

Обзорная статья

УДК 57.086.83:582.273

<https://doi.org/10.26907/2542-064X.2025.2.312-335>**Анализ и апробация методов отделения микроводорослей от культуральной среды, применимых для *Porphyridium purpureum*****С.Ю. Горбунова , А.Б. Боровков***Институт биологии южных морей им. А.О. Ковалевского РАН, г. Севастополь, Россия* svetlana_8423@mail.ru**Аннотация**

Описаны современные методы отделения биомассы микроводорослей от культуральных сред, а также основные преимущества и недостатки, связанные с их использованием. При выборе наиболее подходящего и экономически обоснованного метода сбора урожая микроводорослей особое внимание следует уделять масштабам производства, видам микроводорослей, составу питательных сред. Проведена апробация методов центрифугирования, гравитационного осаждения и сепарирования для отделения клеток морской микроводоросли *Porphyridium purpureum* от культуральной среды. Экспериментально установлено значимое превосходство метода сепарирования над двумя другими способами по сухому весу биомассы и по затраченному времени. При энергоёмкости в 1 кВт метод сепарирования дает возможность обработать в 100 раз больший объем суспензии и получить 20.75 г сухой биомассы *P. purpureum*, что демонстрирует пятикратное превосходство над методом центрифугирования. Для обеспечения высокого коэффициента концентрирования биомассы и снижения энергетических затрат рекомендуется применять многостадийный процесс сбора *P. purpureum*, сочетающий первичное гравитационное осаждение и методы центрифугирования или сепарирования. Проведенные исследования могут служить основой для разработки практических рекомендаций по эффективному сбору микроводорослей в промышленных масштабах.

Ключевые слова: урожай микроводорослей, методы концентрирования биомассы, культура микроводорослей.

Благодарности. Работа выполнена при финансовой поддержке Российского научного фонда (проект № 24-26-20131).

Для цитирования: Горбунова С.Ю., Боровков А.Б. Анализ и апробация методов отделения микроводорослей от культуральной среды, применимых для *Porphyridium purpureum* // Учен. зап. Казан. ун-та. Сер. Естеств. науки. 2025. Т. 167, кн. 2. С. 312–335. <https://doi.org/10.26907/2542-064X.2025.2.312-335>.

Review article

<https://doi.org/10.26907/2542-064X.2025.2.312-335>

Analysis and evaluation of methods used for harvesting microalgae from culture media and suitable for *Porphyridium purpureum*

S.Yu. Gorbunova ✉, A.B. Borovkov

A.O. Kovalevsky Institute of Biology of the Southern Seas, Russian Academy of Sciences, Sevastopol, Russia

✉ svetlana_8423@mail.ru

Abstract

This article reviews modern methods for harvesting microalgae biomass from culture media, explores their advantages and limitations, as well as argues that the choice of an optimal and efficient method depends on the scale of production, the types of microalgae, and the composition of culture media. Here, the methods of centrifugation, gravity sedimentation, and separation were evaluated for their efficiency in the recovery of *Porphyridium purpureum* cells. During the experiments, separation outperformed the other two methods in terms of the resulting biomass dry weight and the time consumed. When applied to *Porphyridium purpureum*, it yielded 20.75 g of dry biomass by processing a 100 times larger volume of the suspension at 1 kW of energy input, thus demonstrating a fivefold increase in overall efficiency compared to centrifugation. To achieve a high biomass concentration ratio and reduce energy costs in the recovery of *P. purpureum*, a multi-stage harvesting process, combining initial gravity sedimentation with either centrifugation or separation, was proposed. The findings can serve as the basis for developing practical guidelines on selecting an optimal strategy for large-scale harvesting of microalgae.

Keywords: microalgae harvest, biomass concentration methods, microalgae culture

Acknowledgments. This study was supported by the Russian Science Foundation (project no. 24-26-20131).

For citation: Gorbunova S.Yu., Borovkov A.B. Analysis and evaluation of methods used for harvesting microalgae from culture media and suitable for *Porphyridium purpureum*. *Uchenye Zapiski Kazanskogo Universiteta. Seriya Estestvennye Nauki*, 2025, vol. 167, no. 2, pp. 312–335. <https://doi.org/10.26907/2542-064X.2025.2.312-335>. (In Russian)

1. Современные методы сбора урожая микроводорослей

Микроводоросли, являясь фотосинтезирующими автотрофными микроскопическими организмами, способны не только удваивать свое количество за несколько часов, но и вырабатывать при этом огромный комплекс соединений, который имеет значение не только для человека, но и для животных, водных организмов. Это обуславливает использование микроводорослей в качестве сырья для получения натуральных красителей, продуктов косметической и фармацевтической промышленности, медицинских и сельскохозяйственных препаратов. Следует учитывать, что при организации любого микроводорослевого производства как в открытых прудах, так и закрытых фотобиореакторах, одной из первоо-

чередных задач является выбор научно обоснованного, простого, безопасного и экономически эффективного метода сбора урожая. Процесс отделения клеток микроводорослей от культуральной среды является наиболее сложной частью технологической цепочки, так как требует технически сложного и дорогостоящего оборудования (производство сопровождается удорожанием или потерями продукции), а также определяет эффективность последующего использования или переработки полученного биологического материала [1]. В настоящее время в технологиях сбора микроводорослей преимущественно применяются гравитационные методы, флокуляция, флотация и методы фильтрации, включающие в себя биологические, химические и механические подходы, а также их различные комбинации (рис. 1) [2, 3].

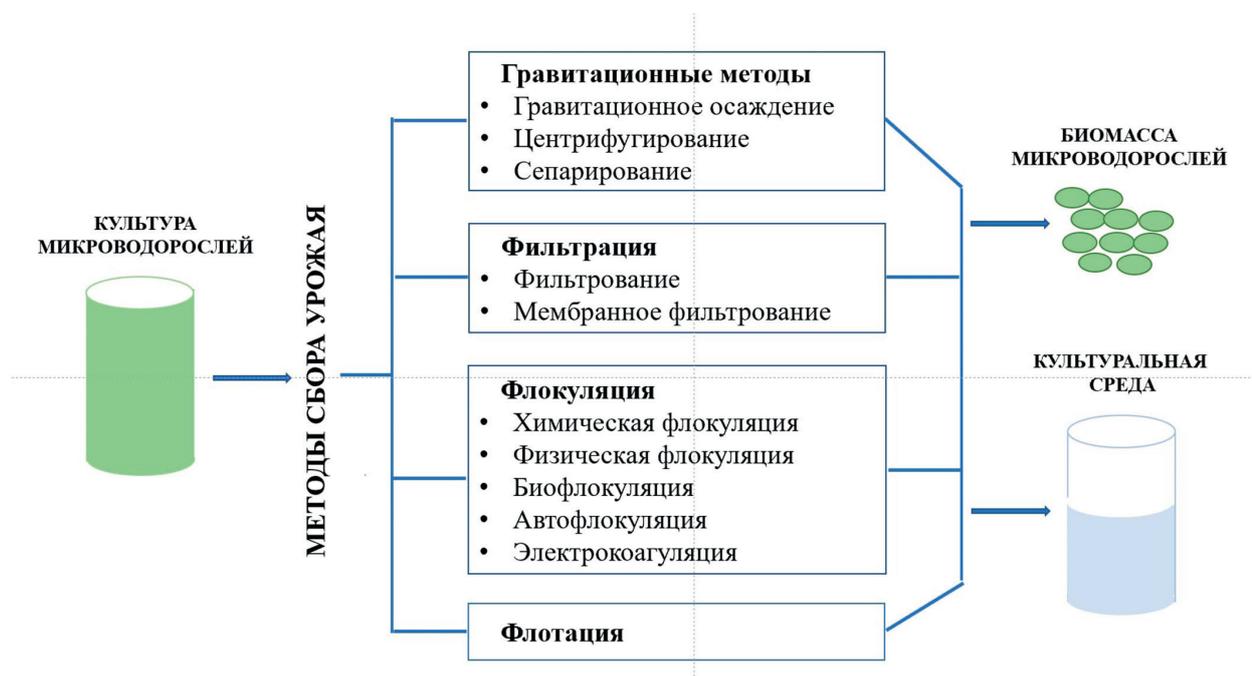


Рис. 1. Систематизация существующих методов отделения микроводорослей от культуральной среды
Fig. 1. Systematic overview of methods employed for harvesting microalgae from culture media

В то же время отсутствует универсальный оптимальный метод извлечения биомассы микроводорослей, который мог бы быть применим во всех случаях. Каждый из методов обладает как преимуществами, так и недостатками, что отображено в табл. 1.

При выборе наиболее эффективного метода сбора урожая микроводорослей следует учитывать основные ключевые факторы, такие как размер и тип клеток микроводорослей, их концентрация, а также условия культивирования [4]. Согласно современным литературным данным, организация процесса отделения клеток от культуральной среды, являющегося одним из ключевых этапов производственного цикла, составляет от 30 до 60 % от общей стоимости [5–9]. Разработка экономически эффективных альтернативных методов обработки больших объемов суспензий микроводорослей является ключевым фактором, способствующим увеличению масштабов производства и коммерческому использованию микроводорослевой биомассы.

