosira nummuloides*, *B. rutilans* є типовими для Одеської затоки, що формують основу угруповань в прибережній зоні на твердих субстратах (Неврова и Гусяков 1988). На експериментальних пластинах вони формували колонії, властиві їм в природних умовах. Зазначені нами зелені водорості є представниками фітопланктону, проте вони часто зустрічаються і в бентосі в прибережній зоні Одеської затоки. Ці види спостерігалися в експериментах, проведених нами раніше (Snigirova and Aleksandrov 2014). Інші 4 види є представниками бентосу та широко розповсюджені в прибережній зоні моря.

У результаті досліджень було виявлено, що формування обростання на пластинах проходило нерівномірно. Найвище біорізноманіття спостерігалося на EP та K пластинах (8 та 9 видів відповідно). Найменше обросли пластини KP – 4 види (табл. 1).

За весь період експерименту найкраще обросли пластини EP, що знаходилися деякий час в природних умовах. Кількісні показники на цих пластинах варіювали в наступному діапазоні: чисельність – від 0,4 тис.кл.·см⁻² до 6,4 тис.кл.·см⁻²; біомаса – від 0,2 мг·см⁻² до 4,0·10⁻² мг·см⁻². Найменш інтенсивно обросли пластини KP: діапазон чисельності від 0,4 тис.кл.·см⁻² до 1,3 тис.кл.·см⁻²; біомаси – від 0,2 мг·см⁻² до 0,4·10⁻² мг·см⁻² (рис. 1). Граничні показники на контрольних скляних пластинках:

чисельність – від 0,2 тис.кл.·см⁻² до 6,8 тис.кл.·см⁻²; біомаса – від 0,1 мг·см⁻² до 3,4·10⁻² мг·см⁻².

Протягом першого тижня експерименту I найвищі показники мікроводоростевого обростання спостерігались на пластинах EP та K. Кластерний аналіз з SIMPROF тестом показав, що можна виділити дві групи проб: шорсткі та скляні з гладким пластиком. Було виявлено, що угруповання, сформоване на EP пластинах, відрізняється від угруповання на K пластинах. Аналіз ANOSIM показав, що існують достовірні відмінності між цими двома групами (global R=0,978 p=0,014) (рис. 2). З подальшим ходом експерименту угруповання на різних типах пластин мало відрізняються один від одного і вже за місяць подібні майже на 80%.

У лабораторному експерименті II на пластикових субстратах основну частину серед мікроводоростей також складали діатомові водорості (Bacillariophyta). Зустрічалися і такі групи як: динофітові (Dinophyta), зелені (Chlorophyta) та ціанобактерії (Cyanoprokaryota), але їхній внесок в різноманіття був незначний. Найчастіше зареєстровані такі діатомові водорості: *Amphora* sp., *Navicula* sp., *Cocconeis* sp., *Hyalosira delicatula* Kützing, *Tabularia fasciculata*, *Cylindrotheca closterium* (Ehrenberg) Reimann & J.C.Lewin.

Після завершення експерименту (53 день) найбільша чисельність зафіксована на контрольних скляних пластинах (1332,49 кл.·см⁻²), а найбільша біомаса на PET (0,1811·10⁻² мг·см⁻²). Значне збільшення обростання на контролі та PET пов'язане із наявністю великої кількості дрібних діатомових водоростей. Найменша чисельність спостерігалась на LDPE (1,52 кл.·см⁻²) на 21 день, а біомаса на LDPE (0,003·10⁻² г·см⁻²) на 28 день (рис. 3).

Кількісні показники на PET пластинах впродовж експерименту II змінювалися в діапазоні: чисель-

Таблиця 1

Видове різноманіття на експериментальних (EP) та контрольних пластинах (K и KP) (експеримент I)

№ за/п	Вид	Наявність на пластинах		
		EP	K	KP
Bacillariophyta				
1.	<i>Achnanthes brevipes</i> C. Agardh	+	+	+
2.	<i>A. longipes</i> C. Agardh	–	+	–
3.	<i>Licmophora</i> sp. <i>abbreviata</i> C.A. Agardh	+	–	–
4.	<i>Melosira nummuloides</i> C. Agardh	+	+	–
5.	<i>Berkeleya rutilans</i> (Trentepohl ex Roth) Grunow	+	+	+
6.	<i>Navicula</i> sp.	+	+	+
7.	<i>Plagiotropis lepidoptera</i> (W.Gregory) Kuntze	–	+	–
8.	<i>Tabularia fasciculata</i> (C. Agardh) D.M. Williams et Round	+	+	+
Chlorophyta				
9.	<i>Monoraphidium arcuatum</i> (Korshikov) Hindák	+	+	+
10.	<i>M. contortum</i> (Thuret) Komárková-Legnerová	+	+	+
11.	<i>M. minutum</i> (Nägeli) Komárková-Legnerová	+	+	+

¹ автори видів наводяться в таблиці 1.

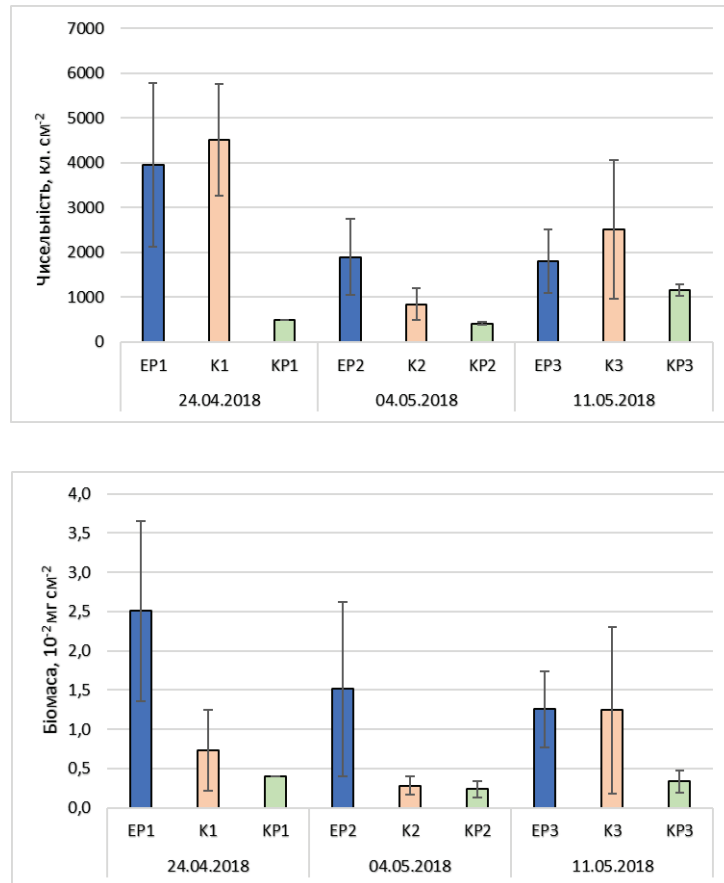


Рис. 1. Динаміка формування чисельності (кл.·см⁻²) і біомаси (10⁻² мг·см⁻²) фітоперифітону на пластинках в ході експерименту I:

