

ОРИГИНАЛЬНАЯ СТАТЬЯ

УДК 57.08

doi: 10.26907/2542-064X.2024.1.82-125

СЕКВЕСТРАЦИЯ УГЛЕРОДА АТМОСФЕРЫ С ИСПОЛЬЗОВАНИЕМ МИКРОВОДОРОСЛЕЙ

Д.М. Глазунова, П.Ю. Галицкая, С.Ю. Селивановская

Казанский (Приволжский) федеральный университет, г. Казань, 420008, Россия

Аннотация

В статье рассмотрены биотехнологические способы изъятия углекислого газа из атмосферы и промышленных выбросов с использованием микроводорослей, дано описание микроводорослей как группы организмов, охарактеризованы виды, используемые в биотехнологиях, а также описан метаболический процесс, на основе которого возможно улавливание микроводорослями углекислого газа. Кроме того, описаны биотехнологические системы и устройства, имеющиеся на сегодняшний день, охарактеризованы ключевые факторы, которые необходимо учесть для эффективного использования микроводорослей, а также перечислены виды полезных продуктов, которые могут быть получены из биомассы микроводорослей после процесса секвестрации углекислого газа атмосферы.

Ключевые слова: углекислый газ, секвестрация углерода, микроводоросли, биомасса микроводорослей, биотехнологические установки для наращивания микроводорослей.

Введение

Глобальное изменение климата является одной из наиболее острых экологических проблем современности [1–3]. Эти изменения антропогенно обусловлены и связаны с выбросом так называемых парниковых газов (ПГ), образующихся при сжигании угля, нефти и газа, разведении животных, промышленном производстве и других процессах. CO₂ является наиболее массово выбрасываемым парниковым газом, образующимся в основном (77%) при сжигании ископаемого топлива [4]. В настоящее время активно разрабатываются методы снижения содержания углекислого газа в атмосфере с целью минимизации интенсивности парникового эффекта. Все эти методы можно разделить на две главные группы: методы, связанные с предотвращением поступления CO₂ в атмосферу в результате изменения технологических цепочек, снижения энергопотребления и других действий, и методы, направленные на улавливание CO₂ из выхлопных газов или атмосферы и его захоронение (секвестрацию) [5–8]. Улавливание углекислого газа из выбросов промышленных и топливно-энергетических предприятий представляется целесообразным, поскольку именно в них этот газ содержится в высоких концентрациях [9–11]. Среди методов улавливания CO₂ из промышленных выбросов выделяют химические, физические и биологические методы [12–15]. Последние являются вы-

сокоэффективными, не требуют применения реагентов, которые бы приводили к вторичному загрязнению окружающей среды, как, например, при использовании химических методов. Биологические методы основаны на использовании живых организмов, поглощающих углекислый газ для своих метаболических процессов, и последующем использовании/захоронении биомассы этих организмов или продуктов их жизнедеятельности [3, 16–18]. На фоне высокого разнообразия биологических методов улавливания углекислого газа из атмосферы технологии его улавливания из промышленных выбросов находятся лишь в стадии разработки – в литературе представлены сведения о лабораторных и полупромышленных системах с ограниченными условиями использования [19, 20]. Основной проблемой масштабирования разрабатываемых систем является необходимость охлаждения промышленных выбросов от исходных 100–200 °С до 40–60 °С, адаптивных для роста и развития микроводорослей [21].

Наиболее активно в биотехнологиях улавливания углекислого газа используются микроводоросли и цианобактерии, фототрофные зеленые бактерии, водородокисляющие бактерии, карбоксидобактерии и метаногенные археи [3, 4, 22–25]. Микроводоросли – это одноклеточные фотоавтотрофные организмы, содержащие хлорофилл, обладающие высокой скоростью роста и большей по сравнению с наземными растениями скоростью фиксации углерода атмосферы. В ряде литературных источников к микроводорослям также относят цианобактерии. На долю микроводорослей приходится почти 50% глобальной фиксации CO₂ [26, 27]. Различные виды микроводорослей способны обитать в условиях пониженных и повышенных температур, загрязненности, дефицита влаги. Все это делает их потенциальными агентами для использования в промышленных биотехнологиях улавливания углекислого газа [28]. Использование микроводорослей для улавливания CO₂ показало, что они способны функционировать как при низких, так и при высоких концентрации газа, в том числе присутствующего в выбросах электростанций. Кроме того, водоросли могут эффективно утилизировать загрязняющие вещества, содержащие азот и серу, что свидетельствует о потенциальном снижении выбросов NO_x и SO_x [20, 28].

В статье представлен обзор наиболее эффективных видов микроводорослей, являющихся секвестраторами, и осуществляемых ими биохимических процессов, а также рассмотрены биотехнологические системы и устройства, которые могут быть перспективными для улавливания углекислого газа из промышленных выбросов, и получаемые в итоге полезные продукты.

1. Классификация микроводорослей

Существует три основных классификации водорослей: микроводоросли, макроводоросли и цианобактерии [29]. Микроводоросли, или микрофиты, определяются как микроскопические эукариотические одноклеточные или колониальные организмы. Эти организмы обычно встречаются в водной среде (как в пресноводных, так и в морских экосистемах) [30]. Макроводоросли, также называемые морскими водорослями, представляют собой классификацию многоклеточных живых организмов, которые могут существовать независимо или в составе сообщества в экосистеме [31]. Цианобактерии (сине-зеленые водоросли) представляют собой классификацию граммотрицательных прокариотических фототрофных организмов размером от 1 мкм до 30 мкм [30].

Классификация микроводорослей в научной литературе противоречива: так, в некоторых классификациях сине-зеленые водоросли добавляют в группу микроводорослей. Согласно такой классификации, выделяют следующие классы микроводорослей: класс *Chlorophyceae* (зеленые водоросли), входящий в отдел *Chlorophyta*, класс *Bacillariophyceae* (диатомовые водоросли, или бациллариофициевые водоросли), входящий в отдел *Bacillariophyta*, класс *Chrysophyceae* (золотистые водоросли), входящий в отдел *Ochrophyta*, и класс *Cyanophyceae* (сине-зеленые водоросли), входящий в отдел *Cyanobacteria* [32].

В отделе зеленых водорослей *Chlorophyta* по приблизительным подсчетам имеется от 13000 до 20000 видов. Класс *Chlorophyceae* насчитывает 3529 видов зеленых водорослей. Среди них встречаются как одноклеточные и колониальные организмы, так и крупные макроскопические виды, обитающие преимущественно в пресноводных водоемах, хотя встречаются и морские, почвенные и наземные формы [33]. Отдел диатомовых водорослей *Bacillariophyta* насчитывает около 10000 видов. К классу *Bacillariophyceae* относятся около 300 родов, включающих 20–25 тыс. видов, но, по другим оценкам, считается, что истинное количество видов диатомей может достигать 200 тыс. Диатомовые водоросли являются одноклеточными, однако встречаются и колониальные формы. Эти водоросли обитают в морских и пресных водоемах [34]. В отделе *Ochrophyta* к микроскопическим водорослям относят класс *Chrysophyceae* золотистых водорослей. Известно около 800 видов золотистых водорослей. Распространены они преимущественно в пресных водах [34, 35]. В отделе *Cyanobacteria* сине-зеленые водоросли, являющиеся прокариотами, в одном случае относят к водорослям (при изучении с точки зрения альгологии), в других же случаях (при изучении с точки зрения бактериологии) их включают в состав бактерий. На данный момент альгологически описано более 1000 видов, относящихся к 175 родам. Бактериологическими методами в настоящее время подтверждено существование не более 400 видов сине-зеленых водорослей (цианобактерий). Представители данного вида бывают одноклеточными, нитчатыми и колониальными и обитают в соленых и пресных водоемах [36].

2. Метаболический процесс, лежащий в основе биотехнологии секвестрации углекислого газа

Фиксация CO_2 микроводорослями относится к процессу преобразования CO_2 и воды в органические соединения в результате фотосинтеза [37]. Реакция фотосинтеза подразделяется на светозависимую и светонезависимую стадии. Первая стадия – светозависимая, на которой микроводоросли улавливают и накапливают энергию солнечного света, превращая АДФ и НАДФ⁺ в молекулы, несущие энергию, АТФ и НАДФН. На второй стадии фотосинтеза, которая является светонезависимой, микроводоросли улавливают CO_2 , образуя органические соединения в цикле Кальвина – Бенсона (восстановительном пентозофосфатном цикле) с ранее генерированными молекулами АТФ и НАДФН [20].

Цикл Кальвина – Бенсона состоит из трех фаз: карбоксилирования, восстановления и регенерации [4]. В фазе карбоксилирования CO_2 включается в рибулозо-1,5-бисфосфат при катализе рибулозо-1,5-бисфосфаткарбокси-

лазой, в результате чего образуются две молекулы 3-фосфоглицерата. Затем 3-фосфоглицерат подвергается фосфолированию и восстановлению, катализируемым 3-фосфоглицераткиназой и глицеральдфосфатдегидрогеназой соответственно, с образованием глицеральдегид-3-фосфата. Наконец, рибулозо-1,5-бисфосфат регенерируется посредством ряда реакций и вступает в следующий цикл фиксации. Микроводоросли обычно поглощают газообразный CO_2 в качестве субстрата для рибулозо-1,5-бисфосфаткарбоксилазы. Процесс фиксации углекислого газа микроводорослями высокоэффективен. Показано, что 100 т биомассы микроводорослей улавливают порядка 183 т CO_2 [38–40].

3. Биотехнологические системы и устройства

Система улавливания CO_2 микроводорослями представляет собой соединенные с источником выброса резервуары с водой и питательными элементами, оснащенные системой естественного или искусственного освещения для обеспечения фотосинтеза, а также часто – системой перемешивания. В зависимости от того, сообщаются ли резервуары с атмосферой, их подразделяют на открытые и закрытые. Закрытые резервуары часто называют биореакторами. К открытым системам относятся пруды и многослойные пруды, к закрытым – фотобиореакторы разнообразных конструкций, описание которых представлено ниже [20]. В зависимости от способа роста микроводорослей и закрытые, и открытые резервуары делятся на подвесные и прикрепленные. В системах с подвешенным ростом вода проходит через свободно плавающие водоросли, в системах с прикрепленным ростом – через микроводоросли, неподвижно закрепленные на внутренних поверхностях и конструкциях резервуара [41].

Во всех системах улавливание углекислого газа сопровождается увеличением биомассы микроводорослей. Отсутствие перемешивания в отдельных локациях/зонах таких систем приводит к частичному самоосаждению микроводорослей. Осажденные микроводоросли удаляют и либо используют непосредственно саму биомассу, либо извлекают из нее компоненты для получения полезных продуктов.

3.1. Открытые подвесные системы

3.1.1. Открытые пруды. Открытый пруд представляет собой замкнутый искусственный водоем глубиной 15–25 см [20], снабженный системой перемешивания водных масс [37]. Углекислый газ в составе выбросов подается в пруд и обеспечивает барботаж. Дополнительным источником углекислого газа является атмосферный воздух. Площади открытых прудов, используемых для улавливания углекислого газа с помощью микроводорослей, различаются. При проведении предварительных экспериментов площадь таких прудов составляет порядка 3.0–3.5 м², в то время как экспериментальные масштабируемые пруды имеют площади от 28.0 м² до 100 м² и более [4]. Однако для применения таких прудов в промышленном масштабе существует ограничение в виде высокой температуры промышленных выбросов, вследствие чего необходимо их предварительное охлаждение. Несмотря на это, имеется пример исследования, когда дымовые газы, образующиеся при сжигании угля, подавались на дно таких прудов через три равномерно распределенные зоны аэрации. Авторы отмечают, что при подаче

дымовых газов повышалась концентрация растворенного углерода в среде, что приводило к лучшей скорости фиксации углекислого газа [41].

К преимуществам данной системы можно отнести простоту конструкции, низкую стоимость, удобство эксплуатации [4]. Но есть и существенные недостатки: большая занимаемая площадь, нестабильные условия культивирования, трудности управления, высокая вероятность загрязнения, большие потери воды за счет испарения, неравномерность освещения на различных глубинах.

3.1.2. Многоярусные пруды. Многоярусный пруд состоит из нескольких ярусов открытых прудов, расположенных один над другим. Экспериментальный масштаб многоярусных прудов достигает объемов 2000–40000 л [42]. Такой пруд был успешно использован для культивирования микроводорослей в сточных водах фуражных культур и навоза [20]. Однако данные о масштабном использовании таких прудов для улавливания промышленных выбросов отсутствуют.

Преимущества и недостатки многоярусных прудов аналогичны таковым для простых одноярусных, но дополнительными преимуществами многоярусных прудов являются меньшая потребность в площади и более высокая экономическая эффективность [43–45].

3.2. Закрытые подвесные системы (биореакторы). Для всех закрытых систем существует общая технологическая задача – отвод образующегося кислорода, а также недоуловленного углекислого газа и других газов в составе промышленных выбросов. Такая задача в большинстве случаев решается с помощью газоотводящей трубки с фильтром внутри [46, 47].

3.2.1. Фотобиореактор с восходящим потоком. Этот тип реактора состоит из сосуда цилиндрической формы, который располагается вертикально, и может быть изготовлен из стекла или пластмассы. Подача CO_2 осуществляется снизу и обеспечивает перемешивание слоев и абсорбцию газа жидкостью. Потоки жидкости в таком реакторе разделены на восходящие и нисходящие. Для увеличения эффективности растворения газа в жидкости могут быть использованы дополнительные приемы, в частности пневматическое перемешивание [48] и подача воздуха для увеличения общего количества пузырьков. Среди преимуществ такого реактора можно отметить высокий массоперенос, низкое потребление энергии, простоту работы в стерильных условиях, низкий уровень фотоингибирования и фотоокисления [49]. К недостаткам относятся трудность масштабирования из-за необходимости соблюдения оптимального соотношения площади поверхности и объема, наличие гидродинамического стресса для культуры водорослей, сложность контроля температуры, высокие эксплуатационные расходы на производство и техническое обслуживание, сложность обеспечения равномерного во всех слоях естественного освещения, сложность сборки конструкций фотобиореактора. Имеется ряд исследований с применением такого типа фотобиореактора, где осуществлялась подача промышленных дымовых газов, образующихся при сжигании угля [50, 51].

3.2.2. Трубчатый фотобиореактор. Единичный трубчатый фотобиореактор представляет собой трубку, соединенную с резервуаром с водорослями, через который жидкость прокачивается со скоростью от 30 до 50 см/с при помощи насоса. Трубка изготавливается из светопроницаемого материала (стекла или пластика), имеет диаметр 5–20 см и длину до 100 см [42, 49]. Освещение

может быть естественным (при расположении на открытом воздухе) или искусственным. Как правило, промышленно используемые трубчатые фотобиореакторы состоят из нескольких (от десятков до сотен) трубок с общим резервуаром, системами циркуляции и удаления избыточной биомассы. Трубки могут быть расположены горизонтально, заборобразно, вертикально, спирально и наклонно [49, 52].

Достоинствами такого фотобиореактора являются большая площадь освещаемой поверхности [49], высокая продуктивность микроводорослей вследствие достижения оптимальных для них условий во всем объеме реактора [20], отсутствие осаждения биомассы водорослей в силу постоянного и интенсивного перемешивания [49], относительная дешевизна, возможность использования как внутри, так и снаружи помещений (в соответствующих климатических условиях) [53]. К недостаткам трубчатых фотобиореакторов следует отнести ограниченные размеры единичного биореактора, необходимость эффективно удалять кислород [20], высокие энергозатраты на перемешивание для предотвращения обрастания, плохой массоперенос, риск фотоингибирования, сложность контроля температуры [53].