Табл. 1. Сравнение методов сбора микроводорослей

Table 1. Comparison of methods for microalgae harvesting

Метод	Преимущества	Недостатки	Урожай (сухое вещество, %)	Литература
1	2	3	4	5
Центрифугирование	Извлечение клеток – более 90 %; сохранение целостности клеток; надежность; подходит для большинства видов микроводорослей; быстрота и высокая эффективность сбора биомассы; возможность комбинирования с другими методами	Высокие капитальные и эксплуатационные затраты, энергоемкость	12–22	[10, 11]
Сепарирование	Извлечение клеток – 90–95 %; высокая центробежная сила	Ограниченный объем резервуара; требуется периодическая очистка	12–22	[12, 13]
Гравитационное осаждение	Извлечение клеток – 10–90 %; без применения химических соединений; низкая стоимость; возможность повторного использования культуральной среды	Длительность процесса, низкая эффективность	0.5–3	[13, 14]
Фильтрация	Извлечение клеток – 70–90 %; сохранение целостности клеток; возможность деликатной обработки клеток; широкий выбор доступных типов фильтров, и мембран; надежность	Зависимость от размера клеток, проблемы засорения или загрязнения фильтров и мембран; высокие капитальные и эксплуатационные затраты	5–27	[10, 15–18]
Мембранное разделение	Извлечение клеток – до 60 %; без применения химических соединений	Применим для культур с низкой плотностью, в небольших масштабах; периодическое загрязнение мембраны	2–5	[10, 15]
Флокуляция химическая	Извлечение клеток – более 90 %, широкий ассортимент доступных флокулянтов	Загрязнение биомассы флокулянтами, нарушение целостности клеток; длительное время отстаивания; биомасса микроводорослей не рекомендуется для использования в пищу	3–8	[19–24]
Флокуляция физическая	Извлечение клеток до 90 %; снижение энергозатрат; отсутствие токсического воздействия на клетки микроводорослей	Регулирование pH химическими соединениями; биомасса микроводорослей не рекомендуется для использования в пищу	3–6	[19, 25]

Окончание табл. 1 / End of Table 1

1	2	3	4	5
Биофлокуляция	Извлечение клеток – более 90 %; существенное снижения энергозатрат; высокая эффективность сбора биомассы	Загрязнение биомассы флокулянтами; низкий ассортимент доступных флокулянтов; высокая стоимость; длительное время отстаивания; стресс клеток и деградация ценных фитохимических веществ; необходимость регулирования рН химическими соединениями	3–10	[26]
Автофлокуляция	Извлечение клеток – 10–60 %; самопроизвольное осаждение клеток; низкая стоимость; рекомендовано использование в качестве первой ступени для снижения энергозатрат и стоимости последующих стадий	Рекомендован для плотных (тяжелых) неподвижных клеток; низкие скорости разделения; низкая конечная концентрация микроводорослей. Подходит не для всех типов питательных сред; высокие значения рН могут привести к стрессированию и разрушению клеток микроводорослей	0.5–4	[27, 28]
Электрокоагуляция	Извлечение клеток – до 90 %; экологическая безопасность, отсутствует необходимость добавления химических реагентов	Частое засорения катодов, повреждение оборудования	2–7	[29–31]
Флотация	Извлечение клеток – 50–90 %; скорость выше, чем при осаждении; возможность комбинирования с другими методами; низкое энергопотребление	Специфичность к отдельным видам микроводорослей; высокие капитальные и эксплуатационные затраты; низкая надежность; обычно требуются флокулянты	3–6	[2, 32]

Значительные экономические затраты, связанные со сбором урожая микроводорослей, целесообразны и оправданы в тех случаях, когда продукция из микроводорослей представляет собой товары с высокой добавленной стоимостью. Однако для массовых товаров с низкой ценностью необходимо значительное сокращение как капитальных, так и эксплуатационных затрат, чтобы обеспечить возможность и рентабельность их коммерческого производства [3, 33]. Поэтому поиск и анализ наиболее экономически эффективных методов сбора биомассы микроводорослей с учетом специфики и условий культивирования для определенных типов производств являются актуальной задачей.

1.1. Центрифугирование. Благодаря своей популярности, универсальности и экономической эффективности центрифугирование является одним из наиболее часто используемых методов быстрого отделения микроводорослей от культуральной среды. Центрифуги – наиболее распространенный тип оборудования непрерывного действия. Принцип работы центрифуги основан на создании центробежной силы в соответствии с законом Стокса, которая определяется разницей в плотностях между жидкой и твердой фазами, а также зависит от размера частиц и плотности компонентов среды [34]. Поэтому центрифуги эффективны при сборе подавляющего большинства видов микроводорослей [10, 11], что является одним из основных преимуществ этого метода. В отличие от других методов, для которых необходимо предварительное концентрирование суспензии клеток, при работе с небольшими объемами биомассы центрифугирование успешно применяют в качестве одностадийного процесса отделения микроводорослей от жидких сред [32]. Но несмотря на эффективность, метод характеризуется высокой энергоемкостью и сложностью масштабирования. Кроме того, процесс центрифугирования сопряжен со значительными расходами на техническое обслуживание. Поэтому в условиях работы с большими объемами биомассы рекомендуется проводить предварительное осаждение микроводорослей. Это позволяет сделать суспензию более плотной и многократно увеличить концентрацию клеток, что в результате сокращает время центрифугирования и снижает затраты энергии.

1.2. Сепарирование является разновидностью метода центрифугирования. Отделение клеток микроводорослей от культуральной среды осуществляют с помощью проточного трубчатого сепаратора, который широко используется для сбора урожая микроводорослей с размером клеток до 20–30 мкм, таких как *Chlorella vulgaris*, *Limnospira platensis*, *Haematococcus pluvialis*, *Porphiridium purpureum*, *Dunaliella vulgaris* [13]. За счет сильного центробежного поля происходит разделение культуральной среды и биомассы микроводорослей, которая оседает на внутренней стенке барабана сепаратора, при этом клеточные стенки не разрушаются, что позволяет предотвратить потерю их содержимого и обеспечивает высокое качество продукта [12].

1.3. Гравитационное осаждение – это недорогой способ сбора урожая микроводорослей, который представляет собой процесс осаждения клеток под воздействием собственной силы тяжести и часто используется при очистке сточных вод [17]. В результате над осевшими частицами остается прозрачная надосадочная жидкость – культуральная среда. Характеристики осевших частиц зависят от скорости осаждения [13]. Обычно это довольно медленный процесс, что обусловлено низким удельным весом клеток микроводорослей [35]. При этом существует вероятность того, что за время отстаивания большая часть биомассы может испортиться [14]. Однако метод характеризуется преимуществом с экономической и экологической точек зрения, так как исключает внесение каких-либо добавок в суспензию микроводорослей [36, 37]. Это особенно актуально для крупномасштабных производств, поскольку обеспечивает возможность повторного использования питательной среды [11].

1.4. Фильтрация представляет собой механический метод отделения клеток микроводорослей от культуральной жидкости с использованием сеток, фильтровальных материалов и проницаемых мембран, которые задерживают твердые частицы. Этот метод широко и успешно применяется для отделения биомассы микроводорослей рода *Spirulina* (*Arthrospira* or *Limnospira*) [18]. Однако большинство исследователей по-прежнему считают основным недостатком традиционного процесса фильтрации его непригодность для сбора микроводорослей с размером клеток менее 30 мкм [16], таких как *Chlorella* или *Dunaliella* [10].

Одной из разновидностей метода фильтрация является мембранное разделение. В контролируемых лабораторных условиях к вакуумной колбе крепится воронка с фильтром, через которую пропускают суспензию микроводорослей. Задержавшиеся на фильтре клетки подсыхают, при этом воздух постоянно отсасывают с помощью вакуумного насоса. Этот метод может быть адаптирован для сбора низкоконцентрированных культур микроводорослей в маломасштабных проектах. Одним из основных недостатков метода фильтрации является быстрое образование плотного слоя из клеток микроводорослей на фильтрах, мембранах или сите, что значительно снижает скорость потока культуральной жидкости [15] и приводит к существенному повышению эксплуатационных расходов, связанных с необходимостью замены дорогостоящих расходных материалов. Несмотря на то, что метод фильтрации уступает центрифугированию по скорости концентрирования клеток микроводорослей [10], он по-прежнему является более простым и экономически выгодным вариантом.

1.5. Флокуляция. Одним из подходов, используемых для отделения клеток микроводорослей от культуральной среды, является флокуляция [19]. В ходе этого процесса в суспензию водорослей вводится агент, способствующий агрегации клеток и приводящий к формированию крупных коллоидных структур под действием сил Ван-дер-Ваальса. Эффективность флокуляции определяется взаимодействием поверхностных зарядов клеток и добавленного флокулянта. В настоящее время исследованы различные методы флокуляции микроводорослей, включающие химические, физические, биологические подходы, а также автофлокуляцию и электрокоагуляцию [25, 38].

Химическую флокуляцию микроводорослей можно проводить с использованием трех основных категорий флокулянтов: неорганические соединения, включающие соли металлов и аммиак, неорганические и органические полимеры. В научной литературе представлены примеры успешного применения этого метода для извлечения клеток различных видов микроводорослей, что обусловлено высокой эффективностью процесса флокуляции и простотой сбора биомассы [22, 39]. К химическим агентам, применяющимся в процессах флокуляции, относятся магний сернокислый, хлорид железа [21], полиакриламидные полимеры, гидроксиды калия и натрия, алюминиевые квасцы [10, 20], а также карбонат натрия [24]. Однако процесс применения химических коагулянтов и флокулянтов имеет ряд значительных недостатков и ограничений. Во-первых, для эффективной работы необходимо использовать их высокие концентрации, что приводит к существенным эксплуатационным затратам, а также к образованию значительного количества осадка, который препятствует росту микроводорослей. Во-вторых, при использовании этих флокулянтов существует высокая вероятность загрязнения биомассы микроводорослей катионами металлов, что может отрицательно сказаться на обменных процессах в клетках [21]. Согласно исследованиям, проведенным в работе [40], несмотря на высокую эффективность применения квасцов в качестве флокулирующих агентов, биомасса пресноводных микроводорослей *Scenedesmus* и *Chlorella* оказалась непригодной для дальнейшего использования в аквакультуре или в качестве пищевых продуктов для животных. В-третьих, остаточные вещества (алюминий и другие канцерогенные компоненты), содержащиеся в клетках микроводорослей, представляют потенциальную опасность при дальнейшем использовании собранной биомассы в производстве пищевых продуктов и кормов для животных, а также удобрений [15, 41, 42]. Остаточные количества алюминия оказывают влияние на состав жирных кислот в форме метиловых эфиров и накапливаются в липидах, выделяемых из микроводорослей.

Соли алюминия, например, AlCl_3 и $\text{Al}_2(\text{SO}_4)_3$, способствуют повреждению клеточной структуры, а соли железа, такие как FeCl_3 и $\text{Fe}_2(\text{SO}_4)_3$, оказывают влияние на качество пигментов микроводорослей, особенно на содержание хлорофилла [19]. В-четверых, отсутствует возможность повторного использования питательных сред, поскольку существует риск попадания в них токсичных примесей, что может привести к вторичному загрязнению [19].

В научной литературе описан метод физической флокуляции, используемый для сбора биомассы микроводорослей посредством изменения pH в культуральной среде [43]. Эффективность этой методики зависит от различных факторов, включая характеристики поверхности клеток, концентрацию биомассы, состав среды и время проведения флокуляции [23]. В работе [44] показано, что флокуляция становится более эффективной при увеличении значения pH среды. Такой подход рассматривается как экономически выгодный и энергосберегающий, однако он протестирован на ограниченном числе штаммов микроводорослей [23, 39, 43].

Следующим перспективным, энергоэффективным и экологически безопасным способом сбора микроводорослей является биофлокуляция. Этот способ концентрирования биомассы микроводорослей осуществляется за счет использования полярных по заряду микроводорослей или симбиотических микроорганизмов, которые объединяются в огромные флокулы, оседающие под действием силы тяжести без необходимости использования химических флокулянтов [42, 45]. Однако в этом случае определяющими факторами являются кислотность среды и присутствие посторонних электролитов, оказывающих влияние на целостность клеток микроводорослей. Метод требует дополнительных затрат на культивирование микроорганизмов-флокулянтов [46, 47]. На сегодняшний момент этот способ изучен не полностью.