EP – шорсткі, K – скляні, KP – гладкі пластини

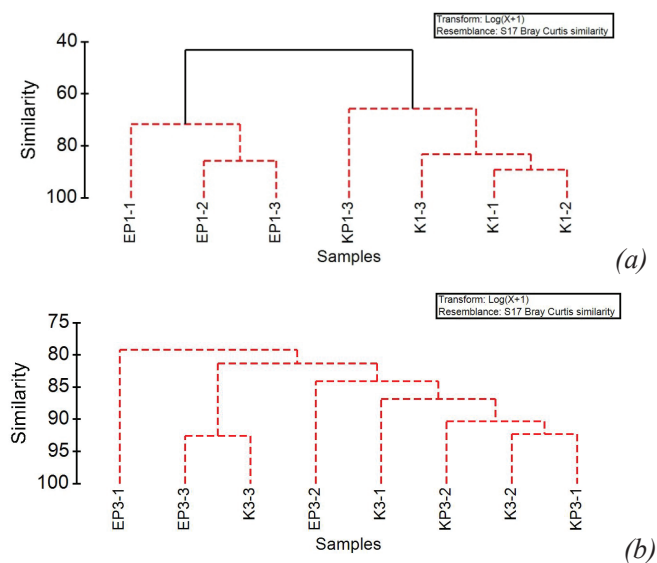


Рис. 2. Розподіл фітоперифітону на пластинках в ході першого (a) та третього (b) етапів експозиції експерименту I:

EP – шорсткі, K – скляні, KP – гладкі пластини

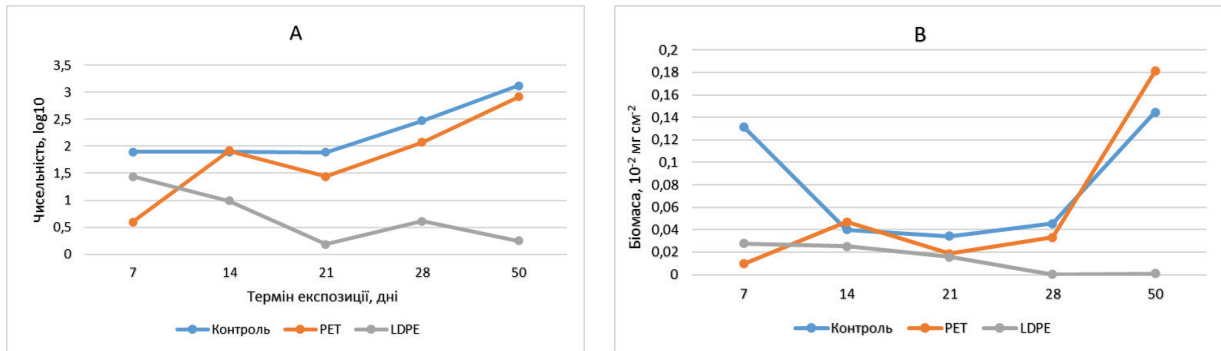


Рис. 3. Порівняльна динаміка чисельності (А) та біомаси (В) мікрободоростей на поверхні пластин в експерименті II в залежності від терміну експозиції (дні)

ність – від $0,004$ тис.кл. \cdot см² до $0,83$ тис.кл. \cdot см² та біомаса – від $0,01 \cdot 10^{-2}$ мг \cdot см² до $0,18 \cdot 10^{-2}$ мг \cdot см². На LDPE, на відміну від контролю та PET, ці показники знижувались впродовж експерименту: чисельність – від $0,03$ тис.кл. \cdot см² до $0,002$ тис.кл. \cdot см², біомаса – від $0,03 \cdot 10^{-2}$ мг \cdot см² до $0,001 \cdot 10^{-2}$ мг \cdot см². На контрольних скляних пластинах спостерігається збільшення чисельності від $0,08$ тис.кл. \cdot см² до $1,33$ тис.кл. \cdot см², а біомаси тільки з другого тижня – від $0,04 \cdot 10^{-2}$ мг \cdot см² до $0,14 \cdot 10^{-2}$ мг \cdot см².

В цілому найбільше обростання зафіксовано на контрольних скляних пластинах. Кількісні показники на пластинах PET мали менші значення, порівняно з контролем. Найменші значення чисельності та біомаси зафіксовано на пластинах LDPE.

Було виявлено кореляції між кількісними показниками мікрободоростей та терміном експозиції. У випадку чисельності на контрольних та PET пластинах спостерігається позитивна кореляція (коефіцієнти кореляції $0,9$ та $0,9$ відповідно), тобто із збільшенням терміну експозиції підвищується чисельність мікрободоростей. На LDPE, навпаки, негативна кореляція ($-0,7$) – із збільшенням терміну експозиції чисельність мікрободоростей знижується.

На PET пластинах зафіксована позитивна кореляція для біомаси ($0,9$), а LDPE – негативна ($-0,9$). На контролі кореляції між біомасою та терміном експозиції не виявлено.

Окрім мікрободоростей на пластинах зустрічались інфузорії. Найбільша чисельність інфузорій спостерігалась на пластинах LDPE. На всіх пластинах на другому та третьому тижнях кількість інфузорій різко зменшувалась. В подальшому реєструвалось поступове підвищення чисельності на PET та контролі, та на порядок зростання чисельності на LDPE пластинах на останньому терміні експозиції. На пластинах PET чисельність інфузорій зменшується від $24,33$ кл. \cdot см² до $7,25$ кл. \cdot см². На LDPE чисельність інфузорій зменшується до 28 дня експерименту від $60,33$ кл. \cdot см² до $9,35$ кл. \cdot см², а напри-

кінці експерименту значно зростає і досягає максимального значення – $70,22$ кл. \cdot см². На контрольних пластинах – зменшується від $13,56$ кл. \cdot см² до $1,75$ кл. \cdot см², але з третього тижня експерименту починає незначно збільшуватись до $5,78$ кл. \cdot см².

Достовірної залежності між чисельністю інфузорій та мікрободоростей не виявлено. Однак відмічається, що із зменшенням чисельності інфузорій на PET пластинах збільшуються кількісні показники мікрободоростей, та на LDPE – із збільшенням інфузорій зменшується чисельність мікрободоростей. На PET чисельність інфузорій зменшується від $24,33$ кл. \cdot см² до $7,25$ кл. \cdot см², в той час як чисельність мікрободоростей значно збільшується від $3,92$ кл. \cdot см² до $832,29$ кл. \cdot см².

В останній термін експозиції експерименту на LDPE чисельність мікрободоростей зменшується в $2,3$ рази, порівняно з попередньою зйомкою, а інфузорій – збільшується в $7,5$ рази. Отже, на 53 день чисельність мікрободоростей досягла майже найнижчого значення ($1,78$ кл. \cdot см²), а чисельність інфузорій навпаки – найвищого ($70,22$ кл. \cdot см²), і, таким чином, перевищувала перших в $39,4$ рази.

На деяких пластинах спостерігається повна відсутність мікрободоростей і, навпаки, значна чисельність інфузорій. Так, на 14 день на К пластинах чисельність інфузорій досягла від $26,09$ кл. \cdot см² до $42,25$ кл. \cdot см², на LDPE – від $164,20$ кл. \cdot см² до $218,52$ кл. \cdot см², а також на 53 день на всіх пластинах LDPE інфузорій від $44,44$ кл. \cdot см² до $133,33$ кл. \cdot см².