Необходимо отметить, что трубчатые фотобиореакторы являются на сегодняшний день наиболее массово используемыми в промышленности для наращивания биомассы микроводорослей [46, 54]. Примеров промышленного использования таких реакторов для улавливания углекислого газа из выбросов нами обнаружено не было, однако потенциал их использования высок.

3.2.3. Пакетный фотобиореактор. Как и трубчатый, пакетный фотобиореактор состоит из нескольких (от единиц до сотен) единичных реакторов. Каждый единичный реактор представляет собой фотопроницаемый пакет из плотного полиэтилена (или другого полимера) объемом до 50 л. Пакеты снабжены системой герметических входных и выходных отверстий для трубок: снизу – для подачи газа (чистого CO_2 или в смеси), сверху – для отвода кислорода и других газов. В случае с масштабными фотобиореакторами подача питательной среды и газов является автоматизированной. Освещение может быть как искусственным, так и от прямых солнечных лучей за счет размещения системы на открытом воздухе. Расположение возможно как внутри помещений, так и снаружи [55]. Пакеты подвешиваются на специальные стойки и располагаются вертикально или V-образно (если пакет имеет не прямоугольную, а трубчатую форму). Подача углекислого газа снизу обеспечивает барботаж и предотвращает оседание клеток [49, 50]. После достижения максимальной величины биомассы водорослей пакеты оставляют на некоторое время без барботажа для осаждения клеток, затем декантируют жидкость и изымают биомассу.

Преимуществами такого типа фотобиореактора являются простота его конструкции и материалов, а также возможность масштабирования. Из недостатков можно отметить сложность контроля температуры, ингибирование роста клеток из-за большого количества накопленной биомассы, неудобства в процессе декантации и изъятия биомассы.

Известно, что такой тип фотобиореактора был применен в одном из исследований с использованием дымовых газов от промышленного сжигания угля [56].

3.2.4. Плоский фотобиореактор. Данная конструкция состоит из прозрачных или светопроницаемых плоских панелей из стекла, пластика или плексигла-

са, по которым циркулируют культуры микроводорослей [52]. Плоская панель фотобиореактора имеет толщину 10–20 см, высота и ширина при этом ограничены лишь физическими размерами материалов, из которых она изготавливается. Панель располагается вертикально, снизу подается углекислый газ, сверху устанавливается система отвода кислорода. Конструкция фотобиореактора предполагает высокое отношение площади поверхности к объему, что обеспечивает равномерную освещенность, экономичность, возможность использования реакторов значительных размеров (вмещающих до 2000 л) и высокую производительность биомассы. Эффективность его работы может быть повышена за счет добавления внутренних перегородок [52, 54, 57, 58].

Недостатками данного типа фотобиореактора являются наличие гидродинамического стресса для культуры водорослей, ограниченная оптимальная концентрация улавливания углекислого газа от 5 до 10% (об.), необходимость использования дополнительных конструкций при масштабировании, возможность обрастания стенок фотобиореактора микроводорослями [37].

Применение таких фотобиореакторов ограничивается лишь лабораторным масштабом с использованием в экспериментах чистого CO_2 , но не промышленных выбросов предприятий.

3.3. Прикрепленные ростовые реакторы. Закрытые системы. Многие организмы лучше растут в прикрепленном состоянии, поэтому существует несколько видов такого типа реакторов, различающихся площадью поверхности, материалом, а также наличием границы раздела между зонами, в которых присутствуют и отсутствуют водоросли. В таких реакторах организмы растут благодаря биопленочной системе. При этом микроводоросли способны прикрепляться к питательным средам/поверхностям за счет выделяемых в течение своего жизненного цикла внеклеточных веществ полимерной природы [20], что приводит к образованию гидратированного матрикса биопленки. Эти вещества в основном состоят из полисахаридов, белков, нуклеиновых кислот и липидов [59].

3.3.1. Мембранный фотобиореактор представляет собой воздушный или трубчатый фотобиореактор, в который интегрирована мембрана для получения мелких пузырьков диаметром 5.5–10.1 мм для лучшего массопереноса CO_2 в среду [20]. В таком типе реактора микроводоросли растут, закрепившись на мембране. Дополнительно мембрана может действовать как фильтр, отделяя нужные газы от смеси газового потока за счет специфических свойств, в частности проницаемости и селективности [60]. Чаще всего используются мембраны из полимерных материалов, а также пропиленовые микропористые мембраны и мембраны из полых волокон (холофайбера) [20, 60–62].

Преимуществами от внедрения мембран в фотобиореактор являются увеличение эффективности его работы и легкость сбора микроводорослей с поверхности мембраны. К недостаткам относятся повышение себестоимости, дополнительные требования к физико-химическим характеристикам (рН, температура и др.) питательной среды и газовой смеси из-за нестойкости материала мембраны к ним, образование отходов в виде отработанных мембран [60].

Такой тип фотобиореактора используется преимущественно в экспериментах лабораторного масштаба с применением чистого коммерческого CO_2 , но не с использованием промышленных выбросов [63, 64].

3.3.2. Фильтрационный фотобиореактор состоит из прозрачного резервуара для культивирования, заполненного микроводорослями, и рециркуляционного резервуара без микроводорослей. Эти резервуары разделены между собой мембранным фильтром. Работа фильтрационного фотобиореактора основана на биопленочной системе, позволяющей микроводорослям и бактериям с помощью выделяемых ими внеклеточных полимерных веществ прикрепляться к питательным средам [65]. Для начала работы фильтрационного фотобиореактора требуются инокулированные клетки микроводорослей, помещенные в резервуар для культивирования. По мере питания средой через мембрану клетки микроводорослей отфильтровываются и закрепляются на мембране, образуя биомассу. Они легко смываются жидкой средой, после чего можно собрать жизнеспособные клетки. Затем жидкая среда переносится из рециркуляционного резервуара и непрерывно поступает в резервуар для культивирования. Эта система легко запускается и позволяет исключить затраты на сбор биомассы для последующей обработки, что является значимым преимуществом. К недостаткам следует отнести необходимость контроля скорости потока среды [20].

3.3.3. Реакторы с биокапельным фильтром – Bio-trickling filter (BTF). Данный тип реактора представляет собой вертикальную конструкцию, зачастую цилиндрической формы, и отличается тем, что материал с организмами расположен в объеме, а не в плоскости. Верхняя часть конструкции состоит из системы, которая распыляет питательную жидкость сверху вниз, и слоя из природных или синтетических материалов (это могут быть стекло или пластик). На эти материалы, изначально не содержащие нативной флоры, вручную наносят необходимые виды микроводорослей. В нижнюю часть конструкции подается поток загрязненного углекислым газом воздуха, который проходит снизу вверх через слой материалов, и CO_2 переносится в водорослевую биопленку. Тем временем очищенный газ извлекается из верхней части реактора с помощью внутреннего воздушного компрессора. Таким образом, в системе реактора с биокапельным фильтром протекают следующие процессы: перевод CO_2 в жидкую фазу, адсорбция CO_2 биопленкой водорослей, использование CO_2 водорослевой биопленкой [66, 67].

Преимуществами данного типа реактора являются большой прирост биомассы за счет того, что микроводоросли растут в объеме, а не в плоскости, простота управления, способность удалять все виды загрязнений. К недостаткам относятся затруднительный сбор биомассы, низкая прочность натуральных материалов, проблемы при очистке кислых газов, засорение, высыхание, необходимость прокладки каналов, перепады высокого давления и образование отходов [68].

4. Ключевые факторы для эффективного использования микроводорослей

Микроводоросли могут расти практически везде (в воде, на твердых поверхностях, в том числе на снегу) и при различных температурах. Тем не менее для эффективного культивирования и наращивания биомассы микроводорослей требуется соблюдение оптимальных условий. Важными факторами для наращивания микроводорослей являются концентрация CO_2 , наличие макро- и микроэле-

ментов, pH, температура, интенсивность света и цикл свет/темнота, отсутствие токсичных соединений [4, 20].

4.1. Концентрация CO₂. Водные фотосинтезирующие организмы, такие как микроводоросли и цианобактерии, способны приспосабливаться к широкому диапазону концентраций CO₂. Оптимальный уровень CO₂ для роста микроводорослей и самый высокий уровень толерантности к CO₂ различаются у разных штаммов микроводорослей [4]. Водоросли могут фиксировать CO₂ в диапазоне концентраций от 0.0040 до 100%. Согласно исследованиям, оптимальная фиксация CO₂ достигается при концентрациях от 2 до 5%. [46, 69]. Вместе с тем ряд штаммов микроводорослей способен активно расти при концентрации CO₂ 0.03–0.06%, что соответствует его содержанию в атмосфере, тогда как другие штаммы эффективно фиксируют CO₂ из выбросов даже при его концентрациях на уровне 6–15% [20].

CO₂ является субстратом для фотосинтетической фиксации углерода, поэтому скорость поступления CO₂ является ключевым фактором для эффективного протекания фотосинтетических реакций. Процесс растворения атмосферного CO₂ в воде, последующие процессы уравнивания растворенного CO₂, бикарбоната и карбоната, диффузия этих растворенных форм неорганического углерода в клетки и к месту фиксации CO₂ в хлоропластах являются наиболее важными факторами, которые влияют на скорость фотосинтеза [70].

Повышенная концентрация CO₂ способствует фотосинтетической эффективности микроводорослей и их размножению. При этом для большинства видов концентрация CO₂ выше 5% является токсичной [71, 72]. Следует отметить, что повышенные концентрации CO₂ чаще всего встречаются в выбросах промышленных предприятий. В составе таких выбросов присутствуют примеси (например, оксиды серы и азот), вызывающие дополнительное ингибирование роста микроводорослей [71, 73, 74]. Типичная концентрация CO₂ в дымовых газах составляет 15%, что примерно в 400 раз больше по сравнению с атмосферным CO₂ [68].

4.2. Содержание макро- и микроэлементов. Основными элементами, которые необходимы для роста и секвестрации углерода фотоавтотрофными микроводорослями, являются углерод, азот и фосфор. Также для эффективного культивирования обычно добавляют микроэлементы, такие как металлы (Mg, Ca, Mn, Zn, Cu, Mo, Fe), и витамины. Оптимальные уровни азота и фосфора и соотношение углерода, азота и фосфора будут способствовать быстрому росту и эффективной фиксации CO₂ [37]. Помимо углерода важнейшим элементом, необходимым для питания микроводорослей, является азот [75], входящий в состав как нуклеиновых кислот, так и белков. Аммонийный азот выступает в качестве основного источника азота для ассимиляции микроводорослями и непосредственно связан с их первичным метаболизмом [49]. Фосфор является третьим наиболее важным питательным веществом для роста микроводорослей. Он необходим для фотосинтеза, метаболизма, образования ДНК, АТФ и клеточной мембраны [20]. Микроэлементы в значительной степени необходимы для метаболизма, роста клеток микроводорослей и эффективного фотосинтеза [20, 76]. Наиболее часто для выращивания микроводорослей используются среды Болда и Тамия [77, 78].

4.3. pH. Уровень pH существенно влияет на активность метаболических путей, связанных с ферментами и поглощением ионов клетками микроводорослей [79]. Кислотность (pH) культур очень важна, так как pH определяет доступность CO_2 и питательных веществ для микроводорослей и цианобактерий. При низких значениях pH (< 5) в водной среде образуется угольная кислота, а в сильнощелочных средах (pH > 11) в растворе присутствует карбонат, что ограничивает доступность CO_2 и, следовательно, подавляет рост клеток и производство биомассы. Оптимальный pH для производства биомассы варьируется для каждого вида в узком диапазоне и обычно зависит от штамма [37]. Так, для *Synechococcus sp.* и *Spirulina platensis* это pH 6.8 и 9 соответственно, в то время как *Chlorella sp.* может расти при pH < 4 [70, 80].

Следует учитывать, что pH сильно зависит от содержания и формы существования углерода [75]. Так, в работе [81] выделили ацидофильную *Chlamydomonas acidophila*, эффективность фотосинтеза которой на 50% выше при pH 2.5, чем при pH 6. Причем штамм способен расти и при pH 9, так как *C. acidophila* способна преобразовывать бикарбонат, в виде которого углерод присутствует в щелочной среде, в CO_2 . При введении 15% CO_2 скорость его удаления увеличивалась с ростом pH.

4.4. Температура. Большинство видов микроводорослей и цианобактерий лучше всего растут при оптимальной температуре от 15 до 30 °C (для микроводорослей) и от 20 до 35 °C (для цианобактерий) [37]. Значительное повышение температуры за пределы диапазонов отрицательно влияет на многие аспекты роста и метаболизма микроорганизмов, в частности на эффективность поглощения и использования питательных веществ, активность ферментов и скорость фиксации CO_2 .

Низкая температура приводит к снижению активности фермента рибулозобисфосфаткарбоксилазы, участвующего в первой, основной стадии фиксации углерода в процессе фотосинтеза. Высокая температура подавляет скорость метаболизма микроводорослей и снижает растворимость CO_2 [37, 61, 72]. Пониженная концентрация CO_2 , в свою очередь, вызывает фотодыхание, при котором фермент рибулозобисфосфаткарбоксилазы связывается с O_2 , а не с CO_2 , что, как следствие, снижает скорость биоконверсии углерода на 20–30% [82, 83].

Основная проблема при улавливании CO_2 из дымовых газов связана с их высокой температурой, которая ограничивает рост ряда штаммов. В связи с этим целесообразно работать с термофильными штаммами микроводорослей, способными переносить высокие температуры. Как правило, термофильные микроводоросли способны расти в диапазоне температур от 40 до 60 °C [82, 83]. При этом существуют термофильные виды, растущие при температурах от 40 до 90 °C [82]. Так, например, штамм *Thermosynechococcus elongatus* PKUACSTE542 обладает высокой удельной скоростью роста при температуре 55 °C и концентрации CO_2 15% [78]. В другом исследовании было обнаружено, что термофильный вид цианобактерий *Chlorogleopsis sp.* (или SC2) может достигать максимальной скорости роста при температуре 50 °C и концентрации CO_2 5%. Термофильная цианобактерия *T. elongates* TA-1 способна расти в условиях 10% и 20%-ной концентрации CO_2 при температуре 50 °C. Кроме того, данный штамм может расти в более широком диапазоне темпера-

тур (4–60 °C). Некоторые другие термофильные виды микроводорослей, такие как *Scenedesmus* sp., *Planktolyngbya crassa*, *Limnothrix redekei*, *Geitlerinema sulphureum* и *Chroococcus* sp., выделенные из горячих источников западных штатов в Индии, обладают высокой адаптируемостью к температуре и устойчивостью к высокой концентрации CO₂, так как растут при 42 °C и содержании газа 28% [78, 82,83].

Известно, что температура ниже 16 °C замедляет рост микроводорослей [72]. Тем не менее описаны штаммы, способные расти при температуре 15 °C, например, микроводоросли *Coccomyxa simplex* класса *Trebouxiophyceae* с горных скал Японии. Культуры *C. simplex* KGU-H002 и KGU-H004 имеют потенциальное применение в производстве биодизельного топлива при низкой температуре и низкой интенсивности света [77]. В целом поиск и адаптация к биотехнологическому применению микроводорослей, способных выдерживать низкие температуры, являются многообещающим и малоразработанным направлением исследований.

4.5. Интенсивность и режим освещения. Оптимальные значения интенсивности света, при которых наблюдается максимальная скорость роста для различных таксономических групп и видов водорослей, находятся в диапазоне 26–400 мкмоль фотонов/м²·с [49]. Скорость роста микроводорослей увеличивается по мере возрастания интенсивности света до достижения светонасыщения [84].

Цикл свет/темнота может сильно влиять на секвестрацию CO₂. Установлено, что слишком длинные или слишком короткие световые циклы вызывают ингибирование роста клеток, что приводит к значительному снижению их плотности, а также содержания хлорофилла и белка, что свидетельствует о важности оптимизированного светового цикла для метаболизма и роста водорослей [85]. Оптимальные периоды свет/темнота обычно составляют от 12/12 до 16/8 ч. Периоды свет/темнота важны, поскольку фотоиндуцированные повреждения, вызванные интенсивным освещением и избыточным потоком фотонов, могут быть устранены в темный период. Рост микроводорослей можно улучшить за счет последовательного изменения интенсивности света. Освещенность следует регулировать в зависимости от плотности культуры. При более низкой плотности культуры высокая интенсивность света может вызвать фотоингибирование, а при высокой проникновении света ограничено (увеличение темных объемов). Таким образом, интенсивность подаваемого света должна постепенно увеличиваться с ростом плотности культуры [86].

4.6. Отсутствие токсичных компонентов. Дымовые газы обычно содержат 9.5–16.5% CO₂, 2–6.5% O₂, 100–300 ppm (0.01–0.03%) NO_x, 280–320 ppm (0.028–0.032%) SO_x, тяжелые металлы и твердые частицы. Следует принимать во внимание, что наличие примесей потенциально может ингибировать рост микроводорослей.

Влияние SO₂. Присутствие SO₂ оказывает сильное ингибирующее действие на рост микроводорослей. Поэтому с увеличением концентрации SO₂ ингибирующий эффект может усиливаться, что приводит к резкому снижению фиксации углерода. Некоторые виды микроводорослей все же могут расти в условиях высокой концентрации SO₂, но в этом случае они имеют более длительную лаг-фазу, чем в отсутствие SO₂. Ингибирующее действие SO₂ объясняется в основном

влиянием pH, в частности его снижением при растворении SO_2 в культуральной среде, что изменяет процесс нормального концентрирования углерода и может приводить к прекращению роста клеток микроводорослей по достижении $\text{pH} < 3.0$ [72]. Другие исследования показывают, что подавляющее действие SO_2 на микроводоросли связано также с образованием в среде SO_4^{2-} и HSO_4^- , которые ингибируют рост микроводорослей. Когда концентрация SO_2 превышает 100 ppm, рост большинства микроводорослей практически невозможен [87]. Однако микроводоросли могут демонстрировать более высокую устойчивость к SO_2 , если поддерживать $\text{pH} \approx 7$ [72].

Влияние NO_x . NO_x является еще одним эффективным фактором фиксации CO_2 микроводорослями. NO_2 и NO обычно содержатся в промышленных дымовых газах в диапазоне 5–10% и 90–95% соответственно [72].

В отличие от водорастворимого SO_2 , который приводит к значительному снижению pH в культуральной среде, NO не влияет на рост микроводорослей за счет pH [37]. Ключевую роль здесь играет концентрация, которая обычно оказывает двустороннее влияние на рост микроводорослей в зависимости от их вида. С одной стороны, NO и NO_2 в крайне низких концентрациях могут поглощаться культуральной средой, превращаясь в NO_2^- и NO_3^- , и служить источником азотного питания микроводорослей [75]. С другой стороны, повышенная концентрация NO (выше 300 ppm) приводит к снижению скорости роста большинства видов микроводорослей [88].

5. Полезный продукт

Микроводоросли могут использоваться как источник биомассы, а также для получения продуктов их синтеза и метаболитов (белки, липиды, витамины и др.), которые могут применяться в фармацевтике, косметологии, производстве кормов для животных, биотоплива, биоудобрений и биополимеров как в неизменном, так и в переработанном виде [89].

5.1. Биомасса микроводорослей как корм для скота, домашних животных и аквакультуры. Биомасса микроводорослей содержит широкий спектр высококачественных соединений, включая углеводы, липиды и белки, а также витамины (A, B₁, B₂, B₆, B₁₂, C и E), антиоксиданты и минералы, что повышает ценность использования биомассы в качестве источников пищи для аквакультуры или животных [90–92]. Кроме того, микроводоросли, особенно морские, содержат калий, железо, магний, кальций и иод. Все эти вещества являются необходимыми добавками к рациону скота.

Как показали различные исследования, белки из водорослей имеют полный профиль незаменимых аминокислот, которые необходимы в составе корма домашнего скота [93]. Наиболее часто в качестве кормовых культур для животноводства используются такие виды микроводорослей, как *Porphyridium* sp., *Schizochytrium* sp., *Aurantiochytrium limacinum*, *Desmodesmus* sp., *Spirulina* sp., *Cryptonemia crenulata*, *Hyphnea cervicornis*, *Dunaliella salina*. Водоросли рода *Arthrospira* показали свою эффективность в качестве кормовой добавки для многих видов животных: кошек, собак, аквариумных рыб, декоративных птиц, лошадей, коров и племенных быков [92]. Микроводоросли применяют в качестве коммерческого корма для многих морских и пресноводных видов животных (личинки, рыбы и молодые

моллюски) [94], а также для разведения зоопланктона, необходимого в качестве живого корма для молоди ракообразных и рыб. Наиболее часто используемыми родами микроводорослей в аквакультуре являются *Spirulina*, *Isochrysis*, *Chaetoceros*, *Chlorella*, *Nannochloropsis*, *Tetraselmis*, *Thalassiosira* и *Skeletonema*. *Spirulina* имеет высокое содержание пигмента и широко используется в кормах для аквакультуры, особенно для тропических рыб [95].

5.2. Биомасса микроводорослей как источник питания для человека. В настоящее время коммерчески доступны различные формы микроводорослей (таблетки, капсулы и жидкость) в качестве добавок к основному рациону человека. Микроводоросли также могут быть включены в пасту, закуски, шоколадные батончики, жевательную резинку и напитки [96]. Зачастую микроводоросли добавляют в популярные продукты питания, такие как макароны, лапша, печенье, мороженое, леденцы из соевого творога и хлеб, для повышения питательной ценности и полезных свойств этих продуктов. Кроме того, микроводоросли являются источником натуральных пищевых красителей [97].

Штаммы микроводорослей, биомасса которых наиболее часто используется при производстве продуктов питания для человека, – это *Chlorella*, *Dunaliella*, *Haematococcus*, *Schizochytrium* и *Spirulina* [92]. Во многих странах мира штамм *Chlorella* получил распространение в качестве заменителя пищи [98, 99].

5.3. Биомасса микроводорослей как сырье для биоудобрений и модификаторов почвы. В современном сельском хозяйстве микроводоросли являются экологически безопасным вариантом замены химических удобрений [100, 101].

Микроводоросли в качестве биоудобрений улучшают развитие корневой системы растений, увеличивают биомассу проростков и высоту растений, а также обогащают почву азотом, фосфором, калием и значительным количеством микроэлементов [102, 103]. Кроме того, вырабатываемые микроводорослями ауксин, цитокинин и жасмоновая кислота являются гормонами роста растений, которые действуют как биостимуляторы [101]. Для этих целей хорошо зарекомендовали себя *C. vulgaris*, *S. platensis*, *Chlorella* sp., *Spirulina* sp., *Scenedesmus* sp., *Acutodesmus dimorphus*, *Synechocystis*, *Asterarcys quadricellulare* [104].

Биомасса микроводорослей легко минерализуется в почве и обеспечивает ее питательными веществами быстрее, чем другие органические удобрения. Поэтому биомасса микроводорослей выступает эффективным модификатором почвы [105].

Штаммы микроводорослей способны накапливать большое количество азота и фосфора в биомассе, используя питательные вещества из сточных вод. Кроме того, посредством биоминерализации фосфор в неорганических формах (например, полифосфат) или органические соединения фосфора могут превращаться в биодоступный фосфор. Таким образом, микроводоросли могут культивироваться в богатых питательными веществами сточных водах и использоваться не только в качестве простого и экологически чистого источника биоудобрений для сельскохозяйственных культур, но и для очистки сточных вод, если содержание тяжелых металлов и органических загрязнителей в их биомассе не превышает нормативов, регламентирующих качество органических удобрений [106]. Внесение биоудобрений на основе биомассы микроводорослей в почву для рециркуляции питательных веществ из сточных вод может увеличить

концентрацию азота и фосфора, а также микроэлементов, необходимых растениям (например, К, Са, Fe и т. д.). Более высокие концентрации этих питательных веществ улучшают плодородие почвы и будут способствовать росту растений. Для этого используют микроводоросли *Monoraphidium* sp., *Neochloris* sp., *Scenedesmus* sp., *Dictyosphaerium* sp., *Chlorella* sp. + *Scenedesmus* sp., *C. pyrenoidosa*, *C. sorokiniana* [104].

5.4. Микроводоросли как источник полезных компонентов. Биологически активные соединения (метаболиты), получаемые из микроводорослей, разнообразны, и их можно разделить на первичные и вторичные. Первичные метаболиты – это необходимые для выживания микроорганизмов соединения, к которым относят белки (5–74% по содержанию в биомассе), липиды (7–65% по содержанию в биомассе), углеводы (8–69% по содержанию в биомассе). Поскольку первичные метаболиты вырабатываются в значительных количествах в клетке, их называют также макрокомпонентами. Вторичные метаболиты (микрокомпоненты) представляют собой относящиеся к физиологическим системам функциональные соединения, среди которых выделяют витамины, каротиноиды, фикобилипротеины, фитостеролы, фенольные соединения [107, 108].

5.4.1. Макрокомпоненты (первичные метаболиты). Микроводоросли содержат большее количество белка по сравнению с другими растительными источниками. Содержание сырого протеина в биомассе микроводорослей колеблется от 30 до 80% масс. (51–58% – в *Chlorella vulgaris*, 60–71% – в *Arthrospira (Spirulina) platensis*, 31–46% – в *Tetraselmis chui*, 35–44% – в *Nannochloropsis oceanica*, 50–80% – в *D. salina*, 62% – в *Galdieria sulphuraria*). При этом, как и все растения, микроводоросли могут синтезировать многие необходимые аминокислоты. Содержание белка и аминокислотный профиль микроводорослей зависят как от характеристик конкретного вида, так и от условий его культивирования. Следует также отметить, что белки микроводорослей являются источником биоактивных пептидов, которые не только обладают питательными свойствами, но и проявляют антиоксидантные, антигипертензивные, противоопухолевые и иммуномодулирующие свойства. К таким соединениям относят, например, фикоцианин и билипротеин. Некоторые белки, продуцируемые *C. vulgaris*, *C. ellipsoidea* и *Palmaria palmata*, тесно связаны с белками незаменимых пептидов – антиоксидантов. В целом большинство пептидов с антиоксидантными и антигипертензивными свойствами получают из *Chlorella* sp. [109–117].

Липиды являются наиболее изученными соединениями, извлекаемыми из микроводорослей, с самым высоким потенциалом для масштабирования и коммерциализации [89]. Содержание липидов в микроводорослях составляет от 20 до 50%, а в отдельных случаях и больше. В некоторых специфических условиях культивирования, например, в среде с высоким содержанием углерода и азота или в условиях стресса, водоросли способны накапливать многие липиды [118]. Выбор штамма играет важную роль для получения липидов из микроводорослей. Так, высокопродуктивными являются виды *Pavlova salina* (29% липидов от сухой массы), *Phaeodactylum tricornutum* (41%), *Scenedesmus obliquus* (50%), *Nannochloropsis* sp. (61%). Изучено содержание липидов в некоторых других штаммах микроводорослей, например, в *C. pyrenoidosa* (2%),

D. salina (6%), *Scendesmus subspicatus* (16%), *C. luteoviridis* (22%), *C. sorokiniana* (22%), *Parachlorella kessleri* (25%), *Haematococcus pluvialis* (26%), *Botryococcus braunii* (33%) [29].

Липиды включают резервные и структурные фракции, входящие в состав мембран. Первые, состоящие в основном из насыщенных и мононенасыщенных жирных кислот, используются для получения биодизеля, вторые (полиненасыщенные жирные кислоты) – в нутрицевтиках, косметике, а также в качестве био-добавок при производстве продуктов питания и кормов для животных [89].

Полиненасыщенные жирные кислоты представляют собой ценные соединения на рынке здоровой пищи. Они состоят из трех или более двойных связей в скелетной цепи жирной кислоты, содержащей 18 или более атомов углерода. Особый коммерческий интерес представляют полиненасыщенные жирные кислоты, производимые микроводорослями, в частности омега-3 кислоты (эйкозапентаеновая (20:5), докозагексаеновая (22:6) и линоленовая) [89], а также линолевая кислота, относящаяся к группе омега-6 кислот. Интересно отметить, что рыба, являющаяся традиционным источником омега-3 и омега-6 жирных кислот, получает их из переваренных микроводорослей [118]. Согласно литературным данным, содержание эйкозапентаеновой и докозагексаеновой кислот у микроводорослей вида *Chlorella* может достигать 3.2% и 8.9% соответственно [29]. Содержание докозагексаеновой кислоты у разных видов микроводорослей составляет 277 мг/г биомассы *Schizochytrium* sp., 170 мг/г биомассы *Cryptocodinium cohnii*, 175 мг/г биомассы *Aurantiochytrium* sp., 170 мг/г биомассы *Schizochytrium limacinum*, 100 мг/г биомассы *Schizochytrium* sp., а содержание эйкозапентаеновой кислоты – 37 мг/г биомассы *C. minutissima*, 16.6 мг/г биомассы *Navicula saprophila*, 22 мг/г биомассы *P. tricornutum*, 35–43 мг/г биомассы *Monodus subterraneus*, и 26 мг/г биомассы *Nitzschia laevis* [118].

Углеводы представляют собой сложные органические соединения, образующиеся внутри хлоропластов в результате фотосинтеза. Углеводы микроводорослей в основном состоят из крахмала, глюкозы, целлюлозы/гемицеллюлозы и различных полисахаридов. В состав последних входят моносахариды фруктоза, галактоза, глюкоза, манноза и ксилоза в различных соотношениях. В настоящее время полисахариды водорослей представляют собой класс ценных соединений, применяемых в производстве продуктов питания, косметики, текстильных изделий, а также в составе стабилизаторов, эмульгаторов, смазочных материалов, загустителей и лекарственных средств. В частности, сульфатированные полисахариды (например, фукоидан, каррагинаны и агараны), благодаря своим уникальным свойствам, перспективны для использования в медицине. Другое активно развиваемое направление практического применения продуцируемых микроводорослями полисахаридов (крахмал, целлюлоза, гликоген, пуллулан, гуммиарабик, хитин) – производство биополимеров на их основе [29, 118–122].

Штаммы микроводорослей, из которых могут быть извлечены различные углеводы, – *C. vulgaris*, *S. quadricauda*, *Porphyridium* sp., *Haematococcus lacustris*, *Rhodella reticulata*, *C. stigmatophora*, *P. tricornutum* [118].

5.4.2. Микрокомпоненты (вторичные метаболиты). Микроводоросли являются источниками витаминов, что представляет интерес для нутрицев-

тической промышленности. Микроводоросли производят и накапливают широкий круг витаминов (А, С, D, Е, витамины группы В, включая инозитол и фолиевую кислоту, а также биотин) [117, 118]. Однако содержание некоторых витаминов в микроводорослях снижается во время сушки и последующей обработки, что несколько ограничивает использование витаминов микроводорослей. Как правило, витамины В₁, В₂ и С, а также никотиновая кислота чувствительны к нагреванию и их концентрация быстро снижается в процессе сушки.

Высшие растения обычно не производят витамин В₁₂, тогда как некоторые микроводоросли могут его накапливать. Например, с точки зрения путей биосинтеза эволюционная связь с бактериями видов *Spirulina* позволяет последним синтезировать витамин В₁₂ в высоких концентрациях [107].

Взаимосвязь между оптимальными условиями роста и производством витаминов заметно отличается у каждого вида. По результатам нескольких исследовательских работ выявлено, что виды *Chlorella* и *Dunaliella* содержат в составе своей биомассы такие витамины, как А, В₁, С и Е [29].

Микроводоросли также являются источниками пигментов, представляющих коммерческий интерес. Основные классы фотосинтетических пигментов, присутствующих в водорослях, – это хлорофиллы, каротиноиды и фикобилины [123]. Кроме того, у некоторых видов имеются солнцезащитные пигменты.

Хлорофиллы представляют собой зеленоватые пигменты, которые находятся в пластинках хлоропластов. Зеленые микроводоросли характеризуются самым высоким содержанием хлорофилла. Среди всех видов микроводорослей вид *Chlorella* является удобным источником коммерческого получения хлорофилла [124].

Каротиноиды – жирорастворимые желтые, оранжевые или красные пигменты. Это тетратерпеноиды, присутствующие в большинстве фотосинтезирующих организмов и содержащие в своей структуре 40 атомов углерода в виде субъединиц изопрена [89, 118]. Каротиноиды нерастворимы в воде и обычно прикреплены к мембранам внутри клеток [125]. Каротиноиды применяются в фармацевтической, косметической и медицинской промышленности, а также в составе кормов, поскольку представляют собой натуральные и более полезные пигменты, чем химически синтезированные, и обладают антиоксидантными свойствами [89]. Среди каротиноидов, продуцируемых микроводорослями, наибольший коммерческий интерес представляют β-каротин, лютеин и астаксантин [29]. Основными источниками каротиноидов являются микроводоросли, относящиеся к классу *Chlorophyceae* [126]. Наиболее изученными по содержанию каротиноидов считаются *C. vulgaris*, *S. platensis*, *H. pluvialis* и *D. salina*. В основном β-каротин производится из *D. salina*, для получения астаксантина используют *H. pluvialis*, а для производства лютеина – *Murielopsis* sp. и *S. Almeriensis* [89].

Фикобилины представляют собой фотосинтетические вспомогательные пигменты. В отличие от липофильных каротиноидов, фикобилипротеины растворимы в воде. Эти молекулы имеют насыщенный красный или синий цвет и содержат белок. Основными соединениями этой группы пигментов являются фикоцианин и фикоэритрин, которые можно использовать в качестве натуральных пигментов

в продуктах питания, лекарственных средствах и косметике вместо искусственных пигментов, некоторые из которых могут проявлять канцерогенные свойства. Фикобилины продуцируются *Spirulina* sp., а также красными микроводорослями, такими как *Porphyridium* sp., *Rhodella* sp. и *Bangia* sp. [127–129].

Микроводоросли содержат натуральные пигменты, которые можно использовать в продуктах по уходу за кожей для защиты от солнца и в других целях. Эти солнцезащитные пигменты (вторичные метаболиты) являются многофункциональными микоспорин-подобными аминокислотами, которые можно экстрагировать из микроводорослей, населяющих морские экосистемы с высоким воздействием солнечного света. Существует возможность производить их в промышленных масштабах [120]. Другой часто встречающийся природный солнцезащитный материал – сцитонемин. Это пигмент, окрашивающий клетки в желтовато-коричневый цвет, расположенный в слизистой оболочке, окружающей клетки многочисленных видов цианобактерий, которые продуцируют внеклеточные полисахариды. Сцитонемин в основном извлекается из *Scytonema* sp. и *Nostoc* sp. [130].

Фитостеролы – это вещества, относящиеся к липидной группе, но являющиеся вторичными метаболитами микроводорослей. Они широко используются в фармацевтической промышленности для снижения уровня холестерина, а также в составе противовоспалительных, антиоксидантных и противораковых средств [29]. Есть четыре вида фитостеролов, которые могут быть выделены из микроводорослей и представляют коммерческий интерес. К ним относятся кампестерол (24- α -метилхолестерин), β -ситостерол (24- α -этилхолестерин), стигмастерол ($\Delta^{22,24}$ - α -этилхолестерол) и брассикастерол (24-метилхолест-5,22-диен-3 β -ол) [131]. Их можно выделить из штаммов *Amphora* sp., *Navicula* sp., *Nitzschia* sp., *P. tricorutum*, *Skeletonema* sp., *Thalassiosira rotula*, *Thalassiosira stellaris*, *Chlorella* sp., *Chlamydomonas reinhardtii*, *Dunaliella* sp., *H. pluvialis*, *Tetraselmis* sp., *Nannochloropsis salina*, *Nannochloropsis oculata*, *Isochrysis* sp., *Pavlova viridis*, *Ochromonas danica*, *Porphyridium cruentum*, *Rhodomonas salina*, *Schyzochytrium aggregatum*, *Schyzochytrium* sp., *Anabaena solitaria*, *Nostoc carneum* [132].

5.5. Метаболиты микроводорослей как сырье для производства биотоплива и биополимеров. Как биомасса, так и метаболиты микроводорослей могут быть применены не только в исходном, но и в преобразованном виде. К получаемым в результате преобразования микроводорослей и их компонентов продуктам относят биотопливо (биодизель, биоэтанол, биометан, бионефть, биоводород) и биопластик (полигидроксисилканоаты и полисахариды).

Биотопливо на основе микроводорослей относится к топливу третьего поколения. Оно считается экологически безопасным и перспективным решением для удовлетворения спроса на энергию у будущих поколений [133]. Существует несколько способов преобразования биомассы микроводорослей в биоэнергию: биохимическая, термохимическая и химическая конверсия. К биохимическому способу относят анаэробное сбраживание, спиртовое брожение и биофотолиз. К методам термохимической конверсии относят газификацию, пиролиз, сжигание, сжижение и торрефикацию. В химической конверсии используют метод переэтерификации [134].

5.5.1. Биодизель – это многокомпонентное жидкое топливо, состоящее из метиловых или этиловых эфиров высших жирных кислот. Это биотопливо получают в процессе переэтерификации экстрагированных из микроводорослей липидов [95, 135, 136]. При этом протекает химическая реакция жирных кислот растительного происхождения со спиртом в присутствии катализатора с образованием глицерина и метиловых эфиров [137]. Процесс традиционной переэтерификации включает в себя разделение и очистку биомассы микроводорослей до переэтерификации. Очистка заключается в сушке, экстракции липидов и разрушении клеток [138]. Для получения биодизеля из микроводорослей используют ферментативный [139, 140], кислотный [141], гомогенный щелочной [142, 143] или гетерогенный катализ [144, 145] с использованием в качестве источников сырья микроводорослей *Aurantiochytrium* sp. [146], *B. braunii* [147], *Chlamydomonas* sp. [148], *Chlorella* sp. [149], *C. pyrenoidosa* [150], *C. vulgaris* [151], *Ettlia* sp., *N. oceanica*, *N. salina* [152], *Golenkinia* sp., *Nannochloropsis gaditana* [153], *N. oculata* [154], *Nannochloropsis* sp. [155].

5.5.2. Биоэтанол (биоспирт) представляет собой этиловый спирт, который получают из растительного сырья путем ферментации. В составе биомассы микроводорослей присутствуют различные углеводы (целлюлоза, агар, крахмал, ламинарин и маннит), которые используются для производства биоспирта [156]. Биоэтанол насыщен кислородом (35% по массе), что позволяет использовать его в качестве автомобильного топлива и снизить количество образующихся выбросов [95]. Выход биоэтанола, получаемого из микроводорослей, почти в два раза выше, чем таковой из сахарного тростника, и в пять раз выше, чем из кукурузы [157].

Производство биоэтанола из микроводорослей включает в себя ряд этапов [158]: отбор и культивирование биомассы водорослей, предварительную обработку, сжижение, осахаривание, анаэробную ферментацию и дистилляцию для очистки биоэтанола. В анаэробных условиях углеводы сначала восстанавливаются до простых сахаров с помощью химического или ферментативного процесса, а затем эти сахара превращаются в биоэтанол [73]. Основная функция ферментов заключается в преобразовании компонентов крахмала биомассы в сахара [134].

Микроводоросли, относящиеся к родам *Scenedesmus*, *Dunaliella*, *Chlorella*, *Chlamydomonas* и *Spirulina*, производят значительное количество крахмала и гликогена (более 50% их сухого веса), что делает их пригодными для использования в качестве сырья для производства биоэтанола [159]. Также отмечается, что биомасса микроводорослей *Chlorococcum* spp. и *C. vulgaris* эффективно преобразуется в биоэтанол в процессе ферментации [95].

5.5.3. Бионефть представляет собой сырую темную вязкую жидкость с высоким содержанием альдегидов, крезолов и кислот [160]. Она может быть получена из биомассы микроводорослей с помощью пиролиза (бескислородное термическое разложение) и гидротермального сжижения (разложение под действием высокого давления в присутствии воды).

Основные химические соединения в составе бионефти, полученной в результате пиролиза, – это ароматические соединения, углеводороды, жирные кислоты, нитрогенаты, амиды и другие оксигенаты [161]. Для производства бионефти обычно используют быстрый пиролиз – нагревание биомассы до температуры 500 °C при высокой скорости нагрева и малой длительности процесса (секунды

или миллисекунды), поскольку выход жидкой фракции в таком случае выше, чем для метода медленного пиролиза [162]. При получении бионефти путем пиролиза используют микроводоросли *C. protothecoides*, *M. aeruginosa*, *Chlorella* sp., *C. vulgaris*, *S. obliquus*, *Desmodesmus* sp., *Nannochloropsis*, *Halumphora coffeaeformis*, *Nannochloropsis gaditana*, *Scenedesmus almeriensis*, *C. sorokiniana* [95].

Гидротермальное сжижение представляет собой термохимический процесс, в котором воздействие горячей воды под давлением обеспечивает преобразование влажной биомассы микроводорослей в жидкое топливо. Такой способ получения бионефти привлекателен тем, что не требует предварительной сушки биомассы. Сжижение обычно проводят при температуре от 300 до 350 °С и давлении от 5 до 20 МПа при массовой доле микроводорослей в исходной суспензии от 5 до 50% [95]. Давление поддерживают на высоком уровне, чтобы вода оставалась в жидкой фазе, а температуру реакции обычно поддерживают в течение 5–60 мин. Для ускорения процесса сжижения используют катализаторы. После окончания процесса полученную бионефть экстрагируют растворителем и очищают [163]. Наряду с бионефтью в процессе гидротермального сжижения также образуются водная фаза, содержащая некоторые остаточные питательные вещества из культуры микроводорослей, твердая фракция, состоящая в основном из золы и следов водорода, азота и серы, и газовая фаза с легкими газами (CO₂, CO, H₂, CH₄) и небольшим количеством этилена и/или этана [164]. Для получения бионефти путем гидротермального сжижения используют микроводоросли *C. vulgaris*, *Desmodesmus* sp., *Spirulina*, *Chlorella* sp., *C. pyrenoidosa*, *C. sorokiniana*, *Echinacea* spp., *Coelastrum* sp. и *N. Chlorella* [95].

5.5.4. Биометан (биогаз) – это смесь газов, получаемая в результате анаэробного сбраживания и состоящая преимущественно из метана (60–70%) и примесей углекислого газа, паров воды, аммиака, сероводорода, водорода и других восстановленных соединений [165]. Биомасса микроводорослей является многообещающим сырьем для производства биогаза в процессе анаэробного сбраживания, поскольку содержит относительно небольшое количество лигнина и целлюлозы, характеризующихся низкой биоразлагаемостью. В качестве сырья могут использоваться как необработанные микроводоросли, так и остатки микроводорослей после экстракции из них липидов. Для эффективного процесса сбраживания микроводоросли подвергают предварительной биологической, механической, химической и термической обработке для разрушения клеток [166, 167]. Продуктом сбраживания помимо биогаза является дигестат (жидкий остаток с высоким содержанием органических компонентов), который может быть использован в качестве биоудобрения [165]. В исследованиях, посвященных производству биометана, упоминаются такие микроводоросли, как *P. cruentum*, *C. vulgaris*, *H. pluvialis*, *C. pyrenoidosa*, *Chlorella* sp., *C. vulgaris*, *S. obliquus*, *Scenedesmus* sp., *Nannochloropsis limnetica* [95].

5.5.5. Бיוводород представляет собой газообразное топливо, не содержащее углерод, которое может быть получено путем трансформации растительной биомассы, например, биомассы микроводорослей. По сравнению с термохимическими методами производство водорода с помощью биологических процессов более экологично, требует меньшего количества энергии и может осуществляться в естественных условиях [168]. В природе различные группы

микроорганизмов способны генерировать молекулярный водород (биоводород) посредством биофотоллиза, фотоферментации, фотокатаболизма и анаэробного брожения. Зеленые микроводоросли наиболее эффективно производят биоводород путем фотоферментации с использованием света и воды. К сожалению, этот метод производства водорода является малоэффективным, поскольку выделяющийся кислород ингибирует ферменты, катализирующие синтез водорода. Более эффективным способом получения водорода с помощью микроводорослей является анаэробное брожение, которое осуществляют симбионтные микроорганизмы, колонизирующие компартменты с дефицитом кислорода в толще биомассы микроводорослей.

Наиболее распространенные виды микроводорослей, которые используются при производстве биоводорода, – это *D. salina*, *A. platensis*, *S. obliquus*, *C. kessleri*, *Chroococcus* sp., *C. pyrenoidosa*, *C. minutissima*, *Acutodesmus obliquus*, *C. reinhardtii*, *S. platensis*, *C. vulgaris*, *P. kessleri*, *G. sulphuraria*, *Enterobacter aerogenes*, *Chlamydomonas* sp., *S. obliquus*, *Anabaena* sp. [95, 102, 169].

5.5.6. Биополимеры представляют собой полимеры, которые получают на основе биологического сырья [89], одним из примеров которого является биомасса микроводорослей. К наиболее изученным полимерам, синтезируемым микроводорослями, относят полигидроксиалканоаты и полисахариды. Эти полимеры можно использовать при производстве упаковочных материалов и в медицине, поскольку они, проявляя сходные свойства, выступают в качестве экологичной альтернативы нефтехимическим полимерам [122].

Полигидроксиалканоаты представляют собой сложные полиэфиры гидроксиалканоатов, продуцируемые микроводорослями и рядом бактерий в качестве внутриклеточного источника углерода из сахара и/или липидов [170] и содержащие углеродную цепь, связанную с R-группой, и два атома кислорода [171, 172]. Показано, что содержание полигидроксиалканоатов в микроводорослях может быть увеличено за счет теплового стресса или ограничения питательных веществ, например, соединений фосфора и азота. Полимеры на основе полигидроксиалканоатов безопасны для окружающей среды, так как полностью биоразлагаемы [173]. Кроме того, полигидроксиалканоаты нетоксичны, обладают высокой устойчивостью к ультрафиолетовому излучению и гидролитическому разложению [122]. Первой промышленной корпорацией, начавшей освоение промышленного производства полигидроксиалканоатов, стала ICI в Великобритании. Компании Zeneka Seeds и Zeneka Bio Product с 1992 г. приступили к выпуску поли-3-гидроксibuтирата и сополимеров 3-гидроксibuтирата с 3-гидроксивалератом (товарное название продукта – Biopol®). Лидером в области коммерциализации полигидроксиалканоатов является компания Metabolix Inc., выпускающая полимеры под торговыми марками Biopol®, BiopolTM. В России ведущим коллективом, разрабатывающим технологии синтеза полигидроксиалканоатов на различных субстратах, является Институт биофизики СО РАН (г. Красноярск), в котором в 2005 г. создано первое опытное производство биооплотана.

Полисахариды, также как и полигидроксиалканоаты, биоразлагаемы и более устойчивы к разрушению по сравнению с синтетическими полимерами. На сегодняшний день хорошо изучены основные структуры полисахаридов, обнаруженных в микроводорослях, и их основные мономеры. Наиболее распростра-

ненными составляющими этих макромолекул являются D-глюкоза, D-фруктоза, D-галактоза, D-манноза, L-арабиноза и D-ксилоза. Чаще всего в производстве биопластика применяют полисахариды на основе глюкозы и крахмала [174].

Необходимо учитывать, что условия для продуцирования рассматриваемых полимеров у различных видов микроводорослей отличаются. К видам микроводорослей, обладающих потенциалом для извлечения биополимеров, относят *Nannochloropsis* sp., *B. braunii*, *Spirulina* sp, *Chlorella* sp. Для получения полигидроксиалкананоатов обычно используют *Botryococcus braunii*, *Synechocystis salina*, *Synechococcus elongatus* и *Spirulina* sp. С целью получения крахмала для производства биополимеров изучены *Ankistrodesmus falcatus*, *C. reinhardtii*, *C. sorokiniana*, *C. variabilis*, *C. vulgaris*, *P. kessleri*, *Scenedesmus acutus*, *S. obliquus* и *Scenedesmus* sp. [89].

Заключение

Настоящий обзор демонстрирует высокий потенциал использования эукариотических микроводорослей и цианобактерий для секвестрации углекислого газа из промышленных выбросов, а также возможности получения полезных продуктов (биотопливо, биоудобрения, биополимеры, продукты питания, корм для домашних и сельскохозяйственных животных) и ценных соединений биомассы микроводорослей (витамины, пигменты, фитостеролы).

Благодарности. Работа выполнена за счет средств субсидии, выделенной в рамках государственной поддержки Казанского (Приволжского) федерального университета в целях повышения его конкурентоспособности среди ведущих мировых научно-образовательных центров.

Конфликт интересов. Авторы заявляют об отсутствии конфликта интересов.

Литература

1. Canadell J.G., Kirschbaum M.U.F., Kurz W.A., Sanz M.-J., Schlamadinger B., Yamagata Y. Factoring out natural and indirect human effects on terrestrial carbon sources and sinks // Environ. Sci. Policy. 2007. V. 10, No 4. P. 370–384. <https://doi.org/10.1016/j.envsci.2007.01.009>.
2. FY 2017 Agency Financial Report. Ver. 15.11. URL: <https://www.epa.gov/planandbudget/fy-2017-agency-financial-report>.
3. Kumar M., Sundaram S., Gnansounou E., Larroche C., Thakur I.S. Carbon dioxide capture, storage and production of biofuel and biomaterials by bacteria: A review // Bioresour. Technol. 2018. V. 247. P. 1059–1068. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2017.09.050>.
4. Zhou W., Wang J., Chen P., Ji C., Kang Q., Lu B., Li K., Liu J., Ruan R. Bio-mitigation of carbon dioxide using microalgal systems: Advances and perspectives // Renewable Sustainable Energy Rev. 2017. V. 76. P. 1163–1175. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2017.03.065>.
5. Vaz S., Jr., de Souza A.P.R., Baeta B.E.L. Technologies for carbon dioxide capture: A review applied to energy sectors // Cleaner Eng. Technol. 2022. V. 8. Art. 100456. <https://doi.org/10.1016/j.clet.2022.100456>.
6. Paraschiv S., Paraschiv L.S. Trends of carbon dioxide (CO₂) emissions from fossil fuels combustion (coal, gas and oil) in the EU member states from 1960 to 2018 // Energy Rep. 2020. V. 6, No S8. P. 237–242. <https://doi.org/10.1016/j.egy.2020.11.116>.

7. Akbostancı E., Tunç G.I., Türüt-Aşık S. Drivers of fuel based carbon dioxide emissions: The case of Turkey // *Renewable Sustainable Energy Rev.* 2018. V. 81, Pt. 2. P. 2599–2608. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2017.06.066>.
8. Wang X., Yan L. Driving factors and decoupling analysis of fossil fuel related-carbon dioxide emissions in China // *Fuel.* 2022. V. 314. Art. 122869. <https://doi.org/10.1016/j.fuel.2021.122869>.
9. Singh P., Srivastava R. Utilization of bio-inspired catalyst for CO₂ reduction into green fuels: Recent advancement and future perspectives // *J. CO₂ Util.* 2021. V. 53. Art. 101748. <https://doi.org/10.1016/j.jcou.2021.101748>.
10. Becattini V., Gabrielli P., Antonini C., Campos J., Acquilino A., Sansavini G., Mazzotti M. Carbon dioxide capture, transport and storage supply chains: Optimal economic and environmental performance of infrastructure rollout // *Int. J. Greenhouse Gas Control.* 2022. V. 117. Art. 103635. <https://doi.org/10.1016/j.ijggc.2022.103635>.
11. Cheah W.Y., Ling T.C., Juan J.C., Lee D.-J., Chang J.-S., Show P.L. Biorefineries of carbon dioxide: From carbon capture and storage (CCS) to bioenergies production // *Bioresour. Technol.* 2016. V. 215. P. 346–356. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2016.04.019>.
12. Salih H.A., Pokhrel J., Reinalda D., AlNashf I., Khaleel M., Vega L.F., Karanikolos G.N., Zahra M.A. Hybrid–Slurry/Nanofluid systems as alternative to conventional chemical absorption for carbon dioxide capture: A review // *Int. J. Greenh. Gas Control.* 2021. V. 110. Art. 103415. <https://doi.org/10.1016/j.ijggc.2021.103415>.
13. Mukherjee A., Okolie J.A., Abdelrasoul A., Niu C., Dalai A.K. Review of post-combustion carbon dioxide capture technologies using activated carbon // *J. Environ. Sci.* 2019. V. 83. P. 46–63. <https://doi.org/10.1016/j.jes.2019.03.014>.
14. Gür T.M. Carbon dioxide emissions, capture, storage and utilization: Review of materials, processes and technologies // *Prog. Energy Combust. Sci.* 2022. V. 89. Art. 100965. <https://doi.org/10.1016/j.peccs.2021.100965>.
15. Bhatia S.K., Bhatia R.K., Jeon J.-M., Kumar G., Yang Y.-H. Carbon dioxide capture and bioenergy production using biological system – a review // *Renewable Sustainable Energy Rev.* 2019. V. 110. P. 143–158. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2019.04.070>.
16. Aghaalipour E., Akbulut A., Güllü G. Carbon dioxide capture with microalgae species in continuous gas-supplied closed cultivation systems // *Biochem. Eng. J.* 2020. V. 163. Art. 107741. <https://doi.org/10.1016/j.bej.2020.107741>.
17. Zahed M.A., Movahed E., Khodayari A., Zanganeh S., Badamaki M. Biotechnology for carbon capture and fixation: Critical review and future directions // *J. Environ. Manage.* 2021. V. 293. Art. 112830. <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2021.112830>.
18. Gayathri R., Mahboob S., Govindarajan M., Al-Ghanim K.A., Ahmed Z., Al-Mulhm N., Vodovnik M., Vijayalakshmi S. A review on biological carbon sequestration: A sustainable solution for a cleaner air environment, less pollution and lower health risks // *J. King Saud Univ., Sci.* 2021. V. 33, No 2. Art. 101282. <https://doi.org/10.1016/j.jksus.2020.101282>.
19. Onyeaka H., Miri T., Obileke K., Hart A., Anumudu C., Al-Sharify Z.T. Minimizing carbon footprint via microalgae as a biological capture // *Carbon Capture Sci. Technol.* 2021. V. 1. Art. 100007. <https://doi.org/10.1016/j.ccsst.2021.100007>.
20. Cheah W.Y., Show P.L., Chang J.-S., Ling T.C., Juan J.C. Biosequestration of atmospheric CO₂ and flue gas-containing CO₂ by microalgae // *Bioresour. Technol.* 2015. V. 184. P. 190–201. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2014.11.026>.
21. Kumar K., Dasgupta C.N., Nayak B., Lindblad P., Das D. Development of suitable photobioreactors for CO₂ sequestration addressing global warming using green algae and cyanobacteria // *Bioresour. Technol.* 2011. V. 102, No 8. P. 4945–4953. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2011.01.054>.

22. Wang B., Lan C.Q. 15 – Biofixation of carbon dioxide (CO₂) by microorganisms // Maroto-Valer M.M. (Ed.) *Developments and Innovation in Carbon Dioxide (CO₂) Capture and Storage Technology*. Cambridge: Woodhead Publ., 2010. V. 2. P. 411–432. <https://doi.org/10.1533/9781845699581.4.411>.
23. Senatore A., Lania I., Corrente G.A., Basile A. Chapter 18 – CO₂ capture by bacteria and their enzymes // Rahimpour M.R., Farsi M., Makarem M.A. (Eds.) *Advances in Carbon Capture: Methods, Technologies and Applications*. Cambridge: Woodhead Publ., 2020. P. 407–429. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-819657-1.00018-9>.
24. Borrero-Santiago A.R., DelValls T.A., Riba I. Carbon capture and storage (CCS): Risk assessment focused on marine bacteria // *Ecotoxicol. Environ. Saf.* 2016. V. 131. P. 157–163. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2016.04.020>.
25. Thakur I.S., Kumar M., Varjani S.J., Wu Y., Gnansounou E., Ravindran S. Sequestration and utilization of carbon dioxide by chemical and biological methods for biofuels and biomaterials by chemoautotrophs: Opportunities and challenges // *Bioresour. Technol.* 2018. V. 256. P. 478–490. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2018.02.039>.
26. Giordano M., Beardall J., Raven J.A. CO₂ concentrating mechanisms in algae: Mechanisms, environmental modulation, and evolution // *Annu. Rev. Plant Biol.* 2005. V. 56:1. P. 99–131. <https://doi.org/10.1146/annurev.arplant.56.032604.144052>.
27. Wang B., Li Y.Q., Wu N., Lan C.Q. CO₂ bio-mitigation using microalgae // *Appl. Microbiol. Biotechnol.* 2008. V. 79, No 5. P. 707–718. <https://doi.org/10.1007/s00253-008-1518-y>.
28. Cheng J., Huang Y., Feng J., Sun J., Zhou J., Cen K. Improving CO₂ fixation efficiency by optimizing *Chlorella* PY-ZU1 culture conditions in sequential bioreactors // *Bioresour. Technol.* 2013. V. 144. P. 321–327. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2013.06.122>.
29. Russell C., Rodriguez C., Yaseen M. High-value biochemical products & applications of freshwater eukaryotic microalgae // *Sci. Total Environ.* 2022. V. 809. Art. 151111. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2021.151111>.
30. Yousuf A. Chapter 1 – Fundamentals of microalgae cultivation // Yousuf A. (Ed.) *Microalgae Cultivation for Biofuels Production*. Cambridge: Acad. Press, 2020. P. 1–9. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-817536-1.00001-1>.
31. Al-Dulaimi O., Rateb M.E., Hursthouse A.S., Thomson G., Yaseen M. The brown seaweeds of Scotland, their importance and applications // *Environments*. 2021. V. 8, No 6. Art. 59. <https://doi.org/10.3390/environments8060059>.
32. Mobin S., Alam F. Some promising microalgal species for commercial applications: A review // *Energy Procedia*. 2017. V. 110. P. 510–517. <https://doi.org/10.1016/j.egypro.2017.03.177>.
33. Ефимов П.Г. Альгология и микология: учебное пособие. М.: Товарищество научных изданий КМК, 2011. 120 с.
34. Белякова Г.А., Дьяков Ю.Т., Тарасов К.Л. Отдел охрофитовые водоросли (охрофиты) – *Ochrophyta* // Ботаника: учебник для студентов высших учебных заведений: в 4 т. М.: Академия, 2006. Т. 2. Водоросли и грибы. С. 50–138.
35. Schoch C.L., Ciufu S., Domrachev M., Hotton C.L., Kannan S., Khovanskaya R., Leipe D., McVeigh R., O'Neill K., Robbertse B., Sharma S., Soussov V., Sullivan J.P., Sun L., Turner S., Karsch-Mizrachi I. NCBI Taxonomy: A comprehensive update on curation, resources and tools // *Database*. 2020. V. 2020. P. 1–21. <https://doi.org/10.1093/database/baaa062>.
36. Sánchez-Baracaldo P., Bianchini G., Wilson J.D., Knoll A.H. Cyanobacteria and biogeochemical cycles through Earth history // *Trends Microbiol.* 2022. V. 30, No 2. P. 143–157. <https://doi.org/10.1016/j.tim.2021.05.008>.
37. Дворецкий Д.С., Темнов М.С., Устинская Я.В., Еськова М.А. Перспективные биотехнологии микроводорослей: учебное пособие. Тамбов: Издательский центр ТГТУ, 2022. 128 с.

38. *Bhatt N.C., Panwar A., Bisht T.S., Tamta S.* Coupling of algal biofuel production with wastewater // *Sci. World J.* 2014. V. 2014. Art. 210504. <https://doi.org/10.1155/2014/210504>.
39. *Jiang L., Luo S., Fan X., Yang Z., Guo R.* Biomass and lipid production of marine microalgae using municipal wastewater and high concentration of CO₂ // *Appl. Energy.* 2011. V. 88, No 10. P. 3336–3341. <https://doi.org/10.1016/j.apenergy.2011.03.043>.
40. *Saini R., Kapoor R., Kumar R., Siddiqi T.O., Kumar A.* CO₂ utilizing microbes – a comprehensive review // *Biotechnol. Adv.* 2011. V. 29, No 6. P. 949–960. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2011.08.009>.
41. *Yadav G., Dubey B.K., Sen R.* A comparative life cycle assessment of microalgal production by CO₂ sequestration from flue gas in outdoor raceway ponds under batch and semi-continuous regime // *J. Cleaner Prod.* 2020. V. 258. Art. 120703. <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2020.120703>.
42. *Zhou W., Chen P., Min M., Ma X., Wang J., Griffith R., Hussain F., Peng P., Xie Q., Li Y., Shi J., Meng J., Ruan R.* Environment-enhancing algal biofuel production using wastewaters // *Renewable Sustainable Energy Rev.* 2014. V. 36. P. 256–269. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2014.04.073>.
43. *De Godos I., Mendoza J.L., Acien F.G., Molina E., Banks C.J., Heaven S., Rogalla F.* Evaluation of carbon dioxide mass transfer in raceway reactors for microalgal culture using flue gases // *Bioresour. Technol.* 2014. V. 153. P. 307–314. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2013.11.087>.
44. *Sfz S., Van Den Hende S., Taelman S.E., De Meester S., Dewulf J.* Environmental sustainability assessment of a microalgae raceway pond treating aquaculture wastewater: From up-scaling to system integration // *Bioresour. Technol.* 2015. V. 190. P. 321–331. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2015.04.088>.
45. *Carneiro M., Maia I. B., Cunha P., Guerra I., Magina T., Santos T., Schulze P.S.C., Pereira H., Malcata F.X., Navalho J., Silva J., Otero A., Varela J.* Effects of LED lighting on *Nannochloropsis oceanica* grown in outdoor raceway ponds // *Algal Res.* 2022. V. 64. Art. 102685. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2022.102685>.
46. *Kiran B., Kumar R., Deshmukh D.* Perspectives of microalgal biofuels as a renewable source of energy // *Energy Convers. Manage.* 2014. V. 88. P. 1228–1244. <https://doi.org/10.1016/j.enconman.2014.06.022>.
47. *Faried M., Samer M., Abdelsalam E., Yousef R.S., Attia Y.A., Ali A.S.* Biodiesel production from microalgae: Processes, technologies and recent advancements // *Renewable Sustainable Energy Rev.* 2017. V. 79. P. 893–913. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2017.05.199>.
48. *Braga A., Mesquita D.P., Amaral A.L., Ferreira E.C., Belo I.* Aroma production by *Yarrowia lipolytica* in airlift and stirred tank bioreactors: differences in yeast metabolism and morphology // *Biochem. Eng. J.* 2015. V. 93. P. 55–62. <https://doi.org/10.1016/j.bej.2014.09.006>.
49. *Maltsev Y., Maltseva K., Kulikovskiy M., Maltseva S.* Influence of light conditions on microalgal growth and content of lipids, carotenoids, and fatty acid composition // *Biology.* 2021. V. 10, No 10. Art. 1060. <https://doi.org/10.3390/biology10101060>.
50. *Duarte J.H., de Moraes E.G., Radmann E.M., Costa J.A.V.* Biological CO₂ mitigation from coal power plant by *Chlorella fusca* and *Spirulina* sp. // *Bioresour. Technol.* 2017. V. 234. P. 472–475. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2017.03.066>.
51. *Yadav G., Karemore A., Dash S.K., Sen R.* Performance evaluation of a green process for microalgal CO₂ sequestration in closed photobioreactor using flue gas generated *in-situ* // *Bioresour. Technol.* 2015. V. 191. P. 399–406. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2015.04.040>.

52. *Chhandama M.V.L., Satyan K.B., Changmai B., Vanlalveni C., Rokhum S.L.* Microalgae as a feedstock for the production of biodiesel: A review // *Bioresour. Technol. Rep.* 2021. V. 15. Art. 100771. <https://doi.org/10.1016/j.biteb.2021.100771>.
53. *Ibn-Mohammed T., Greenough R., Taylor S., Ozawa-Meida L., Acquaye A.* Operational vs. embodied emissions in buildings – a review of current trends // *Energy Build.* 2013. V. 66. P. 232–245. <https://doi.org/10.1016/j.enbuild.2013.07.026>.
54. *Ho S.-H., Chen C.-Y., Lee D.-J., Chang J.-S.* Perspectives on microalgal CO₂-emission mitigation systems – a review // *Biotechnol. Adv.* 2011. V. 29, No 2. P. 189–198. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2010.11.001>.
55. *Trotta P.* A simple and inexpensive system for continuous monoxenic mass culture of marine microalgae // *Aquaculture.* 1981. V. 22. P. 383–387. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(81\)90165-4](https://doi.org/10.1016/0044-8486(81)90165-4).
56. *Aslam A., Thomas-Hall S.R., Mughal T.A., Schenk P.M.* Selection and adaptation of microalgae to growth in 100% unfiltered coal-fired flue gas // *Bioresour. Technol.* 2017. V. 233. P. 271–283. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2017.02.111>.
57. *Yaqoubnejad P., Rad H.A., Taghavijeloudar M.* Development a novel hexagonal airlift flat plate photobioreactor for the improvement of microalgae growth that simultaneously enhance CO₂ bio-fixation and wastewater treatment // *J. Environ. Manage.* 2021. V. 298. Art. 113482. <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2021.113482>.
58. *Khadim S.R., Singh P., Singh A.K., Tiwari A., Mohanta A., Asthana R.K.* Mass cultivation of *Dunaliella salina* in a flat plate photobioreactor and its effective harvesting // *Bioresour. Technol.* 2018. V. 270. P. 20–29. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2018.08.071>.
59. *Xiao R., Zheng Y.* Overview of microalgal extracellular polymeric substances (EPS) and their applications // *Biotechnol. Adv.* 2016. V. 34, No 7. P. 1225–1244. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2016.08.004>.
60. *Lam M.K., Lee K.T., Mohamed A.R.* Current status and challenges on microalgae-based carbon capture // *Int. J. Greenhouse Gas Control.* 2012. V. 10. P. 456–469. <https://doi.org/10.1016/j.ijggc.2012.07.010>.
61. *Abd Rahaman M.S., Cheng L.-H., Xu X.-H., Zhang L., Chen H.-L.* A review of carbon dioxide capture and utilization by membrane integrated microalgal cultivation processes // *Renew. Sust. Energ. Rev.* 2011. V. 15, No 8. P. 4002–4012. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2011.07.031>.
62. *Scholes C.A., Kentish S.E., Stevens G.W.* The effect of condensable minor components on the gas separation performance of polymeric membranes for carbon dioxide capture // *Energy Procedia.* 2009. V. 1, No 1. P. 311–317. <https://doi.org/10.1016/j.egypro.2009.01.043>.
63. *Mortezaeikia V., Yegani R., Tavakoli O.* Membrane-sparger vs. membrane contactor as a photobioreactors for carbon dioxide biofixation of *Synechococcus elongatus* in batch and semi-continuous mode // *J. CO₂ Util.* 2016. V. 16. P. 23–31. <https://doi.org/10.1016/j.jcou.2016.05.009>.
64. *Senatore V., Buonerba A., Zarra T., Oliva G., Belgiorno V., Boguniewicz-Zablocka J., Naddeo V.* Innovative membrane photobioreactor for sustainable CO₂ capture and utilization // *Chemosphere.* 2021. V. 273. Art. 129682. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2021.129682>.
65. *Zhang D., Fung K.Y., Ng K.M.* Novel filtration photobioreactor for efficient biomass production // *Ind. Eng. Chem. Res.* 2014. V. 53, No 33. P. 12927–12934. <https://doi.org/10.1021/ie501913k>.
66. *Fulazzaky M.A., Talaiekhosani A., Ponraj M., Abd Majid M.Z., Hadibarata T., Goli A.* Biofiltration process as an ideal approach to remove pollutants from

- polluted air // *Desalin. Water Treat.* 2014. V. 52, No 19–21. P. 3600–3615. <https://doi.org/10.1080/19443994.2013.854102>.
67. Zhang Y., Liu J., Xing H., Li J. Performance and fungal diversity of bio-trickling filters packed with composite media of polydimethylsiloxane and foam ceramics for hydrophobic VOC removal // *Chemosphere.* 2020. V. 256. Art. 127093. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2020.127093>.
68. Goli A., Shamiri A., Talaiekhazani A., Eshtiaghi N., Aghamohammadi N., Aroua M.K. An overview of biological processes and their potential for CO₂ capture // *J. Environ. Manage.* 2016. V. 183, Pt. 1. P. 41–58. <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2016.08.054>.
69. Douskova I., Doucha J., Livansky K., Machat J., Novak P., Umysova D., Zachleder V., Vitova M. Simultaneous flue gas bioremediation and reduction of microalgal biomass production costs // *Appl. Microbiol. Biotechnol.* 2009. V. 82. P. 179–185. <https://doi.org/10.1007/s00253-008-1811-9>.
70. Baba Y., Tanabe T., Shirai N., Watanabe T., Honda Y., Watanabe T. Pretreatment of Japanese cedar wood by white rot fungi and ethanolysis for bioethanol production // *Biomass Bioenergy.* 2011. V. 35, No 1. P. 320–324. <https://doi.org/10.1016/j.biombioe.2010.08.040>.
71. Ramanan R., Kannan K., Deshkar A., Yadav R., Chakrabarti T. Enhanced algal CO₂ sequestration through calcite deposition by *Chlorella* sp. and *Spirulina platensis* in a mini-raceway pond // *Bioresour. Technol.* 2010. V. 101, No 8. P. 2616–2622. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2009.10.061>.
72. Zhao B., Su Y. Process effect of microalgal-carbon dioxide fixation and biomass production: A review // *Renewable Sustainable Energy Rev.* 2014. V. 31. P. 121–132. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2013.11.054>.
73. Ho S.-H., Huang S.-W., Chen C.-Y., Hasunuma T., Kondo A., Chang J.-S. Bioethanol production using carbohydrate-rich microalgae biomass as feedstock // *Bioresour. Technol.* 2013. V. 135. P. 191–198. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2012.10.015>.
74. Ho S.-H., Chang J.-S., Lai Y.-Y., Chen C.-N.N. Achieving high lipid productivity of a thermotolerant microalga *Desmodesmus* sp. F2 by optimizing environmental factors and nutrient conditions // *Bioresour. Technol.* 2014. V. 156. P. 108–116. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2014.01.017>.
75. Kumar A., Ergas S., Yuan X., Sahu A., Zhang Q., Dewulf J., Malcata F.X., van Langenhove H. Enhanced CO₂ fixation and biofuel production via microalgae: Recent developments and future directions // *Trends Biotechnol.* 2010. V. 28, No 7. P. 371–380. <https://doi.org/10.1016/j.tibtech.2010.04.004>.
76. Verma R., Kumari K.V.L.K., Srivastava A., Kumar A. Photoautotrophic, mixotrophic, and heterotrophic culture media optimization for enhanced microalgae production // *J. Environ. Chem. Eng.* 2020. V. 8, No 5. Art. 104149. <https://doi.org/10.1016/j.jece.2020.104149>.
77. Aburai N., Nishida A., Abe K. Aerial microalgae *Coccomyxa simplex* isolated from a low-temperature, low-light environment, and its biofilm growth and lipid accumulation // *Algal Res.* 2021. V. 60. Art. 102522. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2021.102522>.
78. Liang Y., Tang J., Luo Y., Kaczmarek M.B., Li X., Daroch M. *Thermosynechococcus* as a thermophilic photosynthetic microbial cell factory for CO₂ utilisation // *Bioresour. Technol.* 2019. V. 278. P. 255–265. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2019.01.089>.
79. Perez-Garcia O., Escalante F.M.E., De-Bashan L.E., Bashan Y. Heterotrophic cultures of microalgae: Metabolism and potential products // *Water Res.* 2011. V. 45, No 1. P. 11–36. <https://doi.org/10.1016/j.watres.2010.08.037>.
80. Zeng X., Danquah M.K., Chen X.D., Lu Y. Microalgae bioengineering: From CO₂ fixation to biofuel production // *Renewable Sustainable Energy Rev.* 2011. V. 15, No 6. P. 3252–3260. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2011.04.014>.

81. *Cuaresma M., Garbayo I., Vega J.M., Vilchez C.* Growth and photosynthetic utilization of inorganic carbon of the microalga *Chlamydomonas acidophila* isolated from Tinto River // *Enzyme Microb. Technol.* 2006. V. 40, No. 1. P. 158–162. <https://doi.org/10.1016/j.enzmictec.2005.10.049>.
82. *Saini N., Pal K., Deepak B., Mona S.* Thermophilic algae: A new prospect towards environmental sustainability // *J. Cleaner Prod.* 2021. V. 324. Art. 129277. <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2021.129277>.
83. *Ghozzi K., Zemez M., Dhiab R.B., Challouf R., Yahia A., Omrane H., Ouada H.B.* Screening of thermophilic microalgae and cyanobacteria from Tunisian geothermal sources // *J. Arid Environ.* 2013. V. 97. P. 14–17. <https://doi.org/10.1016/j.jaridenv.2013.05.004>.
84. *Carvalho A.P., Silva S.O., Baptista J.M., Malcata F.X.* Light requirements in microalgal photobioreactors: An overview of biophotonic aspects // *Appl. Microbiol. Biotechnol.* 2011. V. 89, No 5. P. 1275–1288. <https://doi.org/10.1007/s00253-010-3047-8>.
85. *Ma S., Zeng W., Huang Y., Zhu X., Xia A., Zhu X., Liao Q.* Revealing the synergistic effects of cells, pigments, and light spectra on light transfer during microalgae growth: A comprehensive light attenuation model // *Bioresour. Technol.* 2022. V. 348. Art. 126777. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2022.126777>.
86. *Pires J.C.M., Alvim-Ferraz M.C.M., Martins F.G., Simoes M.* Carbon dioxide capture from flue gases using microalgae: Engineering aspects and biorefinery concept // *Renewable Sustainable Energy Rev.* 2012. V. 16, No 5. P. 3043–3053. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2012.02.055>.
87. *Lee K.T., Bhatia S., Mohamed A.R.* Preparation and characterization of sorbents prepared from ash (waste material) for sulfur dioxide (SO₂) removal // *J. Mater. Cycles Waste Manage.* 2005. V. 7, No 1. P. 16–23. <https://doi.org/10.1007/s10163-004-0121-2>.
88. *Lee J.-S., Kim D.-K., Lee J.-P., Park S.-C., Koh J.-H., Cho H.-S., Kim S.-W.* Effects of SO₂ and NO on growth of *Chlorella* sp. KR-1 // *Bioresour. Technol.* 2002. V. 82, No 1. P. 1–4. [https://doi.org/10.1016/S0960-8524\(01\)00158-4](https://doi.org/10.1016/S0960-8524(01)00158-4).
89. *Calijuri M.L., Silva T.A., Magalhaes I.B., Pereira A.S.A.D.P., Marangon B.B., de Assis L.R., Lorentz J.F.* Bioproducts from microalgae biomass: Technology, sustainability, challenges and opportunities // *Chemosphere.* 2022. V. 305. Art. 135508. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2022.135508>.
90. *Dineshbabu G., Goswami G., Kumar R., Sinha A., Das D.* Microalgae–nutritious, sustainable aqua-and animal feed source // *J. Funct. Foods.* 2019. V. 62. Art. 103545. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2019.103545>.
91. *Madeira M.S., Cardoso C., Lopes P.A., Coelho D., Afonso C., Bandarra N.M., Prates J.A.M.* Microalgae as feed ingredients for livestock production and meat quality: A review // *Livest. Sci.* 2017. V. 205. P. 111–121. <https://doi.org/10.1016/j.livsci.2017.09.020>.
92. *Kusmayadi A., Leong Y.K., Yen H.-W., Huang C.-Y., Chang J.-S.* Microalgae as sustainable food and feed sources for animals and humans – Biotechnological and environmental aspects // *Chemosphere.* 2021. V. 271. Art. 129800. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2021.129800>.
93. *Liu R., Li S., Tu Y., Hao X., Qiu F.* Recovery of value-added products by mining microalgae // *J. Environ. Manage.* 2022. V. 307. Art. 114512. <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2022.114512>.
94. *Sathasivam R., Radhakrishnan R., Hashem A., Abd Allah E.F.* Microalgae metabolites: A rich source for food and medicine // *Saudi J. Biol. Sci.* 2019. V. 26, No 4. P. 709–722. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2017.11.003>.
95. *Siddiki S.Y.A., Mofijur M., Kumar P.S., Ahmed S.F., Inayat A., Kusumo F., Badruddin I.A., Khan T.M.Y., Nghiem L.D., Ong H.C., Mahlia T.M.I.* Microalgae biomass as a sustainable

- source for biofuel, biochemical and biobased value-added products: An integrated biorefinery concept // *Fuel*. 2022. V. 307. Art. 121782. <https://doi.org/10.1016/j.fuel.2021.121782>.
96. *Ferreira de Oliveira A.P., Bragotto A.P.A.* Microalgae-based products: Food and public health // *Future Foods*. 2022. V. 6. Art. 100157. <https://doi.org/10.1016/j.fufo.2022.100157>.
97. *Spolaore P., Joannis-Cassan C., Duran E., Isambert A.* Commercial applications of microalgae // *J. Biosci. Bioeng.* 2006. V. 101, No 2. P. 87–96. <https://doi.org/10.1263/jbb.101.87>.
98. *Herrador M.* The Microalgae/Biomass Industry in Japan. An Assessment of Cooperation and Business Potential with European Companies // EU-Japan Centre for Industrial Cooperation. Minerva EU-Japan Fellowship. Ver. 21.08.2023. URL: <https://vdocuments.mx/microalgae-as-future-business-model-of-circular-.html?page=1>.
99. *Batista A.P., Gouveia L., Bandarra N.M., Franco J.M., Raymundo A.* Comparison of microalgal biomass profiles as novel functional ingredient for food products // *Algal Res.* 2013. V. 2, No 2. P. 164–173. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2013.01.004>.
100. *Dineshkumar R., Subramanian J., Gopalsamy J., Jayasingam P., Arumugam A., Kannadasan S., Sampathkumar P.* The impact of using microalgae as biofertilizer in maize (*Zea mays* L.) // *Waste Biomass Valorization*. 2019. V. 10, No 5. P. 1101–1110. <https://doi.org/10.1007/s12649-017-0123-7>.
101. *Guo S., Wang P., Wang X., Zou M., Liu C., Hao J.* Microalgae as biofertilizer in modern agriculture // Alam M.A., Xu J.-L., Wang Z. (Eds.) *Microalgae Biotechnology for Food, Health and High Value Products*. Singapore: Springer, 2020. P. 397–411. https://doi.org/10.1007/978-981-15-0169-2_12.
102. *Odjadjare E.C., Mutanda T., Olaniran A.O.* Potential biotechnological application of microalgae: A critical review // *Crit. Rev. Biotechnol.* 2017. V. 37, No 1. P. 37–52. <https://doi.org/10.3109/07388551.2015.1108956>.
103. *Alobwede E., Leake J.R., Pandhal J.* Circular economy fertilization: Testing micro and macro algal species as soil improvers and nutrient sources for crop production in greenhouse and field conditions // *Geoderma*. 2019. V. 334. P. 113–123. <https://doi.org/10.1016/j.geoderma.2018.07.049>.
104. *Cao T.N.-D., Mukhtar H., Le L.-T., Tran D.P.-H., Ngo M.T.T., Pham M.-D.-T., Nguyen T.-B., Vo T.-K.-Q., Bui X.-T.* Roles of microalgae-based biofertilizer in sustainability of green agriculture and food-water-energy security nexus // *Sci. Total Environ.* 2023. V. 870. Art. 161927. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2023.161927>.
105. *Castro J.D.S., Calijuri M.L., Ferreira J., Assemany P.P., Ribeiro V.J.* Microalgae based biofertilizer: A life cycle approach // *Sci. Total Environ.* 2020. V. 724. Art. 138138. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.138138>.
106. *Khan S.A., Sharma G.K., Malla F.A., Kumar A., Rashmi, Gupta N.* Microalgae based biofertilizers: A biorefinery approach to phycoremediate wastewater and harvest biodiesel and manure // *J. Cleaner Prod.* 2019. V. 211. P. 1412–1419. <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2018.11.281>.
107. *Park Y.H., Han S.-I., Oh B., Kim H.S., Jeon M.S., Kim S., Choi Y.-E.* Microalgal secondary metabolite productions as a component of biorefinery: A review // *Bioresour. Technol.* 2022. V. 344, Pt. A. Art. 126206. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2021.126206>.
108. *Rico M., Gonzalez A.G., Santana-Casiano M., Gonzalez-Davila M., Perez-Almeida N., de Tangil M.S.* Production of primary and secondary metabolites using algae // Tripathi B.N., Kumar D. (Eds.) *Prospects and Challenges in Algal Biotechnology*. Singapore: Springer, 2017. P. 311–326. https://doi.org/10.1007/978-981-10-1950-0_12.
109. *Muys M., Sui Y., Schwaiger B., Lesueur C., Vandenheuvel D., Vermeir P., Vlaeminck S.E.* High variability in nutritional value and safety of commercially available *Chlorella* and

- Spirulina biomass indicates the need for smart production strategies // *Bioresour. Technol.* 2019. V. 275. P. 247–257. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2018.12.059>.
110. Barka A., Blecker C. Microalgae as a potential source of single-cell proteins. A review // *Biotechnol., Agron., Soc. Environ.* 2016. V. 20, No 3. P. 427–436. <https://doi.org/10.25518/1780-4507.13132>.
111. Ritala A., Häkkinen S.T., Toivari M., Wiebe M.G. Single cell protein – state-of-the-art, industrial landscape and patents 2001–2016 // *Front. Microbiol.* 2017. V. 8. Art. 2009. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2017.02009>.
112. Abiusi F., Fernandez P.M., Canziani S., Janssen M., Wijffels R.H., Barbosa M. Mixotrophic cultivation of *Galdieria sulphuraria* for C-phycocyanin and protein production // *Algal Res.* 2022. V. 61. Art. 102603. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2021.102603>.
113. Mishra N., Gupta E., Singh P., Prasad R. Chapter 22 – Application of microalgae metabolites in food and pharmaceutical industry // Egbuna C., Mishra A.P., Goyal M.R. (Eds.) *Preparation of Phytopharmaceuticals for the Management of Disorders. The Development of Nutraceuticals and Traditional Medicine.* Oxford: Acad. Press, 2020. P. 391–408. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-820284-5.00005-8>.
114. Sui Y., Muys M., Vermeir P., D'Adamo S., Vlaeminck S.E. Light regime and growth phase affect the microalgal production of protein quantity and quality with *Dunaliella salina* // *Bioresour. Technol.* 2019. V. 275. P. 145–152. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2018.12.046>.
115. Sui Y., Vlaeminck S.E. Effects of salinity, pH and growth phase on the protein productivity by *Dunaliella salina* // *J. Chem. Technol. Biotechnol.* 2018. V. 94, No 4. P. 1032–1040. <https://doi.org/10.1002/jctb.5850>.
116. Eze C.N., Onyejiaka C.K., Ihim S.A., Ayoka T.O., Aduba C.C., Ndukwe J.K., Nwaiwu O., Onyeaka H. Bioactive compounds by microalgae and potentials for the management of some human disease conditions // *AIMS Microbiol.* 2023. V. 9, No 1. P. 55–74. <https://doi.org/10.3934/microbiol.2023004>.
117. Zhou L., Li K., Duan X., Hill D., Barrow C., Dunshea F., Martin G., Suleria H. Bioactive compounds in microalgae and their potential health benefits // *Food Biosci.* 2022. V. 49. Art. 101932. <https://doi.org/10.1016/j.fbio.2022.101932>.
118. Yen H.-W., Hu I.-C., Chen C.-Y., Ho S.-H., Lee D.-J., Chang J.-S. Microalgae-based biorefinery – from biofuels to natural products // *Bioresour. Technol.* 2013. V. 135. P. 166–174. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2012.10.099>.
119. John R.P., Anisha G.S., Nampootheri K.M., Pandey A. Micro and macroalgal biomass: A renewable source for bioethanol // *Bioresour. Technol.* 2011. V. 102, No 1. P. 186–193. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2010.06.139>.
120. Chochois V., Dauvillee D., Beyly A., Tolleter D., Cuine S., Timpano H., Ball S., Cournac L., Peltier G. Hydrogen production in *Chlamydomonas*: Photosystem II-dependent and -independent pathways differ in their requirement for starch metabolism // *Plant Physiol.* 2009. V. 151, No 2. P. 631–640. <https://doi.org/10.1104/pp.109.144576>.
121. Arad S.M., Levy-Ontman O. Red microalgal cell-wall polysaccharides: Biotechnological aspects // *Curr. Opin. Biotechnol.* 2010. V. 21, No 3. P. 358–364. <https://doi.org/10.1016/j.copbio.2010.02.008>.
122. Rajpoot A.S., Choudhary T., Chelladurai H., Verma T.N., Shende V. A comprehensive review on bioplastic production from microalgae // *Mater. Today: Proc.* 2022. V. 56, Pt. 1. P. 171–178. <https://doi.org/10.1016/j.matpr.2022.01.060>.
123. Cao K., Cui Y., Sun F., Zhang H., Fan J., Ge B., Cao Y., Wang X., Zhu X., Wei Z., Yao Q., Ma J., Wang Y., Meng C., Gao Z. Metabolic engineering and synthetic biology strategies

- for producing high-value natural pigments in Microalgae // *Biotechnol. Adv.* 2023. V. 68. Art. 108236. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2023.108236>.
124. *Milledge J.J.* Commercial application of microalgae other than as biofuels: A brief review // *Rev. Environ. Sci. Biotechnol.* 2011. V. 10, No 1. P. 31–41. <https://doi.org/10.1007/s11157-010-9214-7>.
125. *Xiao F.-G., Shen L., Ji H.-F.* On photoprotective mechanisms of carotenoids in light harvesting complex // *Biochem. Biophys. Res. Commun.* 2011. V. 414, No 1. P. 1–4. <https://doi.org/10.1016/j.bbrc.2011.09.049>.
126. *Levasseur W., Perre P., Pozzobon V.* A review of high value-added molecules production by microalgae in light of the classification // *Biotechnol. Adv.* 2020. V. 41. Art. 107545. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2020.107545>.
127. *Özçimen D., Inan B.* An overview of bioethanol production from algae // *Biernat K. (Ed.) Biofuel – Status and Perspective.* InTech, 2015. P. 141–162. <http://dx.doi.org/10.5772/59305>.
128. *Liang Y., Kashdan T., Sterner C., Dombrowski L., Petrick I., Kröger M., Höfer R.* Chapter 2 – Algal biorefineries // *Pandey A., Höfer R., Taherzadeh M., Nampoothiri K.M., Larroche C. (Eds.) Industrial Biorefineries & White Biotechnology.* Elsevier, 2015. P. 35–90. <https://doi.org/10.1016/B978-0-444-63453-5.00002-1>.
129. *Sinha R.P., Pathak J., Rajneesh, Ahmed H., Pandey A., Singh P.R., Mishra S., Häder D.P.* Chapter 5 – Cyanobacterial photoprotective compounds: Characterization and utilization in human welfare // *Sinha R.P., Häder D.-P. (Eds.) Natural Bioactive Compounds.* Academic Press, 2020. P. 83–114. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-820655-3.00005-7>.
130. *Moreau R.A., Whitaker B.D., Hicks K.B.* Phytosterols, phytostanols, and their conjugates in foods: Structural diversity, quantitative analysis, and health-promoting uses // *Prog. Lipid Res.* 2002. V. 41, No 6. P. 457–500. [https://doi.org/10.1016/S0163-7827\(02\)00006-1](https://doi.org/10.1016/S0163-7827(02)00006-1).
131. *Randhir A., Laird D.W., Maker G., Trengove R., Moheimani N.R.* Microalgae: A potential sustainable commercial source of sterols // *Algal Res.* 2020. V. 46. Art. 101772. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2019.101772>.
132. *Chowdhury H., Loganathan B.* Third-generation biofuels from microalgae: A review // *Curr. Opin. Green Sustainable Chem.* 2019. V. 20. P. 39–44. <https://doi.org/10.1016/j.cogsc.2019.09.003>.
133. *Razzak S.A., Lucky R.A., Hossain M.M., deLasa H.* Valorization of microalgae biomass to biofuel production: A review // *Energy Nexus.* 2022. V. 7. Art. 100139. <https://doi.org/10.1016/j.nexus.2022.100139>.
134. *Adekunle A.S., Oyekunle J.A.O., Oduwale A.I., Owootomo Y., Obisesan O.R., Elugoke S.E., Durodola S.S., Akintunde S.B., Oluwafemi O.S.* Biodiesel potential of used vegetable oils transesterified with biological catalysts // *Energy Rep.* 2020. V. 6. P. 2861–2871. <https://doi.org/10.1016/j.egy.2020.10.019>.
135. *Aragones M.M., Dominguez C.G., Ondrejčíková P., Torralvo F.A.* Bioenergy production side-streams availability assessment as decision making driver for sustainable valorisation technologies development. Case study: Bioethanol and biodiesel industries // *Energy Rep.* 2022. V. 8. P. 6856–6865. <https://doi.org/10.1016/j.egy.2022.05.030>.
136. *Sajid Z., Khan F., Zhang Y.* Process simulation and life cycle analysis of biodiesel production // *Renewable Energy.* 2016. V. 85. P. 945–952. <https://doi.org/10.1016/j.renene.2015.07.046>.
137. *Hidalgo P., Toro C., Ciudad G., Navia R.* Advances in direct transesterification of microalgal biomass for biodiesel production // *Rev. Environ. Sci. Bio/Technol.* 2013. V. 12, No S2. P. 179–199. <https://doi.org/10.1007/s11157-013-9308-0>.

138. Li X., Xu H., Wu Q. Large-scale biodiesel production from microalga *Chlorella protothecoides* through heterotrophic cultivation in bioreactors // *Biotechnol. Bioeng.* 2007. V. 98, No 4. P. 764–771. <https://doi.org/10.1002/bit.21489>.
139. Lai J.-Q., Hu Z.-L., Wang P.-W., Yang Z. Enzymatic production of microalgal biodiesel in ionic liquid [BMIm][PF₆] // *Fuel.* 2012. V. 95. P. 329–333. <https://doi.org/10.1016/j.fuel.2011.11.001>.
140. Miao X., Wu Q. Biodiesel production from heterotrophic microalgal oil // *Bioresour. Technol.* 2006. V. 97, No 6. P. 841–846. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2005.04.008>.
141. Vijayaraghavan K., Hemanathan K. Biodiesel production from freshwater algae // *Energy Fuels.* 2009. V. 23, No 11. P. 5448–5453. <https://doi.org/10.1021/ef9006033>.
142. Hossain A., Salleh A., Boyce A.N., Chowdhury P., Naquiuddin M. Biodiesel fuel production from algae as renewable energy // *Am. J. Biochem. Biotechnol.* 2008. V. 4, No 3. P. 250–254. <https://doi.org/10.3844/AJBBS.2008.250.254>.
143. Teo S.H., Islam A., Yusaf T., Taufiq-Yap Y.H. Transesterification of *Nannochloropsis oculata* microalga's oil to biodiesel using calcium methoxide catalyst // *Energy.* 2014. V. 78. P. 63–71. <https://doi.org/10.1016/j.energy.2014.07.045>.
144. Umdu E.S., Tuncer M., Seker E. Transesterification of *Nannochloropsis oculata* microalga's lipid to biodiesel on Al₂O₃ supported CaO and MgO catalysts // *Bioresour. Technol.* 2009. V. 100, No 11. P. 2828–2831. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2008.12.027>.
145. Kim K.H., Lee O.K., Kim C.H., Seo J.-W., Oh B.-R., Lee E.Y. Lipase-catalyzed *in-situ* biosynthesis of glycerol-free biodiesel from heterotrophic microalgae, *Aurantiochytrium* sp. KRS101 biomass // *Bioresour. Technol.* 2016. V. 211. P. 472–477. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2016.03.092>.
146. Hidalgo P., Ciudad G., Schober S., Mittelbach M., Navia R. Biodiesel synthesis by direct transesterification of microalga *Botryococcus braunii* with continuous methanol reflux // *Bioresour. Technol.* 2015. V. 181. P. 32–39. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2015.01.047>.
147. Chen C.-L., Huang C.-C., Ho K.-C., Hsiao P.-X., Wu M.-S., Chang J.-S. Biodiesel production from wet microalgae feedstock using sequential wet extraction/transesterification and direct transesterification processes // *Bioresour. Technol.* 2015. V. 194. P. 179–186. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2015.07.021>.
148. Ehimen E.A., Sun Z.F., Carrington C.G. Variables affecting the *in situ* transesterification of microalgae lipids // *Fuel.* 2010. V. 89, No 3. P. 677–684. <https://doi.org/10.1016/j.fuel.2009.10.011>.
149. Lee J.W.Y., Chia W.Y., Ong W.-J., Cheah W.-Y., Lim S.S., Chew K.W. Advances in catalytic transesterification routes for biodiesel production using microalgae // *Sustainable Energy Technol. Assess.* 2022. V. 52, Pt. D. Art. 102336. <https://doi.org/10.1016/j.seta.2022.102336>.
150. Levine R.B., Pinnarat T., Savage P.E. Biodiesel production from wet algal biomass through *in situ* lipid hydrolysis and supercritical transesterification // *Energy Fuels.* 2010. V. 24, No 9. P. 5235–5243. <https://doi.org/10.1021/ef1008314>.
151. Suh W.I., Mishra S.K., Kim T.-H., Farooq W., Moon M., Shrivastava A., Park M.S., Yang J.-W. Direct transesterification of wet microalgal biomass for preparation of biodiesel // *Algal Res.* 2015. V. 12. P. 405–411. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2015.10.006>.
152. Im H., Kim B., Lee J.W. Concurrent production of biodiesel and chemicals through wet *in situ* transesterification of microalgae // *Bioresour. Technol.* 2015. V. 193. P. 386–392. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2015.06.122>.
153. Jafari A., Esmaeilzadeh F., Mowla D., Sadatshojaei E., Heidari S., Wood D.A. New insights to direct conversion of wet microalgae impregnated with ethanol to biodiesel ex-

- ploiting extraction with supercritical carbon dioxide // *Fuel*. 2021. V. 285. Art. 119199. <https://doi.org/10.1016/j.fuel.2020.119199>.
154. *Wahidin S., Idris A., Shaleh S.R.M.* Ionic liquid as a promising biobased green solvent in combination with microwave irradiation for direct biodiesel production // *Bioresour. Technol.* 2016. V. 206. P. 150–154. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2016.01.084>.
155. *De Farias Silva C.E., Bertucco A.* Bioethanol from microalgae and cyanobacteria: A review and technological outlook // *Process Biochem.* 2016. V. 51, No 11. P. 1833–1842. <https://doi.org/10.1016/j.procbio.2016.02.016>.
156. *Vergara-Fernandez A., Vargas G., Alarcon N., Velasco A.* Evaluation of marine algae as a source of biogas in a two-stage anaerobic reactor system // *Biomass Bioenergy*. 2008. V. 32, No 4. P. 338–344. <https://doi.org/10.1016/j.biombioe.2007.10.005>.
157. *Bajwa K., Bishnoi N.R., Baloch M.Y.J., Kumar S.P.J.* Advancement in algal biomass based biobutanol production technologies and research trends // Singh A., Kothari R., Bajar S., Tyagi V.V. (Eds.) *Sustainable Butanol Biofuels*. CRC Press, 2023. P. 182–198. <https://doi.org/10.1201/9781003165408>.
158. *Hossain N., Hasan M.H., Mahlia T.M.I., Shamsuddin A.H., Silitonga A.S.* Feasibility of microalgae as feedstock for alternative fuel in Malaysia: A review // *Energy Strategy Rev.* 2020. V. 32. Art. 100536. <https://doi.org/10.1016/j.esr.2020.100536>.
159. *Hu Y., Gong M., Feng S., Xu C.C., Bassi A.* A review of recent developments of pre-treatment technologies and hydrothermal liquefaction of microalgae for bio-crude oil production // *Renewable Sustainable Energy Rev.* 2019. V. 101. P. 476–492. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2018.11.037>.
160. *Guo Y., Yeh T., Song W., Xu D., Wang S.* A review of bio-oil production from hydrothermal liquefaction of algae // *Renewable Sustainable Energy Rev.* 2015. V. 48. P. 776–790. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2015.04.049>.
161. *Suntivarakorn R., Treedet W., Singbua P., Teeramaetawat N.* Fast pyrolysis from Napier grass for pyrolysis oil production by using circulating fluidized bed reactor: Improvement of pyrolysis system and production cost // *Energy Rep.* 2018. V. 4. P. 565–575. <https://doi.org/10.1016/j.egy.2018.08.004>.
162. *Brown T.M., Duan P., Savage P.E.* Hydrothermal liquefaction and gasification of *Nannochloropsis* sp. // *Energy Fuels*. 2010. V. 24, No 6. P. 3639–3646. <https://doi.org/10.1021/ef100203u>.
163. *Martinez-Villarreal S., Breitenstein A., Nimmegeers P., Saura P.P., Hai B., Asomaning J., Eslami A.A., Billen P., Van Passel S., Bressler D.C., Debecker D.P., Remacle C., Richel A.* Drop-in biofuels production from microalgae to hydrocarbons: Microalgal cultivation and harvesting, conversion pathways, economics and prospects for aviation // *Biomass Bioenergy*. 2022. V. 165. Art. 106555. <https://doi.org/10.1016/j.biombioe.2022.106555>.
164. *Mahmudul H.M., Rasul M.G., Akbar D., Narayanan R., Mofijur M.* A comprehensive review of the recent development and challenges of a solar-assisted biodigester system // *Sci. Total Environ.* 2021. V. 753. Art. 141920. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.141920>.
165. *Passos F., Mota C., Donoso-Bravo A., Astals S., Jeison D., Muñoz R.* Biofuels from microalgae: Biomethane // Jacob-Lopes E., Zepka L.Q., Queiroz M.I. (Eds.) *Energy from Microalgae*. Springer: Cham, 2018. P. 247–270. https://doi.org/10.1007/978-3-319-69093-3_12.
166. *Gonzalez-Fernandez C., Sialve B., Molinuevo-Salces B.* Anaerobic digestion of microalgal biomass: Challenges, opportunities and research needs // *Bioresour. Technol.* 2015. V. 198. P. 896–906. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2015.09.095>.

167. Chandrasekhar K., Raj T., Ramanaiah S.V., Kumar G., Banu J.R., Varjani S., Sharma P., Pandey A., Kumar S., Kim S.-H. Algae biorefinery: A promising approach to promote microalgae industry and waste utilization // *J. Biotechnol.* 2022. V. 345. P. 1–16. <https://doi.org/10.1016/j.jbiotec.2021.12.008>.
168. Ali S.S., Mastropetros S.G., Schagerl M., Sakarika M., Elsamahy T., El-Sheekh M., Sun J., Kornaros M. Recent advances in wastewater microalgae-based biofuels production: A state-of-the-art review // *Energy Rep.* 2022. V. 8. P. 13253–13280. <https://doi.org/10.1016/j.egy.2022.09.143>.
169. Kaparapu J. Polyhydroxyalkanoate (PHA) production by genetically engineered microalgae: A review // *J. New Biol. Rep.* 2018. V. 7, No 2. P. 68–73.
170. Raza Z.A., Abid S., Banat I.M. Polyhydroxyalkanoates: Characteristics, production, recent developments and applications // *Int. Biodeterior. Biodegrad.* 2018. V. 126. P. 45–56. <https://doi.org/10.1016/j.ibiod.2017.10.001>.
171. Balaji S., Gopi K., Muthuvelan B. A review on production of poly β hydroxybutyrate from cyanobacteria for the production of bio plastics // *Algal Res.* 2013. V. 2, No 3. P. 278–285. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2013.03.002>.
172. Cassuriaga A.P.A., Freitas B.C.B., Morais M.G., Costa J.A.V. Innovative polyhydroxybutyrate production by *Chlorella fusca* grown with pentoses // *Bioresour. Technol.* 2018. V. 265. P. 456–463. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2018.06.026>.
173. Киселев Е.Г., Шишацкий О.Н., Сински Э.Дж. Техничко-технологические основы производства разрушаемых полигидроксиалканоатов // *Журнал Сибирского федерального университета. Биология.* 2012. Т. 5. Вып. 3. С. 300–310.
174. Kartik A., Akhil D., Lakshmi D., Gopinath K.P., Arun J., Sivaramakrishnan R., Pugazhendhi A. A critical review on production of biopolymers from algae biomass and their applications // *Bioresour. Technol.* 2021. V. 329. Art. 124868. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2021.124868>.

Поступила в редакцию 18.05.2023

Принята к публикации 31.08.2023

Глазунова Дарина Марковна, научный сотрудник НИЛ OpenLab «Биоконтроль»

Казанский (Приволжский) федеральный университет
ул. Кремлевская, д. 18, г. Казань, 420008, Россия
E-mail: darina.glazunova@yandex.ru

Галицкая Полина Юрьевна, доктор биологических наук, доцент, профессор кафедры прикладной экологии

Казанский (Приволжский) федеральный университет
ул. Кремлевская, д. 18, г. Казань, 420008, Россия
E-mail: gpolina33@yandex.ru

Селивановская Светлана Юрьевна, доктор биологических наук, профессор, директор Института экологии и природопользования, профессор кафедры прикладной экологии

Казанский (Приволжский) федеральный университет
ул. Кремлевская, д. 18, г. Казань, 420008, Россия
E-mail: svetlana.selivanovskaya@kpfu.ru

ORIGINAL ARTICLE

doi: 10.26907/2542-064X.2024.1.82-125

Atmospheric Carbon Sequestration Using Microalgae

D.M. Glazunova*, P.Yu. Galitskaya**, S.Yu. Selivanovskaya***

Kazan Federal University, Kazan, 420008 Russia

E-mail: *darina.glazunova@yandex.ru, **gpolina33@yandex.ru,
***svetlana.selivanovskaya@kpfu.ru

Received May 18, 2023; Accepted August 31, 2023

Abstract

This article outlines biotechnological methods that can help reduce atmospheric and industrial carbon dioxide emissions through the use of microalgae. A general description of microalgae was provided, and the most promising species for microalgal biotechnology were identified. The metabolic process by which microalgae capture and degrade carbon dioxide was described. The microalgae-based biotechnological systems and devices available today were analyzed. The key factors that need to be considered for the effective and successful use of microalgae were highlighted. Different products obtained from microalgal biomass after atmospheric carbon dioxide sequestration were overviewed.

Keywords: carbon dioxide, carbon sequestration, microalgae, microalgae biomass, biotechnological facilities for growing microalgae

Acknowledgements. This study was supported by the subsidy allocated to Kazan Federal University as part of the state program to enhance its competitiveness among the world's leading centers of science and education.

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

References

1. Canadell J.G., Kirschbaum M.U.F., Kurz W.A., Sanz M.-J., Schlamadinger B., Yamagata Y. Factoring out natural and indirect human effects on terrestrial carbon sources and sinks. *Environ. Sci. Policy*, 2007, vol. 10, no. 4, pp. 370–384. <https://doi.org/10.1016/j.envsci.2007.01.009>.
2. FY 2017 Agency Financial Report. Ver. 15.11. URL: <https://www.epa.gov/planandbudget/fy-2017-agency-financial-report>.
3. Kumar M., Sundaram S., Gnansounou E., Larroche C., Thakur I.S. Carbon dioxide capture, storage and production of biofuel and biomaterials by bacteria: A review. *Bioresour. Technol.*, 2018, vol. 247, pp. 1059–1068. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2017.09.050>.
4. Zhou W., Wang J., Chen P., Ji C., Kang Q., Lu B., Li K., Liu J., Ruan R. Bio-mitigation of carbon dioxide using microalgal systems: Advances and perspectives. *Renewable Sustainable Energy Rev.*, 2017, vol. 76, pp. 1163–1175. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2017.03.065>.
5. Vaz S., Jr., de Souza A.P.R., Baeta B.E.L. Technologies for carbon dioxide capture: A review applied to energy sectors. *Cleaner Eng. Technol.*, 2022, vol. 8, art. 100456. <https://doi.org/10.1016/j.clet.2022.100456>.
6. Paraschiv S., Paraschiv L.S. Trends of carbon dioxide (CO₂) emissions from fossil fuels combustion (coal, gas and oil) in the EU member states from 1960 to 2018. *Energy Rep.*, 2020, vol. 6, no. S8, pp. 237–242. <https://doi.org/10.1016/j.egy.2020.11.116>.

7. Akbostancı E., Tunç G.I., Türüt-Aşık S. Drivers of fuel based carbon dioxide emissions: The case of Turkey. *Renewable Sustainable Energy Rev.*, 2018, vol. 81, pt. 2, pp. 2599–2608. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2017.06.066>.
8. Wang X.G., Yan L. Driving factors and decoupling analysis of fossil fuel related-carbon dioxide emissions in China. *Fuel*, 2022, vol. 314, art. 122869. <https://doi.org/10.1016/j.fuel.2021.122869>.
9. Singh P., Srivastava R. Utilization of bio-inspired catalyst for CO₂ reduction into green fuels: Recent advancement and future perspectives. *J. CO₂ Util.*, 2021, vol. 53, art. 101748. <https://doi.org/10.1016/j.jcou.2021.101748>.
10. Becattini V., Gabrielli P., Antonini C., Campos J., Acquilino A., Sansavini G., Mazzotti M. Carbon dioxide capture, transport and storage supply chains: Optimal economic and environmental performance of infrastructure rollout. *Int. J. Greenhouse Gas Control*, 2022, vol. 117, art.103635. <https://doi.org/10.1016/j.ijggc.2022.103635>.
11. Cheah W.Y., Ling T.C., Juan J.C., Lee D.-J., Chang J.-S., Show P.L. Biorefineries of carbon dioxide: From carbon capture and storage (CCS) to bioenergies production. *Bioresour. Technol.*, 2016, vol. 215, pp. 346–356. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2016.04.019>.
12. Salih H.A., Pokhrel J., Reinalda D., AlNashf I., Khaleel M., Vega L.F., Karanikolos G.N., Zahra M.A. Hybrid-Slurry/Nanofluid systems as alternative to conventional chemical absorption for carbon dioxide capture: A review. *Int. J. Greenhouse Gas Control*, 2021, vol. 110, art. 103415. <https://doi.org/10.1016/j.ijggc.2021.103415>.
13. Mukherjee A., Okolie J.A., Abdelrasoul A., Niu C., Dalai A.K. Review of post-combustion carbon dioxide capture technologies using activated carbon. *J. Environ. Sci.*, 2019, vol. 83. pp. 46–63. <https://doi.org/10.1016/j.jes.2019.03.014>.
14. Gür T.M. Carbon dioxide emissions, capture, storage and utilization: Review of materials, processes and technologies. *Prog. Energy Combust. Sci.*, 2022, vol. 89, art. 100965. <https://doi.org/10.1016/j.peccs.2021.100965>.
15. Bhatia S.K., Bhatia R.K., Jeon J.-M., Kumar G., Yang Y.-H. Carbon dioxide capture and bioenergy production using biological system – a review. *Renewable Sustainable Energy Rev.*, 2019, vol. 110. pp. 143–158. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2019.04.070>.
16. Aghaalipour E., Akbulut A., Güllü G. Carbon dioxide capture with microalgae species in continuous gas-supplied closed cultivation systems. *Biochem. Eng. J.*, 2020, vol. 163, art. 107741. <https://doi.org/10.1016/j.bej.2020.107741>.
17. Zahed M.A., Movahed E., Khodayari A., Zanganeh S., Badamaki M. Biotechnology for carbon capture and fixation: Critical review and future directions. *J. Environ. Manage.*, 2021, vol. 293, art. 112830. <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2021.112830>.
18. Gayathri R., Mahboob S., Govindarajan M., Al-Ghanim K.A., Ahmed Z., Al-Mulhm N., Vodovnik M., Vijayalakshmi S. A review on biological carbon sequestration: A sustainable solution for a cleaner air environment, less pollution and lower health risks. *J. King Saud Univ., Sci.*, 2021, vol. 33, no. 2, art. 101282. <https://doi.org/10.1016/j.jksus.2020.101282>.
19. Onyeaka H., Miri T., Obileke K., Hart A., Anumudu C., Al-Sharify Z.T. Minimizing carbon footprint via microalgae as a biological capture. *Carbon Capture Sci. Technol.*, 2021, vol. 1, art. 100007. <https://doi.org/10.1016/j.ccst.2021.100007>.
20. Cheah W.Y., Show P.L., Chang J.-S., Ling T.C., