
БИОТЕХНОЛОГИЯ И ЭКСПЕРТИЗА ПРОДУКТОВ ПИТАНИЯ И БИОЛОГИЧЕСКИ АКТИВНЫХ ВЕЩЕСТВ

BIOTECHNOLOGY AND FOOD EXPERTISE AND BIOLOGICALLY ACTIVE SUBSTANCES

УДК 639.64

DOI: 10.55934/2587-8824-2023-30-4-558-565

ВЛИЯНИЕ КОМПОНЕНТНОГО СОСТАВА ПИТАТЕЛЬНОЙ СРЕДЫ НА СИНТЕЗ АНТИОКСИДАНТНОГО КОМПЛЕКСА *FRAGILARIOPSIS KERQUELENSIS*

О. О. Бабич, В. Ф. Долганюк, Е. В. Каширских

Микроводоросли все чаще рассматриваются как потенциальный источник природных антиоксидантных соединений в пищевой, косметической и нутрицевтической промышленности. Целью данной работы являлось изучение влияния компонентного состава питательной среды на синтез антиоксидантного комплекса (полисахаридов) микроводорослью *Fragilariopsis kerguelensis*. В результате эксперимента определен рациональный состав питательной среды и физико-химические условия культивирования психрофильной микроводоросли *Fragilariopsis kerguelensis*. Показано, что при культивировании микроводоросли *Fragilariopsis kerguelensis* на оптимизированной питательной среде ростовые характеристики и выход полисахаридов (антиоксидантного комплекса) увеличиваются в 1,9 раза в сравнении с культивированием *Fragilariopsis kerguelensis* на стандартной питательной среде Омаровой. Установлено, что максимальное накопление биомассы микроводоросли *Fragilariopsis kerguelensis* и максимальный выход полисахаридов наблюдался при температуре культивирования 5 °С – 2,93±0,08 г/л и 3,19±0,09 мкг/100 мг с.в. соответственно, а также при оптимальном соотношении значений рН в начале культивирования/рН в завершении культивирования равном 6,9/6,9. При снижении температуры культивирования до 0 °С и повышении до 10 °С, понижении или повышении соотношения значений рН в начале культивирования/рН в завершении культивирования приводило к снижению накопления биомассы и выхода полисахаридов микроводоросли *Fragilariopsis kerguelensis*. Определены кинетические параметры роста клеток, получены зависимости изменения расходов питательной среды. Установлено, что удельная скорость образования большинства метаболитов клетками микроводоросли *Fragilariopsis kerguelensis* в 5 оптимизированных экспериментах составила от $3,82 \cdot 10^{-8}$ до $5,11 \cdot 10^{-8}$ сут⁻¹. Скорость образования антиоксидантного комплекса полисахаридов микроводорослью *Fragilariopsis kerguelensis* составила $3,16 \cdot 10^{-8}$ сут⁻¹.

Ключевые слова: микроводоросли, антиоксидантный комплекс, питательная среда, кинетические параметры, рост биомассы.

Спрос на натуральные продукты, выделенные из микроводорослей, увеличился за последнее десятилетие и привлек внимание пищевой, косметической и нутрицевтической промышленности. Микроводоросли представляют собой эукариотические одноклеточные клетки, которые сочетают в себе несколько преимуществ для разработки биотехнологических приложений: высокое биоразнообразие, выход

фотосинтеза, рост, продуктивность и метаболическую пластичность, на которые можно ориентироваться с помощью условий культивирования [1]. Некоторые из этих метаболитов представляют собой представляющие интерес молекулы, такие как пигменты (например, каротиноиды), полиненасыщенные жирные кислоты (ПНЖК, например, омега-3 или -6 жирные кислоты), полисахариды, витамины и стеролы,



которые можно вводить в качестве пищевых добавок в организм человека, питание и корма для животных [2]. Кроме того, большинство из них представляют собой биоактивные молекулы с противовоспалительной, антибактериальной, анти-УФ, противогрибковой, противораковой и/или антиоксидантной активностью, которые могут повысить ценность косметики, нутрицевтиков или пищевых продуктов [3].