Це, мабуть, пояснюється тим, що інфузорії використовують мікрободорості у їжу. Те, що більшість ідентифікованих інфузорій північно-західної частини Чорного моря відносяться до альгофагів (Курилов 2004), підтверджує цей факт. Наші спостереження свідчать, що на LDPE інфузорії розвиваються найкраще, активно поїдаючи мікрободорості.

В експерименті III в природних умовах за тиждень на поверхні експериментальних пластикових зразків

сформувалось своєрідне угруповання мікроводоростей, що відрізнялось за видовим складом та ступенем обростання на пластинках різного типу (рис. 4).

Всього за тиждень на зазначених пластинках сформувалось досить різноманітне угруповання: на PET прозорому гладкому – 23 види, на PET темному гладкому – 14 видів, на PET прозорому шорсткому –

4 види, на PET темному шорсткому – 19 видів. Всього знайдено 28 видів мікрофітів. Головним чином були присутні діатомові водорості, тільки по одному представнику зелених (заростки макрофіту *Ulvelia* sp.) та ціанопрокаріот.

Чисельність мікрофітів варіювала в діапазоні від 15,04 тис.кл.·см⁻² до 54,16 тис.кл.·см⁻². Більш

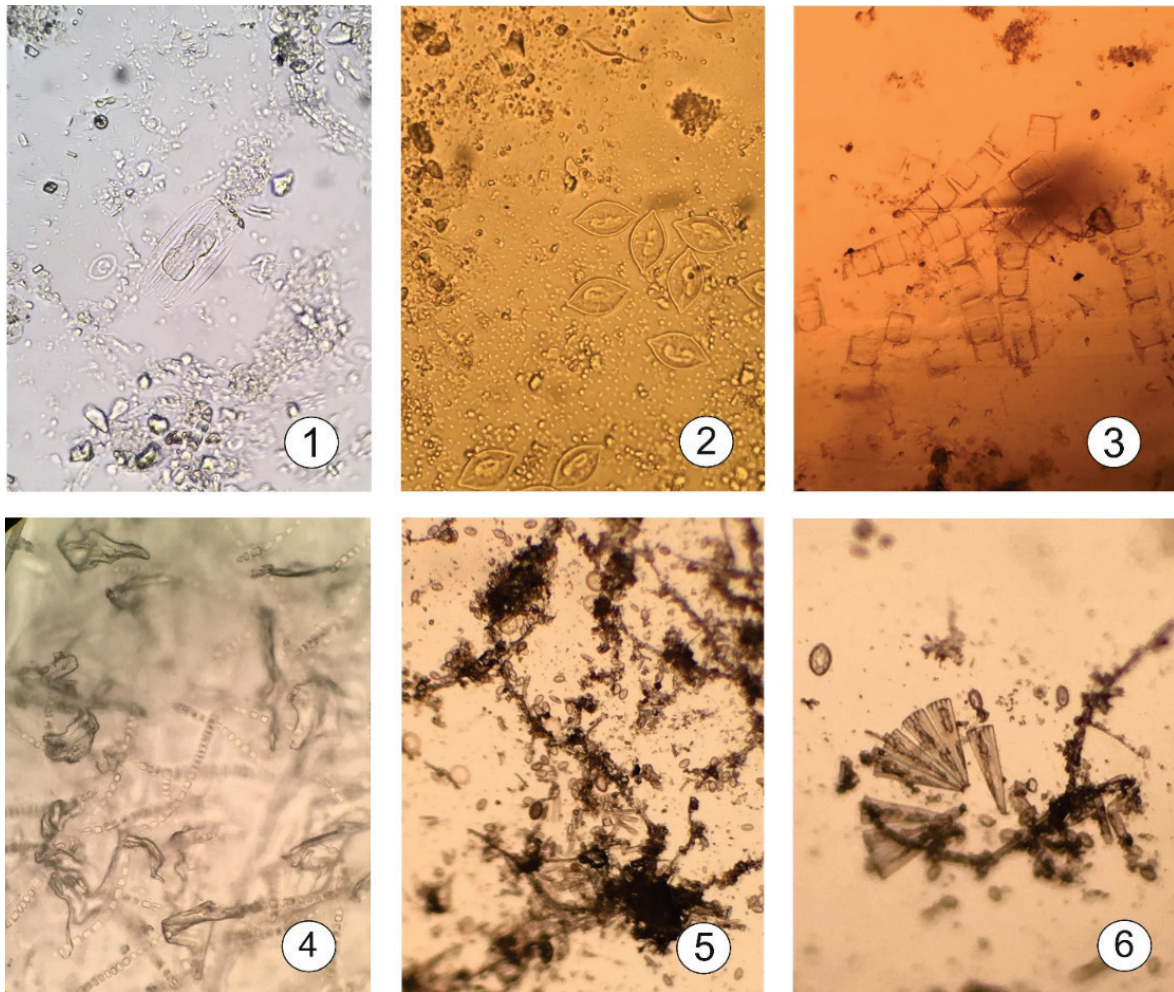


Рис. 4. Представники фітоперифітонного угруповання на поверхні різних полімерів в ході експерименту III в природньому середовищі (14 станція Великого Фонтану, Одеська затока):

1 – *Halamphora* cf. *lineolata* на поверхні PET проз., гл.; 2 – *Achnanthes* cf. *lyrata* на поверхні PET темн., гл.; 3 – *Striatella unipunctata* на поверхні PET темн., гл.; 4 – ціанопрокаріоти на поверхні PET проз., шор.; 5, 6 – скупчення *Cocconeis* sp., *Plagiotropis lepidoptera* та *Licmophora* sp. на поверхні PET темн., гл.

інтенсивно обростали прозорі PET, найменше – темні шорсткі пластинки PET (рис. 5). Причому максимальна чисельність діатомових спостерігалась на прозорих пластинках PET, а зелених – на темних шорстких PET.

Найвагоміший внесок робили такі представники: колоніальні *Navicula* sp., *Plagiotropis lepidoptera* (W.Gregory) Kuntze, *Cocconeis scutellum* Ehrenberg. Мозаїчно розподілялись по субстрату,

формуючи скупчення, такі види як *Amphora hyalina* Kützing, *Achnanthes* cf. *lyrata* Proshkina-Lavrenko.