Благодаря своей высокой флокулирующей способности альтернативой химическим коагулянтам может стать хитозан. Это удачное решение как с экологической, так и с экономической точки зрения. Представляя собой катионный полисахарид, хитозан содержится в грибах и может быть получен путем деацетилирования хитина, который является вторым по распространенности природным полимером после целлюлозы [48]. Оставшиеся после переработки морепродуктов и моллюсков отходы служат недорогим сырьем для промышленного получения хитозана. В отличие от неорганических флокулянтов, таких как железные и алюминиевые хлориды и сульфаты, хитозан имеет ряд преимуществ. Он способствует образованию более крупных флокул, что ускоряет процесс осаждения биомассы и позволяет получить более чистый остаточный раствор, при этом не загрязняет извлеченную биомассу, которая может быть сразу использована в пищевой промышленности. Хитозан также нетоксичен и биоразлагаем, что позволяет повторно использовать питательную среду для культивирования микроводорослей [49].

Перед введением хитозана в суспензию микроводорослей, его предварительно растворяют в уксусной кислоте. При этом учитывают пропорции и концентрации компонентов в растворе, которые зависят от параметров плотности культуры, размера клеток и видовой принадлежности микроводорослей. На эффективность применения хитозана в качестве биофлокулянта существенно влияют его концентрация и скорость перемешивания раствора [48]. В кислой среде хитозан приобретает положительный заряд и способен притягивать отрицательно заряженные клетки микроводорослей, что способствует их седиментации за счет адсорбции [27]. В то же время в щелочной среде эффективность этого процесса сни-

жается, так как аминогруппы хитозана переходят в неионизированное состояние или несут слабый отрицательный заряд [50].

Несмотря на то, что метод биофлокуляции с применением хитозана отличается безопасностью применения и способностью к биоразложению, его использование для концентрирования и сбора микроводорослей пока ограничено и экономически не обосновано. При этом исследователи отмечают ряд недостатков, обусловленных зависимостью эффективности его применения от значений рН среды [51]. Так, в работе [22] показано, что при достижении в суспензии микроводорослей $\text{pH} \geq 10$ увеличивается мутность культуры, однако это не оказывает влияние на эффективность извлечения биомассы. Кроме того, в щелочной среде хитозан способен к формированию крупных и плотных хлопьев, тогда как в кислых растворах он образует мелкие и дисперсные агрегаты. Поскольку этот полисахарид имеет низкую растворимость в суспензии микроводорослей, требуются его значительные количества для дестабилизации клеток, что, в свою очередь, повышает затраты на сбор биомассы [46, 52]. Избыточная кислотность в растворах хитозана, применяемых при удалении нефтяных и других органических загрязнений из сточных вод, может вызывать стресс клеток и разрушение ценных фитохимических соединений [38]. Метод биофлокуляции может быть более эффективным, если сочетать его с процессами центрифугования и фильтрации, что позволит оптимизировать затраты времени и электроэнергии на концентрирование биомассы микроводорослей [50].

Еще одним методом, используемым для сбора клеток микроводорослей и представляющим значимый научный интерес, является автофлокуляция. Это начальная фаза этапа отделения клеток от водной среды. Осаждение может происходить естественным образом, например, при изменении условий окружающей среды в результате потребления растворенного диоксида углерода во время фотосинтеза. Также автофлокуляция может быть вызвана окончанием экспоненциальной фазы роста микроводорослей, либо спровоцирована стрессами окружающей среды, такими как изменение концентрации азота, содержания растворенного кислорода, концентрации некоторых ионов металлов в среде обитания микроводорослей, а также рН [28]. С увеличением рН наблюдается осаждение кальциево-фосфатных солей, при этом клетки микроводорослей выполняют роль твердых носителей. Однако чрезмерно высокие значения рН могут вызвать стресс у клеток микроводорослей и привести к их разрушению [53, 54]. Кроме того, при изменении рН среды в процессе автофлокуляции микроводоросли синтезируют флокулирующие вещества, такие как полисахариды и гликопротеины, которые обволакивают соседние клетки, образуя слизистые агрегатные структуры. Флокулянты считаются эффективными, если они недорогие, нетоксичные и пригодны для повторного использования [4]. В работе [26] показано, что в системах очистки сточных вод микроводоросли демонстрируют автофлокуляцию, образуя агломераты с нитевидными цианобактериями. Тем не менее этот метод применим не для всех типов питательных сред. Для более глубокого понимания механизмов, лежащих в основе автофлокуляции микроводорослей, необходимы дополнительные исследования. В литературе имеется ограниченный объем информации об автофлокуляции клеток, причем реальный механизм процесса до сих пор неясен [19]. В большинстве случаев для достижения полного разделения микроводорослей и культуральной среды требуются другие методы концентрирования клеток.

1.6. Электрокоагуляция представляет собой метод, в основе которого лежит воздействие электрического поля, приводящее к перемещению заряженных клеток микроводоро-

слей. Этот подход позволяет эффективно разделять водоросли и культуральную среду без добавления химических реагентов [30]. Таким образом, обладая естественным отрицательным зарядом, клетки микроводорослей могут быть разделены при помощи электрического поля, используемого в условиях электрофореза. Среди основных недостатков этого метода следует упомянуть риск засорения катодов и повреждения оборудования вследствие высоких температур, а также значительной солености большинства питательных сред [31]. Преимущества применения этого метода заключаются в его экологической безопасности, универсальности, селективности, а также экономичности [29].

1.7. Флотация – метод, применяемый для извлечения и концентрирования микроводорослей посредством перемешивания и завихрений с пузырьками воздуха [2, 32]. Этот метод, основывающийся на разнице в плотности материалов, уже не одно десятилетие успешно применяется в процессах очистки угля и руд. К главным достоинствам флотации относится ее низкое энергопотребление. Ключевыми факторами, обеспечивающими эффективность метода, являются скорость перемешивания и pH [55]. Флотация имеет несколько технологических ограничений. Для увеличения производительности часто применяют поверхностно-активные вещества в различных концентрациях, что влечет за собой необходимость установки дополнительных дорогостоящих систем сепарации и, следовательно, увеличение общих затрат [19].

Таким образом, проведенные за последние десятилетия исследования показывают, что современные методы сбора урожая позволяют эффективно отделять биомассу микроводорослей от культуральной среды. Однако по-прежнему не существует универсального метода, одинаково эффективно применимого для всех штаммов микроводорослей. Выбор наиболее подходящего и эффективного способа концентрирования и сбора биомассы в значительной мере зависит от специфических характеристик выращиваемых видов микроводорослей. Также следует отметить, что на протяжении длительного времени научные исследования были сосредоточены на изучении преимущественно пресноводных микроводорослей, тогда как изучению морских видов уделялось гораздо меньше внимания. В условиях роста дефицита пресноводных ресурсов целесообразно сосредоточить усилия на изучении и обработке морских видов микроводорослей.

2. Применимость существующих методов отделения биомассы микроводоросли от культуральной среды к *Porphyridium purpureum*

Как отмечалось выше, выбор оптимального метода сбора биомассы в значительной степени определяется морфологическими и физиологическими особенностями конкретного вида микроводорослей. Среди них важную роль играют такие критерии, как размер клеток, строение стенок, свойства клеточной поверхности (заряд, гидрофобность), состав культуральной среды, а также требования к качеству конечной продукции и его итоговая стоимость. В последние десятилетия востребованным и популярным объектом в пищевой промышленности, медицине, диетологии и аквакультуре является морская красная микроводоросль *Porphyridium purpureum*, поскольку она служит источником целого ряда ценных биологически активных компонентов, таких как экзополисахариды, полиненасыщенные жирные кислоты, β -фикоэритрин [56]. Принимая во внимание, что клетки *P. purpureum* имеют очень малый размер (около 8–15 мкм) и сферическую форму, проблема выбора экономически эффективного и безопасного метода сбора биомассы этой микроводоросли является актуальной.

Рассмотрим применимость основных методов сбора урожая микроводорослей, приведенных на рис. 1, к культуре *P. purpureum*. В первую очередь следует отметить, что данный вид морских микроводорослей не имеет жесткой клеточной стенки и, соответственно, его клеточная мембрана весьма подвержена повреждениям [57]. В связи с этим при выборе того или иного способа сбора урожая *P. purpureum* необходимо контролировать целостность клеточных мембран, поскольку при их повреждении могут быть потеряны ценные внутриклеточные соединения (например, пигменты и жирные кислоты).

Гравитационное осаждение является одним из самых простых и экономически эффективных методов отделения микроводорослей от питательной среды, применяемых для *P. purpureum*. Оно основано на действии силы тяжести, которая позволяет клеткам водорослей со временем оседать на дно резервуара без активного механического воздействия, что снижает риск разрыва клеток и потери ценных внутриклеточных соединений. Кроме того, метод гравитационного осаждения не требует дорогостоящего оборудования, сложной инфраструктуры или значительных энергозатрат, что делает его подходящим для сбора урожая *P. purpureum* при выращивании в небольших и пилотных установках.

Однако из-за небольшого размера и низкой плотности клеток *P. purpureum* естественный процесс осаждения может занимать от нескольких часов до нескольких дней. Кроме того, низкая эффективность процесса также обусловлена способностью микроводоросли вырабатывать внеклеточные полисахариды, которые увеличивают вязкость среды и препятствуют эффективному осаждению клеток [10]. При осаждении биомассы в открытых прудах или отстойниках существует высокая вероятность внешнего загрязнения, что может быть причиной роста бактерий и, соответственно, привести к снижению качества биомассы *P. purpureum*.

Центрифугирование является одним из самых распространенных и эффективных методов сбора биомассы микроводорослей, в том числе и *P. purpureum*. Авторы [58–60] использовали метод центрифугирования для отделения биомассы *P. purpureum* от культуральной среды, эффективность извлечения составила более 95 %. Однако высокоскоростное центрифугирование (свыше 8000 g) может разрушать клетки и привести к потере ценных внутриклеточных соединений, в частности, фикоэритрина и фикоцианина. Чтобы свести к минимуму повреждение клеток, целесообразно использовать более низкие скорости (3000–5000 g) и увеличить время центрифугирования (10–15 минут), что позволяет сохранить биоактивные соединения в сочетании с высокой эффективностью сбора биомассы [59–61]. Несмотря на это, метод имеет ряд недостатков, основными из которых являются большие затраты энергии, что приводит к нерентабельности крупномасштабных производств либо высокой стоимости продукции, и вязкость культуральной среды, обусловленная выделением клетками *P. purpureum* внеклеточных полисахаридов, что может снижать эффективность процесса центрифугирования.

Фильтрация является широко используемым методом сбора микроводорослей, благодаря своей способности эффективно концентрировать биомассу, сохраняя целостность клеток. Однако этот метод является малоэффективным для сбора биомассы *P. purpureum*. Как уже было сказано, *P. purpureum* способна продуцировать большое количество внеклеточных полисахаридов, что приводит к нарастанию желеобразного слоя на поверхности фильтра и засорению мембран, а, следовательно, значительно снижает эффективность фильтрации и повышает необходимость частой замены фильтров. Кроме того, из-за малого размера клет-

ки *P. purpureum* забивают поры мембраны, что приводит к повышению трансмембранного давления, быстрому снижению производительности и увеличению затрат на техническое обслуживание [10]. Биологическое обрастание, вызванное ростом микробов на мембранах, еще больше усугубляет засорение и требует дополнительных процедур очистки и химической обработки, что является небезопасным для окружающей среды [62]. Микрофильтрация и ультрафильтрация требуют значительных затрат энергии для поддержания рабочего давления и преодоления сопротивления мембран. Следует также учитывать, что при использовании высокого давления существует вероятность повреждения клеток *P. purpureum* и потери ценных внутриклеточных соединений. При организации крупномасштабного производства затраты энергии на фильтрацию могут стать непомерно высокими, что делает ее экономически невыгодной по сравнению с альтернативными методами отделения биомассы [38, 63]. Кроме того, эффективность фильтрации снижается по мере увеличения объемов суспензии микроводорослей, что ограничивает возможности масштабирования процесса.

В работе [24] оценена эффективность метода флокуляции *P. purpureum* с использованием полиакриламидных полимеров и щелочей. Полимеры Floram TM и FO3801 продемонстрировали наибольшую эффективность флокуляции, превышающую 99 %, за счет нейтрализации заряда и образования полимерных мостиков. Добавление карбоната натрия и гидроксидов натрия и калия обеспечивало эффективность флокуляции на уровне 91 и 98 % соответственно, однако требовало введения более высоких количеств химических компонентов (более 500 мг на 1 г сухой биомассы). Гидроксид кальция оказался менее эффективным и обеспечивал лишь 75 % флокуляции. Основной движущей силой флокуляции, индуцированной гидроксидами, являлось образование осадка гидроксида магния. В случае карбоната натрия флокуляция происходила за счет совместного осаждения карбонатов магния и кальция.

Однако анализ целостности клеточных мембран флокулированных клеток *P. purpureum* показал, что использование полиакриламидных полимеров приводит к их значительному повреждению (96 %), тогда как при использовании щелочных реагентов степень повреждения составила от 70 до 96 %. Полученные результаты свидетельствуют о высокой эффективности полиакриламидной и щелочной флокуляции *P. purpureum*, однако применение этого метода неизбежно сопровождается снижением качества биомассы. Кроме того, некоторые флокулянты, например, синтетические полимеры, могут быть вредны для окружающей среды, а также увеличивают эксплуатационные расходы [47].

Метод флотации также можно использовать для отделения морских микроводорослей *P. purpureum* от культуральной жидкости. Микропузырьки газа, прикрепляясь к клеткам микроводорослей, снижают их плотность, позволяя легко всплывать на поверхность, с которой их можно собирать. Флотация эффективна для *P. purpureum*, благодаря небольшому размеру клеток и отрицательному заряду на их поверхности, что способствует прикреплению пузырьков и их агрегации. Добавление поверхностно-активных веществ или коагулянтов может повысить эффективность флотации [11, 38]. Несмотря на то, что для сбора биомассы *P. purpureum* флотация, как правило, более энергоэффективна, чем центрифугирование, она требует значительных затрат энергии на сжатие воздуха или электролиз, а необходимость в дополнительных этапах предварительной обработки суспензии, таких как изменение pH или добавление химических реагентов, увеличивает эксплуатационные расходы и может оказать влияние на масштабируемость процесса [25]. Неэффективность флотации связана с выработкой *P. purpureum* внеклеточных полисахаридов, что повышает вязкость питатель-

ной среды, тем самым снижая подвижность пузырьков воздуха, препятствуя их прикреплению к клеткам [10]. Кроме того, добавление флокулянтов, поверхностно-активных веществ или средств, регулирующих рН, для улучшения взаимодействия клеток *P. purpureum* и пузырьков воздуха может вызвать повреждение или разрыв клеток и привести к загрязнению собранной биомассы [38].

Несмотря на ограниченное число исследований, посвященных методам отделения биомассы *P. purpureum* от культуральной среды, каждая из рассмотренных стратегий имеет как преимущества, так и ограничения в контексте эффективности, затрат и влияния на качество конечного продукта.

3. Экспериментальная оценка эффективности отделения биомассы морской микроводоросли *Porphyridium purpureum* от культуральной среды различными методами

Проведена апробация оптимальных методов отделения микроводорослей от культуральной среды, применимых для культуры *Porphyridium purpureum*. В опыте использовали альгологически чистую культуру *Porphyridium purpureum* (Boyu) K.M. Drew & R. Ross 1965 (син. *Porphyridium cruentum* (Gray) Nägeli, 1849) (Rhodophyta), штамм IBSS-70, выращиваемую на опытно-экспериментальном микроводорослевом производстве ФИЦ «Институт биологии южных морей им. А.О. Ковалевского РАН».

На рис. 2 представлен внешний вид системы культивирования.



Рис. 2. Бассейн для культивирования красной микроводоросли *P. purpureum*

Fig.2. Pool for cultivation of the red microalgae *P. purpureum*

При достижении культурой фазы замедления роста (значение оптической плотности на уровне 0.360 отн. ед.) был осуществлен сбор урожая микроводоросли *P. purpureum* методами центрифугирования, сепарирования и гравитационного осаждения. Внешний вид используемого оборудования представлен на рис. 3.



Рис. 3. Оборудование для сбора урожая микроводоросли *P. purpureum*: проточный сепаратор GQ-75 (Россия) (а); лабораторная центрифуга ОС-6М (Россия) (б)

Fig. 3. Equipment for harvesting *P. purpureum* microalgae: GQ-75 flow separator (Russia) (a); OS-6M laboratory centrifuge (Russia) (b)

Для отделения клеток *P. purpureum* от культуральной среды методом гравитационного осаждения использовали лабораторные стеклянные стаканы с рабочим объемом 2 л. Культура микроводорослей находилась в покое в притенённом помещении в течение 100 мин. На рис. 4 представлена динамика оседания клеток *P. purpureum* при использовании метода гравитационного осаждения.

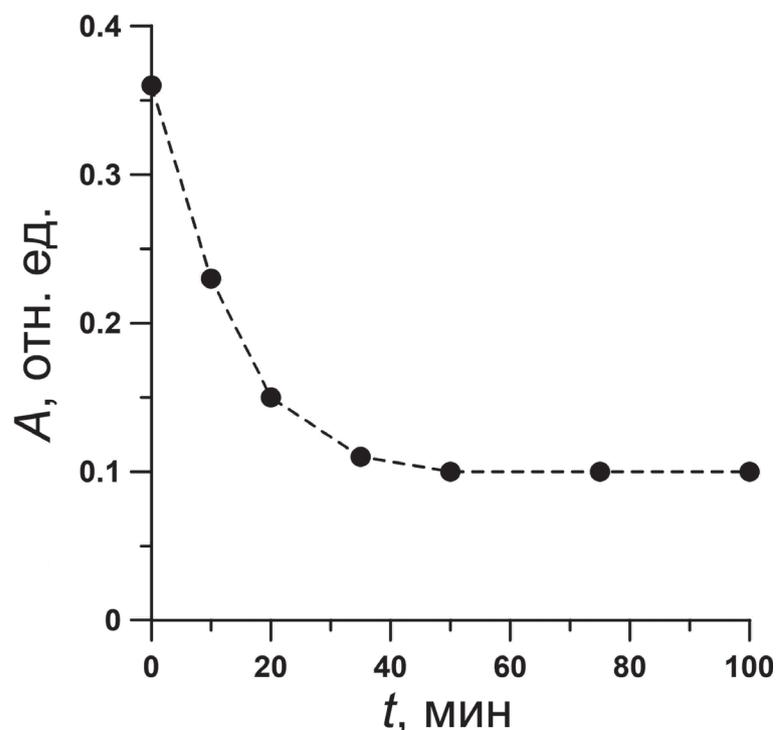


Рис. 4. Динамика плотности культуры (A) микроводоросли *Porphyridium purpureum*

Fig. 4. Dynamics of the *Porphyridium purpureum* culture density (A)

Хотя за счет присутствия пектиновых соединений клетки микроводоросли *P. purpureum* образуют вокруг себя так называемую «слизистую оболочку» [64], что приводит к агглютинации клеток с их последующим оседанием, экспериментальные данные свидетельствуют о низкой эффективности метода гравитационного осаждения. Так, за первые 20 мин около 58 % биомассы клеток оседает под действием естественных гравитационных сил. В течение 50 мин наблюдений плотность культуры не изменялась, и во взвешенном состоянии находилось еще около 30 % биомассы.

Основные характеристики оборудования и параметры эффективности различных методов сбора урожая *P. purpureum* представлены в табл. 2.

Табл. 2. Сравнение методов сбора микроводорослей

Table 2. Comparison of methods for microalgae harvesting

Метод	Оборудование	Частота вращения, об/мин	t , мин	Объем культуры, л	Сухой вес биомассы, г	Урожай, г/л	% извлеченной биомассы
Сепарирование	Проточный сепаратор GQ-75 (5 кВт)	20000	50	200	83.8	0.42	81
Центрифугирование	Лабораторная центрифуга ОС-6М (1.5 кВт)	2500	10	2	0.86	0.43	95
Гравитационное осаждение	Лабораторный стакан	—	50	2	0.60	0.30	69

Сопоставление методов гравитационного осаждения культуры *P. purpureum* и центрифугирования показало, что в первом случае потребовалось в 5 раз больше времени на обработку одного и того же объема суспензии микроводорослей. При этом процент извлеченной биомассы оказался в 1.4 раза ниже (табл. 2). Помимо отсутствия энергозатрат, у метода осаждения имеется еще одно преимущество – практически неограниченная возможность масштабирования для увеличения объема производства. Но эти два преимущества нивелируются низкой эффективностью метода (потеря 30 % выращенной культуры – «непозволительная роскошь» для реального производства).

Метод сепарирования показал значительное превосходство над остальными рассматриваемыми способами, как по сухому весу биомассы, так и по времени, затраченному на отделение микроводорослей от культуральной среды, поскольку позволил обработать в 100 раз больший объем суспензии. На 1 кВт затраченной энергии этот метод позволяет получить 20.75 г сухой биомассы *P. purpureum*, что в 5 раз больше, чем получаемый методом центрифугирования. Поэтому метод сепарирования рекомендуется как наиболее эффективный при работе с большими объемами суспензии микроводорослей в условиях полупромышленного и промышленного выращивания. Также экспериментально установлено, что доля потерь биомассы примерно на 10 % выше при использовании промышленного оборудования (GQ-75), чем лабораторного (ОС-6М), но, видимо, это неизбежная «плата» за возможность отделения больших количеств биомассы. Потери биомассы, вероятно, удастся снизить, если провести оптимизацию режима сепарирования за счет изменения скорости вращения ротора и скорости подачи суспензии микроводоросли.

Заключение

В зависимости от имеющихся возможностей производства *P. purpureum* можно рекомендовать различные сценарии отделения биомассы от культуральной среды. Для снижения энергетических затрат на сбор урожая рекомендуется использовать метод гравитационного осаждения, но с потерей 30 % урожая. Методы центрифугирования или сепарирования, обеспечивающие высокий конечный коэффициент отделения биомассы, являются предпочтительными. Анализ современного состояния проблемы выбора метода концентрирования и отделения биомассы микроводорослей от культуральных сред подчеркивает значимость оптимизации данных процессов и может служить основой для разработки практических рекомендаций по эффективному сбору микроводорослей в промышленных масштабах. В современных реалиях по-прежнему существует необходимость дальнейшего совершенствования имеющихся методов или создания новых подходов, которые были бы экологически устойчивыми и экономически эффективными для различных штаммов микроводорослей. Кроме того, особого внимания заслуживает развитие гибридных технологий сбора микроводорослей, сочетающих преимущества различных подходов.

Конфликт интересов. Авторы заявляют об отсутствии конфликта интересов.

Conflicts of Interest. The authors declare no conflicts of interest.

Литература

1. Garzon-Sanabria A.J., Davis R.T., Nikolov Z.L. Harvesting *Nannochloropsis oculata* by inorganic electrolyte flocculation: Effect of initial cell density, ionic strength, coagulant dosage, and media pH // *Bioresour. Technol.* 2012. V. 118. P. 418–424. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2012.04.057>.
2. Milledge J.J., Heaven S. A review of the harvesting of micro-algae for biofuel production // *Rev. Environ. Sci. Bio/Technol.* 2013. V. 12, No 2. P. 165–178. <https://doi.org/10.1007/s11157-012-9301-z>.
3. Rahman Md.M., Hosano N., Hosano H. Recovering microalgal bioresources: A review of cell disruption methods and extraction technologies // *Molecules.* 2022. V. 27, No 9. Art. 2786. <https://doi.org/10.3390/molecules27092786>.
4. Leite G.B., Abdelaziz A.E.M., Hallenbeck P.C. Algal biofuels: Challenges and opportunities // *Bioresour. Technol.* 2013. V. 145. P. 134–141. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2013.02.007>.
5. Mata T.M., Martins A.A., Caetano N.S. Microalgae for biodiesel production and other applications: A review // *Renewable Sustainable Energy Rev.* 2010. V. 14, No 1. P. 217–232. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2009.07.020>.
6. Georgiana D.R., Mayfield S.P. Exploiting diversity and synthetic biology for the production of algal biofuels // *Nature.* 2012. V. 488, No 7411. P. 329–335. <https://doi.org/10.1038/nature11479>.
7. Grima E.M., Belarbi E.-H., Fernández F.G.A., Medina A.R., Chisti Y. Recovery of microalgal biomass and metabolites: Process options and economics // *Biotechnol. Adv.* 2013. V. 20, Nos 7–8. P. 491–515. [https://doi.org/10.1016/S0734-9750\(02\)00050-2](https://doi.org/10.1016/S0734-9750(02)00050-2).
8. Fasaei F., Bitter J.H., Slegers P.M., van Boxtel A.J.B. Techno-economic evaluation of microalgae harvesting and dewatering systems // *Algal Res.* 2018. V. 31. P. 347–362. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2017.11.038>.
9. Ogbonna C.N., Nwoba E.G. Bio-based flocculants for sustainable harvesting of microalgae for biofuel production. A review // *Renewable Sustainable Energy Rev.* 2021. V. 139. Art. 110690. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2020.110690>.
10. Barros A.I., Gonçalves A.L., Simões M., Pires J.C.M. Harvesting techniques applied to microalgae: A review // *Renewable Sustainable Energy Rev.* 2015. V. 41. P. 1489–1500. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2014.09.037>.

11. *Muylaert K., Bastiaens L., Vandamme D., Gouveia L.* 5 – Harvesting of microalgae: Overview of process options and their strengths and drawbacks // Gonzalez-Fernandez C., Muñoz R. (Eds.) *Microalgae-Based Biofuels and Bioproducts: From Feedstock Cultivation to End-Products*. Ser.: Woodhead Publishing Series in Energy. Cambridge, MA: Woodhead Publ., 2017. P. 113–132. <https://doi.org/10.1016/B978-0-08-101023-5.00005-4>.
12. *Farooqui A., Tripathi G., Moheet K., Dubey P., Ahmad S., Husain A., Shamim A., Mahfooz S.* Algal biomass: Potential renewable feedstock for bioenergy production // Srivastava M., Srivastava N., Singh R. (Eds.) *Bioenergy Research: Integrative Solution for Existing Roadblock*. Singapore: Springer, 2021. P. 85–113. https://doi.org/10.1007/978-981-16-1888-8_5.
13. *Mathimani T., Mallick N.* A comprehensive review on harvesting of microalgae for biodiesel – key challenges and future directions // *Renewable Sustainable Energy Rev.* 2018. V. 91. P. 1103–1120. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2018.04.083>.
14. *Greenwell H.C., Laurens L.M.L., Shields R.J., Lovitt R.W., Flynn K.J.* Placing microalgae on the biofuels priority list: A review of the technological challenges // *J. R. Soc. Interface.* 2010. V. 7, No 46. P. 703–726. <https://doi.org/10.1098/rsif.2009.0322>.
15. *Schenk P.M., Thomas-Hall S.R., Stephens E., Marx U.C., Mussgnug J.H., Posten C., Kruse O., Hankamer B.* Second generation biofuels: High efficiency microalgae for biodiesel production // *BioEnergy Res.* 2008. V. 1, No 1. P. 20–43. <https://doi.org/10.1007/s12155-008-9008-8>.
16. *Gong Y., Jiang M.* Biodiesel production with microalgae as feedstock: From strains to biodiesel // *Biotechnol. Lett.* 2011. V. 33, No 7. P. 1269–1284. <https://doi.org/10.1007/s10529-011-0574-z>.
17. *Sharma K.K., Garg S., Li Y., Malekizadeh A., Schenk P.M.* Critical analysis of current microalgae dewatering techniques // *Biofuels.* 2013. V. 4, No 4. P. 397–407. <https://doi.org/10.4155/BFS.13.25>.
18. *Sinetova M.A., Kupriyanova E.V., Los D.A.* Spirulina/Arthrospira/Limnospira—three names of the single organism // *Foods.* 2024. V. 13, No 17. Art. 2762. <https://doi.org/10.3390/foods13172762>.
19. *Wan C., Alam Md.A., Zhao X.-Q., Zhang X.-Y., Guo S.-L., Ho S.-H., Chang J.-S., Bai F.-W.* Current progress and future prospect of microalgal biomass harvest using various flocculation technologies // *Bioresour. Technol.* 2015. V. 184. P. 251–257. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2014.11.081>.
20. *Vandamme D., Foubert I., Meesschaert B., Muylaert K.* Flocculation of microalgae using cationic starch // *J. Appl. Phycol.* 2010. V. 22, No 4. P. 525–530. <https://doi.org/10.1007/s10811-009-9488-8>.
21. *Wyatt N.B., Gloe L.M., Brady P.V., Hewson J.C., Grillet A.M., Hankins M.G., Pohl P.I.* Critical conditions for ferric chloride-induced flocculation of freshwater algae // *Biotechnol. Bioeng.* 2012. V. 109, No 2. P. 493–501. <https://doi.org/10.1002/bit.23319>.
22. *Beach E.S., Eckelman M.J., Cui Z., Brentner L., Zimmerman J.B.* Preferential technological and life cycle environmental performance of chitosan flocculation for harvesting of the green algae *Neochloris oleoabundans* // *Bioresour. Technol.* 2012. V. 121. P. 445–449. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2012.06.012>.
23. *Yang Z., Jia S., Zhuo N., Yang W., Wang Y.* Flocculation of copper(II) and tetracycline from water using a novel pH- and temperature-responsive flocculants // *Chemosphere.* 2015. V. 141. P. 112–119. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2015.06.050>.
24. *Vu H.P., Nguyen L.N., Vu M.T., Labeeuw L., Emmerton B., Commault A.S., Ralph P.J., Mahlia T.M.I., Nghiem L.D.* Harvesting *Porphyridium purpureum* using polyacrylamide polymers and alkaline bases and their impact on biomass quality // *Sci. Total Environ.* 2021. V. 755, Pt. 1. Art. 142412. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.142412>.
25. *Hou Y., Liu C., Liu Z., Han T., Hao N., Guo Z., Wang W., Chen S., Zhao L., Safavi M., Ji X., Chen F.* A novel salt-bridge electroflocculation technology for harvesting microalgae // *Front. Bioeng. Biotechnol.* 2022. V. 10. Art. 902524. <https://doi.org/10.3389/fbioe.2022.902524>.
26. *Iasimone F., Seira J., Panico A., De Felice V., Pirozzi F., Steyer J.-P.* Insights into bioflocculation of filamentous cyanobacteria, microalgae and their mixture for a low-cost biomass harvesting system // *Environ. Res.* 2021. V. 199. Art. 111359. <https://doi.org/10.1016/j.envres.2021.111359>.