Увеличился спрос на природные антиоксиданты как альтернативу синтетическим антиоксидантам [2]. Действительно, считается, что многие синтетические антиоксиданты (например, бутилированный гидроксианизол (БГА), бутилированный гидрокситолуол (БГТ)) оказывают канцерогенное и/или токсическое действие на модельных животных [1, 3]. Хотя большинство природных антиоксидантов, доступных в настоящее время на рынке, получают из наземных растений, микроводоросли все чаще рассматриваются как потенциальный источник природных антиоксидантных соединений в пищевой промышленности [4], а также в косметической и нутрицевтической промышленности [5].

Что касается широкого разнообразия антиоксидантных соединений и способов действия в сочетании с разнообразием антиоксидантных комплексов (АК), в данной статье сначала рассматривается влияние питательной среды на производство АК микроводорослями. Новизна данной работы заключается в характеристике антиоксидантных свойств психрофильных микроскопических водорослей из акватории Балтийского моря (Калининградская область) в связи с созданием новых фармацевтических субстанций. Антиоксидантными комплексами в микроводорослях являются полисахариды – высокомолекулярные полимеры, состоящие из остатков сахаров, которые секретируются микроводорослями в окружающую их среду и могут служить барьером между клетками и окружающей средой [6]. Эти соединения привлекают к себе внимание в качестве потенциального источника лекарственных субстанций, поскольку они часто нетоксичны, обладают иммуномодулирующим, антиоксидантным, противовоспалительным, антимикробным, антибиопленочным действием [4].

Цель данной работы – изучить влияние компонентного состава питательной среды на синтез антиоксидантного комплекса микроводоросли *Fragilariopsis kerguelensis*.

Материалы и методы

Отбор образцов психрофильных водорослей проводили в природных источниках (вода, песок, почва). Отбор природных образцов осуществляли в период с марта 2022 г. по май 2022 г. в акватории Балтийского моря в Калининградской области (Куршский залив, Балтийский залив). С целью идентификации выделенных из накопительной культуры штаммов психрофильных микроводорослей определяли частичные последовательности гена 18S и/или 16S рРНК, после чего проводили сравнительный анализ с известными последовательностями из базы Genbank.

Различные условия окружающей среды могут влиять на производство полисахаридов (АК) психрофильными микроводорослями. В стрессовых условиях можно добиться сверхсинтеза АК. В связи с этим выделенные из акватории Балтийского моря психрофильные микроводоросли *F. kerguelensis* культивировали при температурах: ночью 0 °С, днем +5 °С, интенсивность освещения составляла 2000–3000 лк, световой фотопериод 12 часов, при активной кислотности 6,0–9,0. Процесс культивирования вели в холодильной камере на лабораторном орбитальном шейкере Unimax 1010 (Heidolph) в комплекте с охлаждающим модулем и боксом 267 мм со скоростью перемешивания 120 об/мин (рис. 1).

С целью определения рационального состава питательной среды и рациональных физико-химических условий для ускоренного культивирования биомассы психрофильной микроводоросли *F. kerguelensis* использовали питательную среду для культивирования Омара. Процесс наработки биомассы вели при температуре ночью 0 °С, днем +5 °С, интенсивности освещения 2000–3000 лк, при световом фотопериоде 12 часов. В качестве источника CO₂ использовали воздух при периодическом перемешивании. Процесс культивирования вели в холодильной камере на лабораторном орбитальном шейкере Unimax 1010 (Heidolph) в комплекте с охлаждающим модулем и боксом 267 мм со скоростью перемешивания 120 об/мин. Описываемый эксперимент проводился по рекомендуемой матрице рационального планирования для 25 опытов.

Для доказательства способности психрофильных микроводорослей продуцировать АК определяли их антиоксидантную активность путем анализа активности по поглощению



Рис. 1. Процесс культивирования психрофильных микроводорослей *F. kerguelensis*

радикалов, восстанавливающей способности и хелатной активности.

При определении антиоксидантной активности методом DPPH 20 мкл образца психрофильных микроводорослей и цианобактерий или стандартного раствора (тролокса) смешивали с 300 мкл свежеприготовленного 0,1 мМ раствора 2,2-дифенил-1-пикрилгидразила. Смесь инкубировали в темноте при комнатной температуре в течение 30 мин. Снижение оптической плотности по сравнению с контролем, состоящим из 0,1 мМ раствора 2,2-дифенил-1-пикрилгидразила и растворителя (метанола), регистрировали с использованием двухлучевого спектрофотометра UV-3600 (Shimadzu, Япония) при 515 нм [7].

При определении антиоксидантной активности методом ABTS предварительно готовили раствор с реактивом ABTS. Раствор с реактивом ABTS получали путем смешивания аликвот 7,0 мМ раствора реактива ABTS и 2,45 мМ раствора персульфата калия. Раствор выдерживали 16 часов в темном месте при комнатной температуре. Для запуска реакции 300 мкл раствора катион-радикала ABTS⁺ добавляли к 20 мкл психрофильных микроводорослей и цианобактерий или стандарта (тролокс). Оптическую плотность измеряли с использованием двухлучевого спектрофотометра UV-3600 (Shimadzu, Япония) при 734 нм после инкубации смеси в течение 15 мин при 37 °С в темноте. В качестве контроля использовали пробу с реактивом

ABTS и соответствующим растворителем (метанолом) [8].

Для определения восстанавливающей активности психрофильных микроводорослей и цианобактерий использовали свежеприготовленный реагент FRAP, полученный путем смешивания 10 частей 0,3 М ацетатного буфера (pH 3,6), одной части 10 мМ раствора 2,4,6-трипиридил-*s*-триазина в 40 мМ HCl и одну часть 20 мМ водного раствора хлорида железа FeCl₃×6H₂O. Реакцию запускали смешиванием 300 мкл реагента FRAP и 20 мкл испытуемого АК или стандартного раствора (тролокс). Время реакции 10 мин при 37 °С в темноте. Оптическую плотность измеряли с использованием двухлучевого спектрофотометра UV-3600 (Shimadzu, Япония) при 593 нм. В качестве контроля использовали пробу с реагентом FRAP и соответствующим растворителем (метанолом).

При измерении антиоксидантной активности методами DPPH, ABTS и FRAP в качестве стандартного раствора использовали растворы тролокса (6-гидрокси-2,5,7,8-тетраметилхроман-2-карбоновая кислота) известной концентрации. При анализе психрофильных микроводорослей и цианобактерий результаты анализов выражали в мкмоль эквивалентов тролокса на грамм сухого веса (мкмоль эквивалентов тролокса/г). Все спектрофотометрические измерения были выполнены с использованием устройства для чтения CLARIOstar (BMG Labtech, Ортенберг, Германия).



Результаты и их обсуждение

Результаты исследований параметров среды представлены в таблице 1.

Согласно применяемому методу, если необходимое t меньше шести, убирали из матрицы последние столбцы каждого малого прямоугольника, как в рассматриваемом случае.

Анализ матрицы показал, что при $6 = F(1, 2, 3, 4, 5)$ факторы, влияющие на ростовой индекс ОП %, ранжировались в порядке приоритетности своего влияния следующим образом: №№ 3, 2, 5, 4 и 1.

На основе данных матрицы проанализировали изменения среднего квадратичного

Таблица 1 – Сводная таблица опытов ($n = 25$) психрофильной микроводоросли *F. kerguelensis*