В кожному експерименті вже через сім днів кожного експерименту відзначено формування різноманітного перифітонного угруповання як на скляних контрольних пластинках, так і на експериментальних PET та PE. Це спостереження підтверджується низкою робіт. За результатами експериментів, випробуваних на мезокосмах із

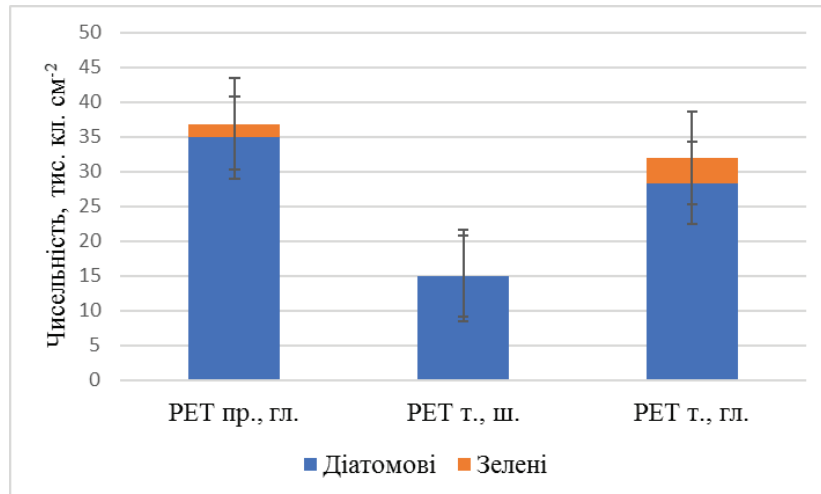


Рис. 5. Співвідношення показників чисельності діатомових та зелених мікрободоростей на пластиковому субстраті (PET) із різною поверхнею в результаті тижневої експозиції в природних умовах:

* пр. – прозорий; т. – темний; гл. – гладкий; ш. – шорсткий

склопластику, з'ясовано, що мікроорганізми розвиваються в період між третім і шостим днями дослідження. За три дні утворювалась бактеріальна плівка, яка покривала приблизно 12% поверхні (Caron and Sieburth 1981). За даними науковців (Lobelle and Cunliffe 2011) біоплівка на PE утворюється протягом 7 днів, а включаючи мікрободорості за 15 днів (Eich et al. 2015). На склі заселення діатомовими та багатоклітинними зеленими водоростями спостерігалось навіть на четверту добу експерименту (Рябушко, Лохова и Стрижак 2013).

Згідно з експериментом I вже за три тижні угруповання на різних типах пластин мало відрізнялись один від одного (подібні майже на 80%). У свою чергу, у експерименті тривалістю шість тижнів (Oberbeckmann et al. 2014) угруповання біоплівки PET та скла помітно відрізнялись (розходження не менше 57%). В даний експеримент були включені бактерії, що може пояснювати протилежність результатів. Окрім цього, поясненням може бути різниця в тривалості експериментів, адже на ранніх стадіях не виявлено залежності росту біоплівки від типу пластику. Значимі відмінності починають проявлятися при тривалості експериментів більше одного місяця (Odobel et al. 2021; Eich et al. 2015).

Як показує представлений нами експеримент III в природних умовах рівень мікрофітообростань на пластику значно перевищує ці значення в лабораторних експериментах (табл. 2). Ймовірно це пов'язано із умовами протікання лабораторних експериментів, а саме особливостями температурного режиму, освітлення, наявності біогенних елементів тощо. Показовими також є кількісні дані обростання морського сміття (PE, PET за походженням),

що були зібрані в цьому ж регіоні (Snigirova, Uzun and Portyanko 2020): чисельність мікрободоростей на PET складала 146,2 тис. кл. · см⁻², на PE – 134,2 тис. кл. · см⁻². За відсутністю макробообростання ймовірно, що час перебування у воді зразків сміття не перевищував одного місяця. При цьому обростання перевищували тижневі показники майже в 10 разів. Використання в експерименті I пластику, що деякий час перебував у природі (EP), демонструє те, що його поверхня стає більш сприятливою для колонізації мікрофітами, ніж гладка поверхня (табл. 2). Можливо це пояснюється зміною гідрофобних властивостей пластикового субстрату, що значно впливає на обростателів (Artham et al. 2009; Novosel et al. 2021; Tong et al. 2021).

Слід відмітити, що на пластикових конструкціях всього за тиждень перебування в природних умовах спостерігалось більш високе біорізноманіття (28 видів), ніж в лабораторних умовах за весь період досліджень. Це підтверджують й інші дослідження (Горбенко 1977), в результаті яких за першу добу на поверхні скла утворюється досить різноманітне угруповання діатомових водоростей (17 видів). Вважається, що на такому терміні більшість клітин не прикріплюється, а рухається в пошуках найкращого місця для постійного перебування. Так за місяць перебування у морському середовищі кількість видів коливалась від 7 до 25 в залежності від сезону (Balysheva 2014). Наші спостереження в довгострокових експериментах (58 днів), що проводилися в природних умовах, демонструють, що з часом на PET формуються стійкі угруповання за участю невеликої кількості видів (Снигирева и др. 2021б). Вірогідно, що в ході сукцесії частина видів витісня-

Кількісні показники мікрводоростевого обростання на поверхні різних типів полімерів

Типи пластин	Чисельність, тис. кл.·см ⁻²	Біомаса, 10 ⁻² мг·см ⁻²	Контроль, (чисельність, тис. кл.·см ⁻²)	Контроль, (біомаса, 10 ⁻² мг·см ⁻²)
PET (експеримент I), EP	0,4-6,4	0,2-4,0	0,2-6,8	0,1-3,4
PET (експеримент I), KP	0,4-1,3	0,2-0,4		
PET (експеримент II)	0,004-0,8	0,01-0,18	0,08-1,3	0,04-0,14
LDPE (експеримент II)	0,03-0,002	0,03-0,001		
PET (природний експеримент III)	15,0-54,2	0,01-1,46	-	-

ється та у нарощуванні біомаси приймають участь декілька представників родів *Cocconeis* та *Amphora*, найбільш пристосованих до існування на пластиковому субстраті (Снигирева и др. 2021a).

Висновки

У лабораторних умовах виявлено, що в результаті змін властивостей поверхні пластику, за умови перебування у морському середовищі, він стає більш придатним для формування обростання. У ході експерименту I біомаса змінювалась в діапазоні від $0,2 \cdot 10^{-2}$ мг·см⁻² до $4,0 \cdot 10^{-2}$ мг·см⁻². Разом із цим тижнева експозиція поліетилентерефталату в природних умовах (експеримент III) демонструє, що первинні заселення мікрофітів досить різноманітні

та досягають 28 видів. Лабораторний експеримент II продемонстрував поступове зростання кількісних показників фітоперифітону на PET пластинах (від $0,01 \cdot 10^{-2}$ мг·см⁻² до $0,18 \cdot 10^{-2}$ мг·см⁻²) та зниження на LDPE пластинах (від $0,03 \cdot 10^{-2}$ мг·см⁻² до $0,001 \cdot 10^{-2}$ мг·см⁻²). Розвиток водоростей на LDPE не міг продовжуватися так само інтенсивно, як при первинному заселенні, тому що був підірваний розвитком інфузорій-альгофагів.

Фінансування. Дослідження частково (лабораторний експеримент II та природний експеримент) виконані в рамках конкурсного проекту молодих вчених Національної академії наук України за договором від 02.03.2020 р. № 87-11/10-2020.