27. Lananan F., Yunos F.H.M., Nasir N.M., Bakar N.S.A., Lam S.S., Jusoh A. Optimization of biomass harvesting of microalgae, *Chlorella* sp. utilizing auto-flocculating microalgae, *Ankistrodesmus* sp. as bio-flocculant // Int. Biodeterior. Biodegrad. 2016. V. 113. P. 391–396. <https://doi.org/10.1016/j.ibiod.2016.04.022>.
28. Кузнецова Т.А., Базарнова Ю.Г., Боргоякова А.С. Исследование влияния процесса автофлокуляции клеток микроводоросли *Chlorella sorokiniana* в аквакультуре на получение комплекса пигментов // Известия КГТУ. 2018. № 51. С. 69–80.
29. Pragma N., Pandey K.K., Sahoo P.K. A review on harvesting, oil extraction and biofuels production technologies from microalgae // Renewable Sustainable Energy Rev. 2013. V. 24. P. 159–171. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2013.03.034>.
30. Enamala M.K., Enamala S., Chavali M., Donepudi J., Yadavalli R., Kolapalli B., Aradhyula T.V., Velpuri J., Kuppam C. Production of biofuels from microalgae – a review on cultivation, harvesting, lipid extraction, and numerous applications of microalgae // Renewable Sustainable Energy Rev. 2018. V. 94. P. 49–68. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2018.05.012>.
31. Bajpai P. Third Generation Biofuels. Ser.: SpringerBriefs in Energy. Singapore: Springer, 2019. xv, 76 p. <https://doi.org/10.1007/978-981-13-2378-2>.
32. Soomro R.R., Ndikubwimana T., Zeng X., Lu Y., Lin L., Danquah M.K. Development of a two-stage microalgae dewatering process – a life cycle assessment approach // Front. Plant Sci. 2016. V. 7. Art. 113. <https://doi.org/10.3389/fpls.2016.00113>.
33. Wijffels R.H., Barbosa M.J. An outlook on microalgal biofuels // Science. 2010. V. 329, No 5993. P. 796–799. <https://doi.org/10.1126/science.1189003>.
34. Show K.-Y., Lee D.-J. Chapter 5 – Algal biomass harvesting // Pandey A., Lee D.-J., Chisti Y., Soccol C.R. (Eds.) Biofuels from Algae. Oxford: Elsevier, 2014. P. 85–110. <https://doi.org/10.1016/B978-0-444-59558-4.00005-X>.
35. Pittman J.K., Dean A.P., Osundeko O. The potential of sustainable algal biofuel production using wastewater resources // Bioresour. Technol. 2011. V. 102, No 1. P. 17–25. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2010.06.035>.
36. Li S., Hu T., Xu Y., Wang J., Chu R., Yin Z., Mo F., Zhu L. A review on flocculation as an efficient method to harvest energy microalgae: Mechanisms, performances, influencing factors and perspectives // Renew. Sustain. Energy Rev. 2020. V. 131. Art. 110005. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2020.110005>.
37. Najjar Y.S.H., Abu-Shamleh A. Harvesting of microalgae by centrifugation for biodiesel production: A review // Algal Res. 2020. V. 51. Art. 102046. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2020.102046>.
38. Vandamme D., Foubert I., Muylaert K. Flocculation as a low-cost method for harvesting microalgae for bulk biomass production // Trends Biotechnol. 2013. V. 31, No 4. P. 233–239. <https://doi.org/10.1016/j.tibtech.2012.12.005>.
39. Chen L., Wang C., Wang W., Wei J. Optimal conditions of different flocculation methods for harvesting *Scenedesmus* sp. cultivated in an open-pond system // Bioresour. Technol. 2013. V. 133. P. 9–15. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2013.01.071>.
40. Subhadra B., Edwards M. An integrated renewable energy park approach for algal biofuel production in United States // Energy Policy. 2010. V. 38, No 9. P. 4897–4902. <https://doi.org/10.1016/j.enpol.2010.04.036>.
41. Rastogi R.P., Pandey A., Larroche C., Madamwar D. Algal green energy – R & D and technological perspectives for biodiesel production // Renewable Sustainable Energy Rev. 2017. V. 82, Pt. 3. P. 2946–2969. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2017.10.038>.
42. Singh G., Patidar S.K. Microalgae harvesting techniques: A review // J. Environ. Manage. 2018. V. 217. P. 499–508. <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2018.04.010>.
43. Wu Z., Zhu Y., Huang W., Zhang C., Li T., Zhang Y., Li A. Evaluation of flocculation induced by pH increase for harvesting microalgae and reuse of flocculated medium // Bioresour. Technol. 2012. V. 110. P. 496–502. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2012.01.101>.

44. Şirin S., Trobajo R., Ibanez C., Salvadó J. Harvesting the microalgae *Phaeodactylum tricornerutum* with polyaluminum chloride, aluminium sulphate, chitosan and alkalinity-induced flocculation // J. Appl. Phycol. 2012. V. 24, No 5. P. 1067–1080. <https://doi.org/10.1007/s10811-011-9736-6>.
45. Wuang S.C., Khin M.C., Chua P.Q.D., Luo Y.D. Use of *Spirulina* biomass produced from treatment of aquaculture wastewater as agricultural fertilizers // Algal Res. 2016. V. 15. P. 59–64. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2016.02.009>.
46. Watanabe K., Imase M., Sasaki K., Ohmura N., Saiki H., Tanaka H. Composition of the sheath produced by the green alga *Chlorella sorokiniana* // Lett. Appl. Microbiol. 2006. V. 42, No 5. P. 538–543. <https://doi.org/10.1111/j.1472-765X.2006.01886.x>.
47. Salim S., Bosma R., Vermuë M.H., Wijffels R.H. Harvesting of microalgae by bio-flocculation // J. Appl. Phycol. 2011. V. 23, No 5. P. 849–855. <https://doi.org/10.1007/s10811-010-9591-x>.
48. Sajjad A., Rizwan M., Mujtaba G., Rashid N. Chitosan as a flocculant: An approach to improve its solubility for efficient harvesting of microalgae // Korean Chem. Eng. Res. 2017. V. 55, No 4. P. 530–534. <https://doi.org/10.9713/kcer.2017.55.4.530>.
49. Rashid N., Rehman S.U., Han J.-I. Rapid harvesting of freshwater microalgae using chitosan // Process Biochem. 2013. V. 48, No 7. P. 1107–1110. <https://doi.org/10.1016/j.procbio.2013.04.018>.
50. Xu Y., Purton S., Baganz F. Chitosan flocculation to aid the harvesting of the microalga *Chlorella sorokiniana* // Bioresour. Technol. 2013. V. 129. P. 296–301. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2012.11.068>.
51. Farid M.S., Shariati A., Badakhshan A., Anvaripour B. Using nano-chitosan for harvesting microalga *Nannochloropsis* sp. // Bioresour. Technol. 2013. V. 131. P. 555–559. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2013.01.058>.
52. Pradana Y.S., Kusumastuti Y., Rahma F.N., Effendy N. Chitosan flocculation-sedimentation for harvesting selected microalgae species grown in monoculture and mixed cultures // Chem. Eng. Trans. 2017. V. 56. P. 1549–1554. <https://doi.org/10.3303/CET1756259>.
53. Christenson L., Sims R. Production and harvesting of microalgae for wastewater treatment, biofuels, and bioproducts // Biotechnol. Adv. 2011. V. 29, No 6. P. 686–702. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2011.05.015>.
54. Spilling K., Seppälä J., Tamminen T. Inducing autoflocculation in the diatom *Phaeodactylum tricornerutum* through CO₂ regulation // J. Appl. Phycol. 2011. V. 23, No 6. P. 959–966. <https://doi.org/10.1007/s10811-010-9616-5>.
55. Hadiyanto H., Widayat W., Christwardana M., Pratiwi M.E. The flocculation process of *Chlorella* sp. using chitosan as a bio-flocculant: Optimization of operating conditions by response surface methodology // Curr. Res. Green Sustain. Chem. 2022. V. 5. Art. 100291. <https://doi.org/10.1016/j.crgsc.2022.100291>.
56. Kavitha M.D., Kathiresan S., Bhattacharya S., Sarada R. Culture media optimization of *Porphyridium purpureum*: Production potential of biomass, total lipids, arachidonic, and eicosapentaenoic acid // J. Food Sci. Technol. 2016. V. 53, No 5. P. 2270–2278. <https://doi.org/10.1007/s13197-016-2185-0>.
57. Çakmak E.K., Ugurlu A. Enhanced biogas production of red microalgae via enzymatic pretreatment and preliminary economic assessment // Algal Res. 2020. V. 50. Art. 101979. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2020.101979>.
58. Li T., Xu J., Wang W., Chen Z., Li C., Wu H., Wu H., Xiang W. A novel three-step extraction strategy for high-value products from red algae *Porphyridium purpureum* // Foods. 2021. V. 10, No 9. Art. 2164. <https://doi.org/10.3390/foods10092164>.
59. Erbil G.Ç., Elp M., Durmaz Y. Phycoerythrin accumulation of *Porphyridium cruentum* culture at indoor tubular photobioreactor // Yuzuncu Yil University Journal of Agricultural Sciences. 2022. V. 32, No 1. P. 81–88. <https://doi.org/10.29133/yyutbd.986286>.
60. Nguyen A.Q., Mohammadi M., Alian M., Muralitharan G., Chauhan V.S., Balan V. Exploring the versatility of *Porphyridium* sp.: A comprehensive review of cultivation, bio-product extraction,

- purification, and characterization techniques // *Biotechnol. Adv.* 2024. V. 77. Art. 108471. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2024.108471>.
61. Schoeters F., Spit J., Swinnen E., De Cuyper A., Vleugels R., Noyens I., Van Miert S. Pilot-scale cultivation of the red alga *Porphyridium purpureum* over a two-year period in a greenhouse // *J. Appl. Phycol.* 2023. V. 35, No 5. P. 2095–2109. <https://doi.org/10.1007/s10811-023-03045-5>.
 62. Zhao Z., Muylaert K., Vankelecom I.F.J. Combining patterned membrane filtration and flocculation for economical microalgae harvesting // *Water Res.* 2021. V. 198. Art. 117181. <https://doi.org/10.1016/j.watres.2021.117181>.
 63. Jeevanandam J., Danquah M.K. Chapter 9 – Dewatering and drying of algal cultures // Jacob-Lopes E., Maroneze M.M., Queiroz M.I., Zepka L.Q. (Eds.) *Handbook of Microalgae-Based Processes and Products: Fundamentals and Advances in Energy, Food, Feed, Fertilizer, and Bioactive Compounds*. Oxford: Acad. Press, 2020. P. 207–224. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-818536-0.00009-9>.
 64. Markina Z.V., Orlova T.Yu., Vasyanovich Y.A., Vardavas A.I., Stivaktakis P.D., Vardavas C.I., Kokkinakis M.N., Rezaee R., Ozcagli E., Golokhvast K.S. *Porphyridium purpureum* microalga physiological and ultrastructural changes under copper intoxication // *Toxicol. Rep.* 2021. V. 8. P. 988–993. <https://doi.org/10.1016/j.toxrep.2021.04.015>.