Аргументы						Описание параметров	
№	1	2	3	4	5		
Размах	0–33,6	0–2,0	0–5,0	0–2,0	0–2,0		
1	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1. KNO ₃ (г/л)	
2	8,40	0,50	1,25	0,50	0,50	2. MgSO ₄ ·7H ₂ O (г/л)	
3	16,80	1,00	2,50	1,00	1,00	3. NaCl (г/л)	
4	25,20	1,50	3,75	1,50	1,50	4. H ₃ BO ₃ (г/л)	
5	33,60	2,00	5,00	2,00	2,00	5. MnCl ₂ ·H ₂ O (г/л)	
						Функции	
						6. Ростовой индекс ОП %	
						7. Содержание полисахаридов в 100 мг сух. веса	
Значение в опытах по матрице						Значение искомым функций по результатам опытов	
№	1	2	3	4	5	6	7
1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,152	0,01
2	0,12	0,0	234,0	4,29	1,81	0,842	1,02
3	0,25	0,0	175,5	2,86	3,62	0,980	1,02
4	0,37	0,0	117,0	1,87	0,9	0,990	1,01
5	0,50	0,0	58,5	5,72	1,81	1,043	1,33
6	0,0	0,30	58,5	1,43	0,9	0,676	1,02
7	0,12	0,30	0,0	4,29	1,81	0,455	1,02
8	0,25	0,30	117,0	5,72	2,71	1,041	0,03
9	0,37	0,30	234,0	2,86	0,0	1,087	1,01
10	0,50	0,30	175,5	0,0	3,62	1,010	1,01
11	0,0	0,60	117,0	2,86	1,81	0,408	1,02
12	0,12	0,60	175,5	5,72	0,0	1,007	1,02
13	0,25	0,60	0,0	1,43	3,62	1,090	1,02
14	0,37	0,60	58,5	0,0	2,71	0,902	1,02
15	0,50	0,60	234,0	4,29	0,9	0,925	1,02
16	0,0	0,90	175,5	4,29	2,71	0,686	1,03
17	0,12	0,90	117,0	2,86	3,62	0,990	1,80
18	0,25	0,90	234,0	0,0	1,81	0,802	1,09
19	0,37	0,90	175,5	5,72	0,9	1,050	1,62
20	0,50	0,90	117,0	1,43	0,0	0,976	1,09
21	0,0	1,20	234,0	5,72	3,62	0,254	1,01
22	0,12	1,20	117,0	0,0	0,9	0,997	1,10
23	0,25	1,20	58,5	4,29	0,0	0,810	1,11
24	0,37	1,20	175,5	1,43	1,81	0,800	1,06
25	0,50	1,20	0,0	2,87	2,71	0,208	1,15
Min	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,676	0,01
Max	0,50	1,20	234,0	5,72	3,62	1,050	1,80

отклонения (СКО), %. Установлено, что СКО % составлял 56,1, а коэффициент Фишера $F = 0,9086$; $F(001) = 0,997$; $F(005) = 0,007$.

В таблице 2 приведены расчеты относительного влияния первых трех факторов на искомую функцию.

Из представленных в таблице 2 расчетов относительного влияния первых трех факторов на искомую функцию следует:

фактор 3 $100 - 89,5 = 10,5\%$

фактор 1 $89,5 - 74,2 = 15,3\%$

фактор 2 $74,2 - 73,1 = 1,1\%$

Установлено, что на долю двух оставшихся факторов 3 и 4 приходилось всего $23,1 - 21,1 = 2\%$, при этом на долю ошибки модели за счет влияния других неуточненных факторов приходилось $28,9\%$.

Таким образом, в процессе рационального состава питательной среды для ускоренного культивирования биомассы психрофильной микроводоросли *F. kerguelensis* рассмотрено конкретное влияние на функцию 6 факторов 3, 1 и 2.

Анализ данных свидетельствует о том, что при возрастании содержания NaCl (фактор 3) от 0,0 до 234,0 г/л ростовой индекс возрастал с 42,0 до 89,5 %, подчиняясь уравнению:

$$Y = \frac{1}{0,0154 - 1,26 \cdot 10^{-6} X^3}$$

На следующем этапе по таким показателям, как максимальная плотность культуры на

стандартной питательной среде культивирования (P_m), начальная (B_0) и максимальная (B_{max}) продуктивность полисахаридов (АК), проводили сравнительный анализ показателей культивирования микроводоросли *F. kerguelensis* с применением стандартной и оптимизированной питательных сред. Результаты исследования представлены в таблице 3.

Результаты исследования, представленные в таблице 3, свидетельствуют о том, что при культивировании психрофильной микроводоросли *F. kerguelensis* на оптимизированной питательной среде (NaCl – 175,5 г/л, KNO₃ – 0,37 г/л, KH₂PO₄ – 0,07 г/л, MgSO₄·7H₂O – 0,9 г/л, CaCl₂ – 0,01 г/л, NaHCO₃ – 0,042 г/л, раствор Fe + ЭДТА – 1 мл, раствор микроэлементов (измененного состава: H₃BO₃ – 1,87 г/л, MnCl₂·4H₂O – 3,62 г/л) – 1 мл) ростовые характеристики увеличиваются в 1,9 раза в сравнении с культивированием на стандартной питательной среде Омаровой.