Список використаних джерел

- Горбенко Ю.А. Экология морских микроорганизмов перифитона : монография / отв. ред. О.Г. Мионов. Киев : Наукова думка, 1977. 249 с.
- Гусяков Н.Е., Загордонцев О.А., Герасимюк В.П. Атлас диатомовых водорослей бентоса северо-западной части Черного моря и прилегающих водоемов. Киев : Наукова думка, 1992. 112 с.
- Калинина О.Ю., Сапожников Ф.В., Снигирёва А.А., Салимон А.И., Каляева Я.В. Использование пластиковых элементов для увеличения контактной поверхности субстрата при культивировании прикрепленных видов водорослей. *Вопросы современной альгологии*. 2021. Вып. 25. №1. С. 110–123. DOI: 10.33624/2311-0147-2021-1(25)-110-123.
- Коваленко О.В. Синьо-зелені водорості. Том. I. Вип. 1. Пор. Chroococcales. Флора водоростей України. Київ : Арістей, 2009. 387 с.
- Ковтун О.О., Снігирьова А.О., Білоус О.П. Методичні рекомендації з вивчення фітомікробентосу та фітоперифітону. Одеса : Одеський національний університет імені І.І. Мечникова, 2012. 38 с.
- Корляков К.А. Метод «царапанных» стекол обрастания для интенсификации изучения структурно-динамических характеристик перифитона. *Вестник Совета молодых учёных и специалистов Челябинской области*. 2017. Т. 1. Вып. 18. № 3. С. 5–14.
- Курилов А.В. Инфузории планктона прибрежной зоны северо-западной части Чёрного моря. *Экология моря*. 2004. Т. 65. С. 35–40.
- Неврова Е.Л., Гусяков Н.Е. Сезонная динамика бентосных диатомовых водорослей на твердых субстратах Севастопольской бухты. *Экология моря*. 1988. Вып. 30. С. 25–28.
- Рябушко Л.И., Лохова Д.С., Стрижак А.В. Диатомовые эпифитона некоторых видов зелёных водорослей-макрофитов и перифитона антропогенных субстратов крымского побережья Чёрного моря. *Альгология*. 2013. Т. 23. № 4. С. 419–437.
- Рябушко Л.И., Сапожников Ф.В., Бондаренко А.В., Калинина О.Ю. Диатомовые обрастания синтетических полимерных материалов в Карантинной бухте (Крым, Черное море). *Вопросы современной альгологии*. 2019. Т. 20. № 2. С. 87–91. DOI: 10.33624/2311-0147-2019-2(20)-87-91.
- Снигирева А.А., Сапожников Ф.В., Калинина О.Ю., Капшина И.А. Род *Cocconeis* (Bacillariophyta) в обрастании пластиковых материалов в акватории Одесского залива (Черное море). *Диатомовые водоросли: Морфология, биология, систематика, Флористика, экология, Палеогеография, Биоистратиграфия* : материалы XVII Международной научной конференции, Минск, 23–28 августа 2021 г. Минск, 2021а. С. 129–130.

12. Снігір'ова А.А., Узун Е.Е., Капшина І.А., Портянко В.В. Формирование обрастания на пластиковом субстрате в условиях природного эксперимента. International Conference Academician Leo Berg – 145 : Collection of Scientific Articles. Бендери : Eco-TIRAS, 2021б. С. 456–458.
13. Царенко П.М., Краткий определитель хлорококковых водорослей Украинской ССР / отв. ред. Г.М. Паламарь-Мордвинцева. Киев : Наукова думка, 1990. 208 с.
14. Artham T., Sudhakar M., Venkatesan R., Nair S.M., Murty K.V.G.K., Doble M. Biofouling and stability of synthetic polymers in sea water. *International Biodeterioration & Biodegradation*. 2009. V. 63. № 7. P. 884–890. DOI: 10.1016/j.ibiod.2009.03.003.
15. Aytan Ü., Şentürk Y., Esensoy F.B., Öztekin A., Ağırbaş E., Valente A. Microplastic pollution along the southeastern Black Sea. *Marine Litter in the Black Sea* / eds. Ü. Aytan, M. Pogojeva, A. Simeonova. Istanbul, Turkey: Turkish Marine Research Foundation (TUDAV), 2020. No: 56. P. 192–207.
16. Balycheva D.S. Seasonal quantitative dynamic of periphyton Bacillariophyta on the experimental glass slides monthly exposed in a coastal seawater area of the Crimea (the Black sea). *International Journal on Algae*. 2014. Vol. 16. № 3. P. 229–236. DOI: 10.1615/InterJAlgae.v16.i3.20.
17. Caron D.A., Sieburth J.M. Disruption of the primary fouling sequence on fiber glass-reinforced plastic submerged in the marine environment. *Applied and environmental microbiology*. 1981. V. 41. № 1. P. 268–273.
18. Chiba S., Saito H., Fletcher R., Yogi T., Kayo M., Miyagi S., Ogido M., Fujikura K. Human footprint in the abyss: 30 year records of deep-sea plastic debris. *Marine Policy*. 2018. Vol. 96. P. 204–212. DOI: 10.1016/j.marpol.2018.03.022.
19. Clarke R.N., Gorley P.J., Somerfield R.M. Warwick Change in marine communities: an approach to statistical analysis and interpretation (3rd edition). Plymouth, PRIMER-E, 2014.
20. Collard F., Ask A. Plastic ingestion by Arctic fauna: A review. *Science of The Total Environment*. 2021. Vol. 786. DOI: 10.1016/j.scitotenv.2021.147462.
21. Eich A., Mildnerberger T., Laforsch C., Weber M. Biofilm and diatom succession on polyethylene (PE) and biodegradable plastic bags in two marine habitats: early signs of degradation in the pelagic and benthic zone? *PLoS one*. 2016. Vol. 10. Iss. 9. P. 1–16. DOI: 10.1371/journal.pone.0137201.
22. Eryaşar A.R., Gedik K., Şahin A., Öztürk R.C., Yılmaz F. Characteristics and temporal trends of microplastics in the coastal area in the Southern Black Sea over the past decade. *Marine Pollution Bulletin*. 2021. Vol. 173. Part A. P. 1–8. DOI: 10.1016/j.marpolbul.2021.112993.
23. Esensoy F.B., Şentürk Y., Aytan Ü. Microbial biofilm on plastics in the southeastern Black Sea. *Marine Litter in the Black Sea* / eds. Ü. Aytan, M. Pogojeva, A. Simeonova. Istanbul, Turkey: Turkish Marine Research Foundation (TUDAV), 2020. No: 56. P. 268–286.
24. González-Pleiter M., Lacerot G., Edo C., Pablo Lozoya J., Leganés F., Fernández-Piñas F., Rosal R., Teixeira-de-Mello F. A pilot study about microplastics and mesoplastics in an Antarctic glacier. *The Cryosphere*. 2021. Vol. 15. P. 2531–2539. DOI: 10.5194/tc-15-2531-2021.
25. Guiry M.D., Guiry G.M. AlgaeBase. World-wide electronic publication. National University of Ireland, Galway. 2021. URL: <http://www.algaebase.org> (дата звернення: 28.11.2021).
26. Harrison J.P., Schratzberger M., Sapp M., Osborn A.M. Rapid bacterial colonization of low-density polyethylene microplastics in coastal sediment microcosms. *BMC Microbiol*. 2014. Vol. 14, 232. DOI: 10.1186/s12866-014-0232-4.
27. John J., Nandhini A.R., Padmanaban V.C., Sillanpää M. Microplastics in mangroves and coral reef ecosystems: a review. *Environmental Chemistry Letters*. 2021. DOI: 10.1007/s10311-021-01326-4.
28. Lobelle D., Cunliffe M. Early microbial biofilm formation on marine plastic debris. *Marine Pollution Bulletin*. 2011. Vol. 62. P. 197–200. DOI: 10.1016/j.marpolbul.2010.10.013.
29. Moncheva S., Stefanova K., Krostev A., Apostolov A., Bat L., Sergin M., Sahin F., Timofte F. Marine Litter Quantification in the Black Sea: A Pilot Assessment. *Turkish Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*. 2016. V. 15. № 1. P. 22–29. DOI: 10.4194/1303-2712-v16_1_22.
30. Novosel N., Mišić Radić T., Zemla J., Lekka M., Čačković A., Kasum D., Legović T., Žutinić P., Gligora Udovič M., Ivošević DeNardis N. Temperature-induced response in algal cell surface properties and behaviour: an experimental approach. *Journal of Applied Phycology*. 2021. DOI: 10.1007/s10811-021-02591-0.
31. Oberbeckmann S., Loeder M.G.J., Gerdtts G., Osborn A.M. Spatial and seasonal variation in diversity and structure of microbial biofilms on marine plastics in Northern European waters. *FEMS Microbiology Ecology*. 2014. Vol. 90. P. 478–492. DOI: 10.1111/1574-6941.12409.
32. Odobel C., Dussud C., Philip L., Derippe G., Lauters M., Eyheraguibel B., Burgaud G., Ter Halle A., Bruzaud S., Barbe V., Ghiglione J.-F. Bacterial abundance, diversity and activity during long-term colonization of non-biodegradable and biodegradable plastics in seawater. *Frontiers in Microbiology*. 2021. Vol. 12. DOI: 10.3389/fmicb.2021.734782.
33. Sapozhnikov P., Salimon A., Korsunsky A.M., Kalinina O., Ilyina O., Statnik E., Snigirova A. Plastic in the aquatic environment: interactions with microorganisms. *Plastics in the aquatic environment – part I: current status and challenges* / eds. Stock F. et al. Springer: Berlin, 2021. P. 197–254. DOI: 10.1007/698_2021_747.
34. Snigirova A., Uzun E., Portyanko V. Colonizing of bottom marine litter by benthic organisms in the northwestern Black Sea (Gulf of Odessa). *Marine*

Litter in the Black Sea / eds. Ü. Aytan, M. Pogojeva, A. Simeonova. Istanbul, Turkey: Turkish Marine Research Foundation (TUDAV), 2020. № 56. P. 247–267.

35. Snigirova A.A., Kurakin A.P. Microalgae on the plastic substrates in the coastal area of the Gulf of Odessa (the Black Sea). *Advances in Modern Phycology*. 2019. P. 103–105.

36. Snigirova A.A., Aleksandrov B.G. Patterns of sand fractions influence on microalgae of the marine coast. *Science Rise*. 2015. Vol. 4. № 1. P. 20–26. DOI: 10.15587/2313-8416.2015.41503.

37. Suaria G., Melinte-Dobrinescu M.C., Ion G., Aliani S. First observations on the abundance and composition of floating debris in the North-western Black Sea. *Marine Environmental Research*. 2015. V. 107. P. 45–49. DOI: 10.1016/j.marenvres.2015.03.011.

38. Terzi Y., Erüz C., Özşeker K. Marine litter composition and sources on coasts of south-eastern Black Sea: A long-term case study. *Waste Management*. 2020. V. 105. P. 139–147. DOI: 10.1016/j.wasman.2020.01.032.

References

1. Artham, T., Sudhakar, M., Venkatesan, R., Nair, C.M., Murty, K.V.G.K., & Doble, M. (2009). Biofouling and stability of synthetic polymers in sea water. *International Biodeterioration & Biodegradation*, 63(7), 884–890. DOI: 10.1016/j.ibiod.2009.03.003.

2. Aytan, Ü., Şentürk, Y., Esensoy, F.B., Öztekin, A., Ağırbaş, E., & Valente, A. (2020). Microplastic pollution along the southeastern Black Sea. *Marine Litter in the Black Sea*. Ü. Aytan, M. Pogojeva, A. Simeonova (eds.). Istanbul, Turkey: Turkish Marine Research Foundation (TUDAV), 56, 192–207.

3. Balycheva, D.S. (2014). Seasonal quantitative dynamic of periphyton Bacillariophyta on the experimental glass slides monthly exposed in a coastal seawater area of the Crimea (the Black sea). *International Journal on Algae*, 16(3), 229–236. DOI: 10.1615/InterJAlgae.v16.i3.20.

4. Caron, D.A., Sieburth, J.M. (1981). Disruption of the primary fouling sequence on fiber glass-reinforced plastic submerged in the marine environment. *Applied and environmental microbiology*, 41(1), 268–273.

5. Chiba, S., Saito, H., Fletcher, R., Yogi, T., Kayo, M., Miyagi, S. et al. (2018). Human footprint in the abyss: 30 year records of deep-sea plastic debris. *Marine Policy*, 96, 204–212. DOI: 10.1016/j.marpol.2018.03.022.

6. Clarke, R.N., Gorley, P.J., & Somerfield, R.M. (2014). *Warwick Change in marine communities: an approach to statistical analysis and interpretation* (3rd edition). Plymouth, PRIMER-E.

7. Collard, F., Ask, A. (2021). Plastic ingestion by Arctic fauna: A review. *Science of The Total Environment*, 786. DOI: 10.1016/j.scitotenv.2021.147462.

8. Eich, A., Mildenerger, T., Laforsch, C., & Weber, M. (2016). Biofilm and diatom succession on polyethylene (PE) and biodegradable plastic bags in two

39. Tong C.Y., Derek J.C.C. Physiology of microalgal biofilm: a review on prediction of adhesion on substrates. *Bioengineered*. 2021a. Vol. 12. № 1. P. 7577–7599. DOI: 10.1080/21655979.2021.1980671.

40. Tong C.Y., Derek J.C.C. The role of substrates towards marine diatom *Cylindrotheca fusiformis* adhesion and biofilm development. *Journal of Applied Phycology*. 2021b. Vol. 33. № 2. DOI: 10.1007/s10811-021-02504-1.

41. Tong C.Y., Shi C.Y., Seng O.B., Derek J.C.C. Physico-chemistry and adhesion kinetics of algal biofilm on polyethersulfone (PES) membrane with different surface wettability. *Journal of Environmental Chemical Engineering*. 2021. Vol. 9. Iss. 6. DOI: 10.1016/j.jece.2021.106531.

42. Wang J., Qin X., Guo J., Jia W., Wang Q., Zhang M., Huang Y. Evidence of selective enrichment of bacterial assemblages antibiotic resistant genes by microplastics in urban rivers. *Water Research*. 2020. Vol. 183. DOI: 10.1016/j.watres.2020.116113.

marine habitats: early signs of degradation in the pelagic and benthic zone? *PLoS one*, 10(9), 1–16. DOI: 10.1371/journal.pone.0137201.

9. Eryaşar, A.R., Gedik, K., Şahin, A., Öztürk, R.C., & Yılmaz, F. (2021). Characteristics and temporal trends of microplastics in the coastal area in the Southern Black Sea over the past decade. *Marine Pollution Bulletin*, 173, A, 1–8. DOI: 10.1016/j.marpolbul.2021.112993.

10. Esensoy, F.B., Şentürk, Y., & Aytan, Ü. (2020). Microbial biofilm on plastics in the southeastern Black Sea. *Marine Litter in the Black Sea*. Ü. Aytan, M. Pogojeva, A. Simeonova (eds.). Istanbul, Turkey: Turkish Marine Research Foundation (TUDAV), 56, 268–286.

11. González-Pleiter, M., Lacerot, G., Edo, C., Pablo Lozoya, J., Leganés, F., Fernández-Piñas, F. et al. (2021). A pilot study about microplastics and mesoplastics in an Antarctic glacier. *The Cryosphere*, 15, 2531–2539. DOI: 10.5194/tc-15-2531-2021.

12. Gorbenko, Iu.A. (1977). *Ekologiya morskikh mikroorganizmov perifitona [Ecology of marine microorganisms of periphyton]*. Kyiv: Naukova dumka [in Russian].

13. Guiry, M.D., Guiry, G.M. (2021). *AlgaeBase*. World-wide electronic publication. National University of Ireland, Galway. www.algaebase.org. Retrieved from <http://www.algaebase.org>.

14. Gusliakov, N.E., Zakordonets, O.A., & Gerasimiuk, V.P. (1992). *Atlas diatomovykh vodoroslei bentosa severo-zapadnoi chasti Chernogo moria i prilegaiushchikh vodoemov [Atlas of benthos diatoms of the northwestern part of the Black Sea and adjacent water bodies]*. Kyiv: Nauk. Dumka [in Russian].

15. Harrison, J.P., Schratzberger, M., Sapp, M., & Osborn, A.M. (2014). Rapid bacterial colonization of low-density polyethylene microplastics in coastal sediment

- microcosms. *BMC Microbiol*, 14, 232. DOI: 10.1186/s12866-014-0232-4.
16. John, J., Nandhini, A.R., Padmanaban, V.C., & Sillanpää, M. (2021). Microplastics in mangroves and coral reef ecosystems: a review. *Environmental Chemistry Letters*. DOI: 10.1007/s10311-021-01326-4.
17. Kalinina, O.Yu., Sapozhnikov, Ph.V., Snigirova, A.A., Salimon, A.I. & Kaliaeva, Ya.V. (2021). Ispolzovanie plastikovykh elementov dlia uvelicheniia kontaknoi poverkhnosti substrata pri kultivirovaniі prikrepennykh vidov vodoroslei [The use of plastic details to increase the contact surface of the substrate during the cultivation of attached species of algae]. *Voprosy sovremennoi algologii – Issues of modern algology*, 25(1), 110–123 [in Russian].
18. Korliakov, K.A. (2017). Metod «tcarapannykh» stekol obrastaniia dlia intensifikatsii izucheniia strukturno-dinamicheskikh kharakteristik perifitona [The method of «scratched» fouling glasses to intensify the study of the structural and dynamic characteristics of periphyton]. *Vestnik Soveta molodykh uchenykh i spetsialistov Cheliabinskoi oblasti – Bulletin of the Council of Young Scientists and Specialists of the Chelyabinsk Region*, 1, 18(3), 5–14 [in Russian].
19. Kovalenko, O.V. (2009). *Sino-zeleni vodorosti. Tom 1. Vip. 1. Por. Chroococcales. Flora vodorostei Ukraini [Blue-green algae. Vol. 1. Issue 1. Order Chroococcales. Flora of algae of Ukraine]*. Kyiv: Aristei [in Ukrainian].
20. Kovtun, O.O., Snigirova, A.O. & Bilous, O.P. (2012) *Metodychni rekomendatsii z vyvchennia fitomikrobenosu ta fitoperyfitonu [Methodical recommendations for the study of phytomicrobenthos and phytoperiphyton]*. Odesa: Odeskyi natsionalnyi universytet imeni I.I. Mechnykova [in Ukrainian].
21. Kurilov, A.V. (2004). Infuzorii planktona pribrezhnoi zony severo-zapadnoi chasti Chernogo moria [Plankton ciliates of the coastal zone of the northwestern part of the Black Sea]. *Ekologiya moria – Ecology of the sea*, 65, 35–40 [in Russian].
22. Lobelle, D., Cunliffe, M. (2011). Early microbial biofilm formation on marine plastic debris. *Marine Pollution Bulletin*, 62, 197–200. DOI: 10.1016/j.marpolbul.2010.10.013.
23. Moncheva, S., Stefanova, K., Krostev, A., Apostolov, A., Bat, L., Sergin, M. et al. (2016). Marine Litter Quantification in the Black Sea: A Pilot Assessment. *Turkish Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 15(1), 22–29. DOI: 10.4194/1303-2712-v16_1_22.
24. Nevrova, E.L., Gusliakov, N.E. (1988). Sezonnaia dinamika bentosnykh diatomovykh vodoroslei na tverdykh substratakh Sevastopolskoi bukhty [Seasonal dynamics of benthic diatoms on solid substrates of the Sevastopol Bay]. *Ekologiya moria – Ecology of the sea*, 30, 25–28 [in Russian].
25. Novosel, N., Mišić Radić, T., Zemla, J., Lekka, M., Čačković, A., Kasum, D. et al. (2021). Temperature-induced response in algal cell surface properties and behaviour: an experimental approach. *Journal of Applied Phycology*. DOI: 10.1007/s10811-021-02591-0.
26. Oberbeckmann, S., Loeder, M.G.J., Gerdt, G., & Osborn, A.M. (2014). Spatial and seasonal variation in diversity and structure of microbial biofilms on marine plastics in Northern European waters. *FEMS Microbiology Ecology*, 90(2), 478–492. DOI: 10.1111/1574-6941.12409.
27. Odobel, C., Dussud, C., Philip, L., Derippe, G., Lauters, M., Eyheraguibel, B. et al. (2021). Bacterial abundance, diversity and activity during long-term colonization of non-biodegradable and biodegradable plastics in seawater. *Frontiers in Microbiology*, 12. DOI: 10.3389/fmicb.2021.734782.
28. Ryabushko, L.I., Lokhova, D.S. & Strizhak, A.V. (2013). Diatomovye epifitona nekotorykh vidov zelenykh vodoroslei-makrofitov i perifitona antropogennykh substratov krymskogo pribrezhia Chernogo moria (Ukraine) [Diatom epiphyton of some green algae and periphyton of anthropogenic substrates of crimean coastal the Black Sea (Ukraine)]. *Algologiya – Algology*, 23(4), 419–437 [in Russian].
29. Ryabushko, L.I., Sapozhnikov, Ph.V., Bondarenko, A.V. & Kalinina, O.Yu. (2019). Diatomovye obrastaniia sinteticheskikh polimernykh materialov v Karantinnoi bukhte (Krym, Chernoe more) [Diatom foulings of synthetic polymer materials in Karantinnay Bay (Crimea, the Black Sea)]. *Voprosy sovremennoi algologii – Issues of modern algology*, 20 (2), 87–91 [in Russian].
30. Sapozhnikov, P., Salimon, A., Korsunsky, A.M., Kalinina, O., Ilyina, O., Statnik, E. et al. (2021). Plastic in the aquatic environment: interactions with microorganisms. *Plastics in the aquatic environment – part I: current status and challenges*. F. Stock, G. Reifferscheid, N. Brennholt, E. Kostianaia (eds.). Springer: Berlin, 197–254. DOI: 10.1007/978_2021_747.
31. Snigirova, A., Uzun, E., & Portyanko, V. (2020). Colonizing of bottom marine litter by benthic organisms in the northwestern Black Sea (Gulf of Odessa). *Marine Litter in the Black Sea*. Ü. Aytan, M. Pogojeva, A. Simeonova (eds.). Istanbul, Turkey: Turkish Marine Research Foundation (TUDAV), 56, 247–267.
32. Snigirova, A.A., Aleksandrov, B.G. (2015). Patterns of sand fractions influence on microalgae of the marine coast. *Science Rise*, 4(1), 20–26. DOI: 10.15587/2313-8416.2015.41503.
33. Snigirova, A.A., Kurakin, A.P. (2019). Microalgae on the plastic substrates in the coastal area of the Gulf of Odessa (the Black Sea). *Advances in Modern Phycology*, 103–105.
34. Snigirova, A.A., Sapozhnikov, Ph.V., Kalinina, O.Yu. & Kapshyna, I.A. (2021a). Rod *Cocconeis* (Bacillariophyta) v obrastanii plastikovykh materialov v akvatorii Odesskogo zaliva (Chernoe more) [The genus *Cocconeis* (Bacillariophyta) in the overgrowth of plastic materials in the water area of the Odessa Bay (Black Sea)]. Proceedings of the XVII International Conference: *Diatomovye vodorosli: Morfologiya, biologiya, sistematika, Floristika, ekologiya, Paleogeografiya*,