References

1. Garzon-Sanabria A.J., Davis R.T., Nikolov Z.L. Harvesting *Nannochloropsis oculata* by inorganic electrolyte flocculation: Effect of initial cell density, ionic strength, coagulant dosage, and media pH. *Bioresour. Technol.*, 2012, vol. 118, pp. 418–424. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2012.04.057>.
2. Milledge J.J., Heaven S. A review of the harvesting of micro-algae for biofuel production. *Rev. Environ. Sci. Bio/Technol.*, 2013, vol. 12, no. 2, pp. 165–178. <https://doi.org/10.1007/s11157-012-9301-z>.
3. Rahman Md.M., Hosano N., Hosano H. Recovering microalgal bioresources: A review of cell disruption methods and extraction technologies. *Molecules*, 2022, vol. 27, no. 9, art. 2786. <https://doi.org/10.3390/molecules27092786>.
4. Leite G.B., Abdelaziz A.E.M., Hallenbeck P.C. Algal biofuels: Challenges and opportunities. *Bioresour. Technol.*, 2013, vol. 145, pp. 134–141. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2013.02.007>.
5. Mata T.M., Martins A.A., Caetano N.S. Microalgae for biodiesel production and other applications: A review. *Renewable Sustainable Energy Rev.*, 2010, vol. 14, no. 1, pp. 217–232. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2009.07.020>.
6. Georgiana D.R., Mayfield S.P. Exploiting diversity and synthetic biology for the production of algal biofuels. *Nature*, 2012, vol. 488, no. 7411, pp. 329–335. <https://doi.org/10.1038/nature11479>.
7. Grima E.M., Belarbi E.-H., Fernández F.G.A., Medina A.R., Chisti Y. Recovery of microalgal biomass and metabolites: Process options and economics. *Biotechnol. Adv.*, 2013, vol. 20, nos. 7–8, pp. 491–515. [https://doi.org/10.1016/S0734-9750\(02\)00050-2](https://doi.org/10.1016/S0734-9750(02)00050-2).
8. Fasaei F., Bitter J.H., Slegers P.M., van Boxtel A.J.B. Techno-economic evaluation of microalgae harvesting and dewatering systems. *Algal Res.*, 2018, vol. 31, pp. 347–362. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2017.11.038>.
9. Ogbonna C.N., Nwoba E.G. Bio-based flocculants for sustainable harvesting of microalgae for biofuel production. A review. *Renewable Sustainable Energy Rev.*, 2021, vol. 139, art. 110690. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2020.110690>.
10. Barros A.I., Gonçalves A.L., Simões M., Pires J.C.M. Harvesting techniques applied to microalgae: A review. *Renewable Sustainable Energy Rev.*, 2015, vol. 41, pp. 1489–1500. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2014.09.037>.
11. Muylaert K., Bastiaens L., Vandamme D., Gouveia L. 5 – Harvesting of microalgae: Overview of process options and their strengths and drawbacks. In: Gonzalez-Fernandez C., Muñoz R. (Eds.) *Microalgae-Based Biofuels and Bioproducts: From Feedstock Cultivation to End-Products*. Ser.:

- Woodhead Publishing Series in Energy. Cambridge, MA, Woodhead Publ., 2017. pp. 113–132. <https://doi.org/10.1016/B978-0-08-101023-5.00005-4>.
12. Farooqui A., Tripathi G., Moheet K., Dubey P., Ahmad S., Husain A., Shamim A., Mahfooz S. Algal biomass: Potential renewable feedstock for bioenergy production. In: Srivastava M., Srivastava N., Singh R. (Eds.) *Bioenergy Research: Integrative Solution for Existing Roadblock*. Singapore, Springer, 2021. pp. 85–113. https://doi.org/10.1007/978-981-16-1888-8_5.
 13. Mathimani T., Mallick N. A comprehensive review on harvesting of microalgae for biodiesel – key challenges and future directions. *Renewable Sustainable Energy Rev.*, 2018, vol. 91, pp. 1103–1120. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2018.04.083>.
 14. Greenwell H.C., Laurens L.M.L., Shields R.J., Lovitt R.W., Flynn K.J. Placing microalgae on the biofuels priority list: A review of the technological challenges. *J. R. Soc. Interface*, 2010, vol. 7, no. 46, pp. 703–726. <https://doi.org/10.1098/rsif.2009.0322>.
 15. Schenk P.M., Thomas-Hall S.R., Stephens E., Marx U.C., Mussgnug J.H., Posten C., Kruse O., Hankamer B. Second generation biofuels: High efficiency microalgae for biodiesel production. *BioEnergy Res.*, 2008, vol. 1, no. 1, pp. 20–43. <https://doi.org/10.1007/s12155-008-9008-8>.
 16. Gong Y., Jiang M. Biodiesel production with microalgae as feedstock: From strains to biodiesel. *Biotechnol. Lett.*, 2011, vol. 33, no. 7, pp. 1269–1284. <https://doi.org/10.1007/s10529-011-0574-z>.
 17. Sharma K.K., Garg S., Li Y., Malekizadeh A., Schenk P.M. Critical analysis of current microalgae dewatering techniques. *Biofuels*, 2013, vol. 4, no. 4, pp. 397–407. <https://doi.org/10.4155/BFS.13.25>.
 18. Sinetova M.A., Kupriyanova E.V., Los D.A. Spirulina/Arthrospira/Limnospira—three names of the single organism. *Foods*, 2024, vol. 13, no. 17, art. 2762. <https://doi.org/10.3390/foods13172762>.
 19. Wan C., Alam Md.A., Zhao X.-Q., Zhang X.-Y., Guo S.-L., Ho S.-H., Chang J.-S., Bai F.-W. Current progress and future prospect of microalgal biomass harvest using various flocculation technologies. *Bioresour. Technol.*, 2015, vol. 184, pp. 251–257. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2014.11.081>.
 20. Vandamme D., Foubert I., Meesschaert B., Muylaert K. Flocculation of microalgae using cationic starch. *J. Appl. Phycol.*, 2010, vol. 22, no. 4, pp. 525–530. <https://doi.org/10.1007/s10811-009-9488-8>.
 21. Wyatt N.B., Gloe L.M., Brady P.V., Hewson J.C., Grillet A.M., Hankins M.G., Pohl P.I. Critical conditions for ferric chloride-induced flocculation of freshwater algae. *Biotechnol. Bioeng.*, 2012, vol. 109, no. 2, pp. 493–501. <https://doi.org/10.1002/bit.23319>.
 22. Beach E.S., Eckelman M.J., Cui Z., Brentner L., Zimmerman J.B. Preferential technological and life cycle environmental performance of chitosan flocculation for harvesting of the green algae *Neochloris oleoabundans*. *Bioresour. Technol.*, 2012, vol. 121, pp. 445–449. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2012.06.012>.
 23. Yang Z., Jia S., Zhuo N., Yang W., Wang Y. Flocculation of copper(II) and tetracycline from water using a novel pH- and temperature-responsive flocculants. *Chemosphere*, 2015, vol. 141, pp. 112–119. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2015.06.050>.
 24. Vu H.P., Nguyen L.N., Vu M.T., Labeeuw L., Emmerton B., Commault A.S., Ralph P.J., Mahlia T.M.I., Nghiem L.D. Harvesting *Porphyridium purpureum* using polyacrylamide polymers and alkaline bases and their impact on biomass quality. *Sci. Total Environ.*, 2021, vol. 755, pt. 1, art. 142412. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.142412>.
 25. Hou Y., Liu C., Liu Z., Han T., Hao N., Guo Z., Wang W., Chen S., Zhao L., Safavi M., Ji X., Chen F. A novel salt-bridge electroflocculation technology for harvesting microalgae. *Front. Bioeng. Biotechnol.*, 2022, vol. 10, art. 902524. <https://doi.org/10.3389/fbioe.2022.902524>.
 26. Iasimone F., Seira J., Panico A., De Felice V., Pirozzi F., Steyer J.-P. Insights into bioflocculation of filamentous cyanobacteria, microalgae and their mixture for a low-cost biomass harvesting system. *Environ. Res.*, 2021, vol. 199, art. 111359. <https://doi.org/10.1016/j.envres.2021.111359>.
 27. Lananan F., Yunos F.H.M., Nasir N.M., Bakar N.S.A., Lam S.S., Jusoh A. Optimization of biomass harvesting of microalgae, *Chlorella* sp. utilizing auto-flocculating microalgae,

- Ankistrodesmus* sp. as bio-flocculant. *Int. Biodeterior. Biodegrad.*, 2016, vol. 113, pp. 391–396. <https://doi.org/10.1016/j.ibiod.2016.04.022>.
28. Kuznetsova T.A., Bazarnova Yu.G., Borgoyakova A.S. Autoflocculation of *Chlorella sorokiniana* cells in aquaculture and its effect on the recovery of a complex of pigments. *Izv. KGTU*, 2018, no. 51, pp. 69–80. (In Russian)
 29. Pragma N., Pandey K.K., Sahoo P.K. A review on harvesting, oil extraction and biofuels production technologies from microalgae. *Renewable Sustainable Energy Rev.*, 2013, vol. 24, pp. 159–171. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2013.03.034>.
 30. Enamala M.K., Enamala S., Chavali M., Donepudi J., Yadavalli R., Kolapalli B., Aradhyula T.V., Velpuri J., Kuppam C. Production of biofuels from microalgae – a review on cultivation, harvesting, lipid extraction, and numerous applications of microalgae. *Renewable Sustainable Energy Rev.*, 2018, vol. 94, pp. 49–68. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2018.05.012>.
 31. Bajpai P. *Third Generation Biofuels*. Ser.: SpringerBriefs in Energy. Singapore, Springer, 2019. xv, 76 p. <https://doi.org/10.1007/978-981-13-2378-2>.
 32. Soomro R.R., Ndikubwimana T., Zeng X., Lu Y., Lin L., Danquah M.K. Development of a two-stage microalgae dewatering process – a life cycle assessment approach. *Front. Plant Sci.*, 2016, vol. 7, art. 113. <https://doi.org/10.3389/fpls.2016.00113>.
 33. Wijffels R.H., Barbosa M.J. An outlook on microalgal biofuels. *Science*, 2010, vol. 329, no. 5993, pp. 796–799. <https://doi.org/10.1126/science.1189003>.
 34. Show K.-Y., Lee D.-J. Chapter 5 – Algal biomass harvesting. In: Pandey A., Lee D.-J., Chisti Y., Soccol C.R. (Eds.) *Biofuels from Algae*. Oxford, Elsevier, 2014. pp. 85–110. <https://doi.org/10.1016/B978-0-444-59558-4.00005-X>.
 35. Pittman J.K., Dean A.P., Osundeko O. The potential of sustainable algal biofuel production using wastewater resources. *Bioresour. Technol.*, 2011, vol. 102, no. 1, pp. 17–25. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2010.06.035>.
 36. Li S., Hu T., Xu Y., Wang J., Chu R., Yin Z., Mo F., Zhu L. A review on flocculation as an efficient method to harvest energy microalgae: Mechanisms, performances, influencing factors and perspectives. *Renewable Sustainable Energy Rev.*, 2020, vol. 131, art. 110005. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2020.110005>.
 37. Najjar Y.S.H., Abu-Shamleh A. Harvesting of microalgae by centrifugation for biodiesel production: A review. *Algal Res.*, 2020, vol. 51, art. 102046. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2020.102046>.
 38. Vandamme D., Foubert I., Muylaert K. Flocculation as a low-cost method for harvesting microalgae for bulk biomass production. *Trends Biotechnol.*, 2013, vol. 31, no. 4, pp. 233–239. <https://doi.org/10.1016/j.tibtech.2012.12.005>.
 39. Chen L., Wang C., Wang W., Wei J. Optimal conditions of different flocculation methods for harvesting *Scenedesmus* sp. cultivated in an open-pond system. *Bioresour. Technol.*, 2013, vol. 133, pp. 9–15. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2013.01.071>.
 40. Subhadra B., Edwards M. An integrated renewable energy park approach for algal biofuel production in United States. *Energy Policy*, 2010, vol. 38, no. 9, pp. 4897–4902. <https://doi.org/10.1016/j.enpol.2010.04.036>.
 41. Rastogi R.P., Pandey A., Larroche C., Madamwar D. Algal green energy – R & D and technological perspectives for biodiesel production. *Renewable Sustainable Energy Rev.*, 2017, vol. 82, pt. 3, pp. 2946–2969. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2017.10.038>.
 42. Singh G., Patidar S.K. Microalgae harvesting techniques: A review. *J. Environ. Manage.*, 2018, vol. 217, pp. 499–508. <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2018.04.010>.
 43. Wu Z., Zhu Y., Huang W., Zhang C., Li T., Zhang Y., Li A. Evaluation of flocculation induced by pH increase for harvesting microalgae and reuse of flocculated medium. *Bioresour. Technol.*, 2012, vol. 110, pp. 496–502. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2012.01.101>.

44. Şirin S., Trobajo R., Ibanez C., Salvadó J. Harvesting the microalgae *Phaeodactylum tricornutum* with polyaluminum chloride, aluminium sulphate, chitosan and alkalinity-induced flocculation. *J. Appl. Phycol.*, 2012, vol. 24, no. 5, pp. 1067–1080. <https://doi.org/10.1007/s10811-011-9736-6>.
45. Wuang S.C., Khin M.C., Chua P.Q.D., Luo Y.D. Use of *Spirulina* biomass produced from treatment of aquaculture wastewater as agricultural fertilizers. *Algal Res.*, 2016, vol. 15, pp. 59–64. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2016.02.009>.
46. Watanabe K., Imase M., Sasaki K., Ohmura N., Saiki H., Tanaka H. Composition of the sheath produced by the green alga *Chlorella sorokiniana*. *Lett. Appl. Microbiol.*, 2006, vol. 42, no. 5, pp. 538–543. <https://doi.org/10.1111/j.1472-765X.2006.01886.x>.
47. Salim S., Bosma R., Vermuë M.H., Wijffels R.H. Harvesting of microalgae by bio-flocculation. *J. Appl. Phycol.*, 2011, vol. 23, no. 5, pp. 849–855. <https://doi.org/10.1007/s10811-010-9591-x>.
48. Sajjad A., Rizwan M., Mujtaba G., Rashid N. Chitosan as a flocculant: An approach to improve its solubility for efficient harvesting of microalgae. *Korean Chem. Eng. Res.*, 2017, vol. 55, no. 4, pp. 530–534. <https://doi.org/10.9713/kcer.2017.55.4.530>.
49. Rashid N., Rehman S.U., Han J.-I. Rapid harvesting of freshwater microalgae using chitosan. *Process Biochem.*, 2013, vol. 48, no. 7, pp. 1107–1110. <https://doi.org/10.1016/j.procbio.2013.04.018>.
50. Xu Y., Purton S., Baganz F. Chitosan flocculation to aid the harvesting of the microalga *Chlorella sorokiniana*. *Bioresour. Technol.*, 2013, vol. 129, pp. 296–301. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2012.11.068>.
51. Farid M.S., Shariati A., Badakhshan A., Anvaripour B. Using nano-chitosan for harvesting microalga *Nannochloropsis* sp. *Bioresour. Technol.*, 2013, vol. 131, pp. 555–559. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2013.01.058>.
52. Pradana Y.S., Kusumastuti Y., Rahma F.N., Effendy N. Chitosan flocculation-sedimentation for harvesting selected microalgae species grown in monoculture and mixed cultures. *Chem. Eng. Trans.*, 2017, vol. 56, pp. 1549–1554. <https://doi.org/10.3303/CET1756259>.
53. Christenson L., Sims R. Production and harvesting of microalgae for wastewater treatment, biofuels, and bioproducts. *Biotechnol. Adv.*, 2011, vol. 29, no. 6, pp. 686–702. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2011.05.015>.
54. Spilling K., Seppälä J., Tamminen T. Inducing autoflocculation in the diatom *Phaeodactylum tricornutum* through CO₂ regulation. *J. Appl. Phycol.*, 2011, vol. 23, no. 6, pp. 959–966. <https://doi.org/10.1007/s10811-010-9616-5>.
55. Hadiyanto H., Widayat W., Christwardana M., Pratiwi M.E. The flocculation process of *Chlorella* sp. using chitosan as a bio-flocculant: Optimization of operating conditions by response surface methodology. *Curr. Res. Green Sustainable Chem.*, 2022, vol. 5, art. 100291. <https://doi.org/10.1016/j.crgsc.2022.100291>.
56. Kavitha M.D., Kathiresan S., Bhattacharya S., Sarada R. Culture media optimization of *Porphyridium purpureum*: Production potential of biomass, total lipids, arachidonic, and eicosapentaenoic acid. *J. Food Sci. Technol.*, 2016, vol. 53, no. 5, pp. 2270–2278. <https://doi.org/10.1007/s13197-016-2185-0>.
57. Çakmak E.K., Ugurlu A. Enhanced biogas production of red microalgae via enzymatic pretreatment and preliminary economic assessment. *Algal Res.*, 2020, vol. 50, art. 101979. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2020.101979>.
58. Li T., Xu J., Wang W., Chen Z., Li C., Wu H., Wu H., Xiang W. A novel three-step extraction strategy for high-value products from red algae *Porphyridium purpureum*. *Foods*, 2021, vol. 10, no. 9, art. 2164. <https://doi.org/10.3390/foods10092164>.
59. Erbil G.Ç., Elp M., Durmaz Y. Phycoerythrin accumulation of *Porphyridium cruentum* culture at indoor tubular photobioreactor. *Yuzuncu Yil Univ. J. Agric. Sci.*, 2022, vol. 32, no. 1, pp. 81–88. <https://doi.org/10.29133/yyutbd.986286>.
60. Nguyen A.Q., Mohammadi M., Alian M., Muralitharan G., Chauhan V.S., Balan V. Exploring the versatility of *Porphyridium* sp.: A comprehensive review of cultivation, bio-product extraction,

- purification, and characterization techniques. *Biotechnol. Adv.*, 2024, vol. 77, art. 108471. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2024.108471>.
61. Schoeters F., Spit J., Swinnen E., De Cuyper A., Vleugels R., Noyens I., Van Miert S. Pilot-scale cultivation of the red alga *Porphyridium purpureum* over a two-year period in a greenhouse. *J. Appl. Phycol.*, 2023, vol. 35, no. 5, pp. 2095–2109. <https://doi.org/10.1007/s10811-023-03045-5>.
62. Zhao Z., Muylaert K., Vankelecom I.F.J. Combining patterned membrane filtration and flocculation for economical microalgae harvesting. *Water Res.*, 2021, vol. 198, art. 117181. <https://doi.org/10.1016/j.watres.2021.117181>.
63. Jeevanandam J., Danquah M.K. Chapter 9 – Dewatering and drying of algal cultures. In: Jacob-Lopes E., Maroneze M.M., Queiroz M.I., Zepka L.Q. (Eds.) *Handbook of Microalgae-Based Processes and Products: Fundamentals and Advances in Energy, Food, Feed, Fertilizer, and Bioactive Compounds*. Oxford, Acad. Press, 2020. pp. 207–224. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-818536-0.00009-9>.
64. Markina Z.V., Orlova T.Yu., Vasyanovich Y.A., Vardavas A.I., Stivaktakis P.D., Vardavas C.I., Kokkinakis M.N., Rezaee R., Ozcagli E., Golokhvast K.S. *Porphyridium purpureum* microalga physiological and ultrastructural changes under copper intoxication. *Toxicol. Rep.*, 2021, vol. 8, pp. 988–993. <https://doi.org/10.1016/j.toxrep.2021.04.015>.

Информация об авторах

Светлана Юрьевна Горбунова, кандидат биологических наук, старший научный сотрудник отдела биотехнологий и фиторесурсов, Институт биологии Южных морей им. А.О. Ковалевского РАН

E-mail: svetlana_8423@mail.ru

ORCID: <https://orcid.org/0000-0003-2770-1221>

Боровков Андрей Борисович, кандидат биологических наук, заведующий отделом биотехнологий и фиторесурсов, Институт биологии Южных морей им. А.О. Ковалевского РАН

E-mail: spirit2000sev@yandex.ru

ORCID: <https://orcid.org/0000-0001-6612-491X>

Author Information

Svetlana Yu. Gorbunova, Cand. Sci. (Biology), Senior Researcher, Department of Biotechnology and Phytoresources, A.O. Kovalevsky Institute of Biology of the Southern Seas, Russian Academy of Sciences

E-mail: svetlana_8423@mail.ru

ORCID: <https://orcid.org/0000-0003-2770-1221>

Andrei B. Borovkov, Cand. Sci. (Biology), Head of Department of Biotechnology and Phytoresources, A.O. Kovalevsky Institute of Biology of the Southern Seas, Russian Academy of Sciences

E-mail: spirit2000sev@yandex.ru

ORCID: <https://orcid.org/0000-0001-6612-491X>

Поступила в редакцию 06.03.2025

Принята к публикации 23.03.2025

Received March 6, 2025

Accepted March 23, 2025