Влияние pH на продуктивность биомассы микроводоросли *F. kerguelensis* представлено в таблице 4.

Из табличных данных (табл. 4) следует, что для психрофильной микроводоросли *F. kerguelensis* оптимальными значениями pH в начале культивирования/pH в завершении культивирования является соотношение 6,9/6,9. При данном соотношении pH в начале культивирования/pH в завершении культивирования выход биомассы *F. kerguelensis* повышается на $68,1 \pm 0,14\%$.

Таблица 2 – Формуляр модели

№ аргумента	№ уравнения	Коэффициент уравнений			СКО % 100	R	СКО ср %
		A	B	C			
3	7	1.539E-2	-1.263E-6	–	89,5	0,261	31,0
2	11	-1.006E-7	4.179E-4	7.104E-1	74,2	0,276	88,5
1	1	8.565E-1	8.268E-4	–	73,1	0,611	56,3
4	11	-9.704E-7	6.189E-4	9.688E-1	23,1	0,419	34,0
5	11	-5.483E-7	4.994E-4	9.398E-1	21,1	0,587	64,8

Таблица 3 – Сравнительный анализ показателей культивирования психрофильной микроводоросли *F. kerguelensis*, выращенной на стандартной питательной среде и оптимизированной питательной среде, методом ПФЭ

Наименование штамма	P_m , ОП %	B_0 , ОП %	B_{max} , ОП %	Увеличение массы
<i>F. kerguelensis</i>	0,53	0,49	1,05	1,9



После подбора кислотности среды культивирования подбирали рациональную температуру культивирования. Для этого варьировали температуру при выращивании биомассы микроводоросли *F. kerguelensis* от 0 до 10 °С. Данные по наращиванию биомассы и выходу полисахаридов микроводоросли *F. kerguelensis* при различных температурах представлены в таблице 5.

Анализ данных, представленных в таблице 5, свидетельствует о том, что наибольшее накопление биомассы микроводоросли *F. kerguelensis* и выход полисахаридов наблю-

дался при температуре культивирования 5 °С – 2,93±0,08 г/л и 3,19±0,09 мкг/100 мг с.в. Снижение температуры культивирования до 0 °С и повышение до 10 °С приводило к снижению накопления биомассы и выхода полисахаридов микроводоросли *F. kerguelensis* – 1,98±0,06 г/л и 2,21±0,06 мкг/100 мг с.в. и 1,85±0,05 г/л и 2,14±0,06 мкг/100 мг с.в., соответственно.

Далее рассчитывали кинетические параметры роста биомассы и выхода полисахаридов психрофильной микроводоросли *F. kerguelensis* в оптимизированных условиях с использованием кинетических уравнений.

Таблица 4 – Влияние pH на продуктивность биомассы микроводоросли *F. kerguelensis*

Наименование образца	pH в начале культивирования/pH в завершении культивирования					
	5,0/4,9	6,2/6,2	6,9/6,9	7,5/7,8	8,0/7,9	8,3/7,9
	Повышение выхода биомассы, %					
<i>F. kerguelensis</i>	55,4±0,12	56,9±0,14	68,1±0,14	57,4±0,13	59,0±0,11	37,2±0,08

Таблица 5 – Влияние температуры на культивирование психрофильной микроводоросли *F. kerguelensis* и выход полисахаридов (АК)

Наименование образца	Накопление биомассы, г/л			Выход полисахаридов, мкг/100 мг с.в.		
	Температура культивирования, °С					
	0	5	10	0	5	10
<i>F. kerguelensis</i>	1,98±0,06	2,93±0,08	1,85±0,05	2,21±0,06	3,19±0,09	2,14±0,06