Biostratigrafia – Diatoms: Morphology, Biology, Taxonomy, Floristics, Ecology, Paleogeography, Biostratigraphy. (pp. 129–130) [in Russian].

35. Snigirova, A.A., Uzun, E.E., Kapshyna, I.A. & Portianko, V.V. (2021b). Formirovanie obrastaniia na plastikovom substrate v usloviakh prirodnogo eksperimenta [Biofouling formation on plastic substrate under experiment in natural conditions]. Collection of Scientific Articles: International Conference Academician Leo Berg – 145. (pp. 456–458). Benderi: Eco-TIRAS [in Russian].

36. Suaria, G., Melinte-Dobrinescu, M.C., Ion, G., & Aliani, S. (2015). First observations on the abundance and composition of floating debris in the North-western Black Sea. *Marine Environmental Research*, 107, 45–49. DOI: 10.1016/j.marenvres.2015.03.011.

37. Terzi, Y., Erüz, C., Özşeker, K. (2020). Marine litter composition and sources on coasts of south-eastern Black Sea: A long-term case study. *Waste Management*, 105, 139–147. DOI: 10.1016/j.wasman.2020.01.032.

38. Tcarenko, P.M. (1990). *Kratkii opredelitel khlorokokkovykh vodoroslei Ukrainskoi SSR [Brief guide to*

chlorococcal algae of the Ukrainian SSR]. G.M. Palamar-Mordvintceva (eds.). Kyiv: Naukova dumka [in Russian].

39. Tong, C.Y., Derek, J.C.C. (2021a). Physiology of microalgal biofilm: a review on prediction of adhesion on substrates. *Bioengineered*, 12(1), 7577–7599. DOI: 10.1080/21655979.2021.1980671.

40. Tong, C.Y., Derek, J.C.C. (2021b). The role of substrates towards marine diatom *Cylindrotheca fusiformis* adhesion and biofilm development. *Journal of Applied Phycology*, 33(2). DOI: 10.1007/s10811-021-02504-1.

41. Tong, C.Y., Shi, C.Y., Seng, O.B., & Derek, J.C.C. (2021). Physico-chemistry and adhesion kinetics of algal biofilm on polyethersulfone (PES) membrane with different surface wettability. *Journal of Environmental Chemical Engineering*, 9(6). DOI: 10.1016/j.jece.2021.106531.

42. Wang, J., Qin, X., Guo, J., Jia, W., Wang, Q., Zhang, M. et al. (2020). Evidence of selective enrichment of bacterial assemblages antibiotic resistant genes by microplastics in urban rivers. *Water Research*, 183. DOI: 10.1016/j.watres.2020.116113.

MICROALGAE COLONIZATION ON SOME ARTIFICIAL POLYMERS IN EXPERIMENTAL CONDITIONS

Kapshyna I.A. – PhD student, leading engineer

Institute of Marine Biology of the National Academy of Sciences of Ukraine
irakapshina97@gmail.com

Snigirova A.A. – PhD¹, senior lecturer²

¹Institute of Marine Biology of the National Academy of Sciences of Ukraine,

²Odessa National I.I.Mechnikov University

snigirova.a@gmail.com, a.a.snigirova@onu.edu.ua

Uzun O.Ye. – leading engineer

Institute of Marine Biology of the National Academy of Sciences of Ukraine
biolena17@gmail.com

The present work demonstrates the results of experimental studies of the character of microphyte fouling on the surface of plastic materials. The work is based on two laboratory experiments I and II and the field one (experiment III). Experiments I and II were established in laboratory conditions in crystallizers for 4 and 7 weeks. As a model for the experiment I, polyethylene terephthalate (PET) plates of two types were used: the plates taken from the marine environment from coastal decomposition (rough, EP) and untreated PET plastic (smooth, KP); for experiment II – low pressure polyethylene (LDPE) plates and untreated PET plastic. Glass plates were used as controls. The field experiment took place for 7 days in the coastal zone of the Gulf of Odessa. PET plates of different transparency and surface were used as a model.

As a result of experiment I, the plates of rough plastic (EP) and glass (K) had the best fouling, the lowest parameters of the fouling on the plates with a smooth surface (KP). Significant differences in quantitative indicators of microalgae on the plates were detected only during the first exposure. As a result of changes in the properties of the plastic surface after being in the marine environment, it becomes more suitable for the formation of fouling in the laboratory (experiment I), forming a biomass of from $0.2 \cdot 10^{-2} \text{ mg} \cdot \text{cm}^{-2}$ to $4.0 \cdot 10^{-2} \text{ mg} \cdot \text{cm}^{-2}$. Laboratory experiment II showed a gradual increase in the quantitative indicators of phytoperiphyton on PET plates (from $0.01 \cdot 10^{-2} \text{ mg} \cdot \text{cm}^{-2}$ to $0.18 \cdot 10^{-2} \text{ mg} \cdot \text{cm}^{-2}$), and a decrease on LDPE plates (from $0.03 \cdot 10^{-2} \text{ mg} \cdot \text{cm}^{-2}$ to $0.001 \cdot 10^{-2} \text{ mg} \cdot \text{cm}^{-2}$). These data are confirmed by the correlation coefficient: +0.9 (for PET) and -0.9 (for LDPE) for biomass. The development of microalgae was regulated by ciliates, which began to develop actively on 2–3 weeks of the experiment and used microphytes as food. The maximum number of ciliates was observed on LDPE plates. Weekly exposure of PET in field experiment III demonstrated that the primary settlements of microphytes are quite diverse and reached 28 species. The obtained data make a significant contribution to understanding the processes of interaction of plastic materials with microalgae and will be the basis for future research.

Key words: microalgae, succession, biofouling, artificial polymers, marine litter, plastic, laboratory and field experiments.