Таблица 6 – Антиоксидантная активность полисахаридов микроводоросли

Микроводоросль	Антиоксидантная активность, мкмоль эквивалентов тролокса/г		
	ABTS	DPPH	FRAP
<i>F. kerguelensis</i>	17,62±0,91	58,16±3,90	3,91±0,12
	12,08±0,62	12,42±0,43	3,13±0,26
	13,53±0,73	11,84±0,36	1,09±0,13

Таблица 7 – Кинетические параметры накопления биомассы психрофильной микроводоросли *F. kerguelensis* в оптимизированных условиях

Наименование образца	№ эксперимента	Количество клеток, шт.	Площадь 1 клетки микроводоросли, м ²	Удельная скорость образования большинства метаболитов, сут ⁻¹	Удельная скорость роста μ (сут ⁻¹)	Удельная скорость образования полисахаридов, сут ⁻¹
<i>F. kerguelensis</i>	1	6,33×10 ⁶	3×10 ⁻¹⁰	3,82×10 ⁻⁸	0,53	3,16×10 ⁻⁸
	2	6,21×10 ⁶	4×10 ⁻¹⁰	4,90×10 ⁻⁸	0,67	3,16×10 ⁻⁸
	3	6,46×10 ⁶	6×10 ⁻¹⁰	4,91×10 ⁻⁸	0,54	3,17×10 ⁻⁸
	4	5,21×10 ⁶	3×10 ⁻¹⁰	3,83×10 ⁻⁸	0,52	3,16×10 ⁻⁸
	5	5,37×10 ⁶	3×10 ⁻¹⁰	5,11×10 ⁻⁸	0,66	3,15×10 ⁻⁸

Антиоксидантная активность полисахаридов микроводоросли представлена в таблице 6.

В таблице 7 представлены кинетические параметры накопления биомассы психрофильной микроводоросли *F. kerguelensis* в оптимизированных условиях в 5 параллельных экспериментах.

Из табличных данных (табл. 7) следует, что во всех 5 параллельных экспериментах количество клеток, накопленное микроводорослью *F. kerguelensis* в оптимизированных условиях, составило близкие величины – от $5,21 \times 10^6$ до $6,46 \times 10^6$ штук. Однако площадь одной клетки различалась в 2 раза – от 3×10^{-10} м² до 6×10^{-10} м². Клетки микроводоросли *F. kerguelensis* росли с удельной скоростью от $0,52$ сут⁻¹ до $0,67$ сут⁻¹ для всех 5 экспериментов. Удельная скорость образования большинства метаболитов клетками микроводоросли *F. kerguelensis* в 5 оптимизированных экспериментах составила от $3,82 \times 10^{-8}$ до $5,11 \times 10^{-8}$ сут⁻¹. Скорость образования полисахаридов микроводорослью *F. kerguelensis* составила в среднем $3,16 \times 10^{-8}$ сут⁻¹.

Выводы

Определен рациональный состав питательной среды и физико-химические условия культивирования психрофильной микроводоросли *F. kerguelensis*. Показано, что при культивировании микроводоросли *F. kerguelensis* на питательной среде (NaCl – 175,5 г/л, KNO₃ – 0,37 г/л, KH₂PO₄ – 0,07 г/л, MgSO₄·7H₂O – 0,9 г/л, CaCl₂ – 0,01 г/л, NaHCO₃ – 0,042 г/л, раствор Fe+ЭДТА – 1 мл, раствор микроэлементов (измененного состава: H₃BO₃ – 1,87 г/л, MnCl₂·4H₂O – 3,62 г/л) – 1 мл) ростовые характеристики увеличиваются в 1,9 раза в сравнении с культивированием *F. kerguelensis* на стандартной питательной среде Омаровой. Установлено, что при культивировании на питательной среде (NaCl – 117,5 г/л, KNO₃ – 0,12 г/л, MgSO₄·7H₂O – 0,9 г/л, KH₂PO₄ – 0,07 г/л, CaCl₂ – 0,01 г/л, NaHCO₃ – 0,042 г/л, раствор Fe+ЭДТА – 1 мл, раствор микроэлементов (с измененным составом MnCl₂·4H₂O – 0,90 г/л) – 1 мл) выход полисахаридов (АК) повышался практически в 1,9 раза.

Установлено, что максимальное накопление биомассы и выход полисахаридов микроводоросли *F. kerguelensis* наблюдались при температуре культивирования 5 °С и составляли $2,93 \pm 0,08$ г/л и $3,19 \pm 0,09$ мкг/100 мг с.в. соответственно. Снижение температуры куль-

тивирования до 0 °С, повышение ее до 10 °С, снижение или повышение значения рН в начале культивирования/значения рН в конце культивирования приводило к накоплению биомассы и снижению накопления полисахаридов микроводорослями *F. kerguelensis*.

Доказано, что полисахариды микроводоросли *F. kerguelensis* характеризуются повышенными антиоксидантными свойствами и могут быть применимы для получения фармацевтических субстанций.

Благодарности

Работа выполнена при финансовой поддержке Министерства науки и высшего образования Российской Федерации (грант Президента Российской Федерации), проект № МК-484.2022.1.4 (соглашение № 075-15-2022-393).

Список литературы

1. Metabolite Profiling of the Microalgal Diatom *Chaetoceros calcitrans* and Correlation with Antioxidant and Nitric Oxide Inhibitory Activities via 1H NMR-Based Metabolomics. / A. Azizan [et al.] // Mar. Drugs. – 2018. – Vol. 16. – P. 154. – DOI: <https://doi.org/10.3390/md16050154>.
2. Antioxidant Compounds from Microalgae: A Review. / N. Coulombier [et al.] // Mar. Drugs. – 2021. – Vol. 19. – № 10. – P. 549. – DOI: <https://doi.org/10.3390/md19100549>.
3. The Contribution of Carotenoids, Phenolic Compounds, and Flavonoids to the Antioxidative Properties of Marine Microalgae Isolated from Mediterranean Morocco / I. Haoujar [et al.] // Molecules. – 2019. – Vol. 24. – P. 4037. – DOI: <https://doi.org/10.3390/molecules24224037>.
4. Three Decades of Canadian Marine Harmful Algal Events: Phytoplankton and Phycotoxins of Concern to Human and Ecosystem Health / C. H. McKenzie [et al.] // Harmful algae. – 2021. – Vol. 102. – P. 101852. – DOI: <https://doi.org/10.1016/j.hal.2020.101852>.
5. Antioxidants of Natural Plant Origins: From Sources to Food Industry Applications / S. C. Lourenço [et al.] // Molecules. – 2019. – Vol. 24. – P. 4132. – DOI: <https://doi.org/10.3390/molecules24224132>.
6. Antioxidants: Reviewing the Chemistry, Food Applications, Legislation and Role as Preservatives / M. Carochi [et al.] // Trends Food Sci. Technol. – 2018. – Vol. 71. – P. 107–120. – DOI: <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2017.11.008>.



7. Quantification of the Antioxidant Activity of Plant Extracts: Analysis of Sensitivity and Hierarchization Based on the Method Used / N. Chaves [et al.] // Antioxidants (basel). – 2020. – Vol. 9. – № 1. – P. 76. – DOI: <http://doi.org/10.3390/antiox9010076>.

8. In vitro antioxidant extracts evaluation from the residue of the Hevea brasiliensis seed / G. Oleinik [et al.] // SCI REP. – 2022. – Vol. 12. – P. 480. – DOI: <http://doi.org/10.1038/s41598-021-04017-w>.

Бабич Ольга Олеговна, д-р техн. наук, доцент, директор научно-образовательного центра «Прикладные биотехнологии», ФГАОУ ВО «Балтийский федеральный университет имени Иммануила Канта».

E-mail: olich.43@mail.ru.

Долганюк Вячеслав Федорович, канд. техн. наук, научный сотрудник научно-образовательного центра «Прикладные биотехнологии», ФГАОУ ВО «Балтийский федеральный университет имени Иммануила Канта».

E-mail: dolganuk_vf@mail.ru.

Каширских Егор Владимирович, канд. техн. наук, научный сотрудник научно-образовательного центра «Прикладные биотехнологии», ФГАОУ ВО «Балтийский федеральный университет имени Иммануила Канта».

E-mail: egorkah@mail.ru.

* * *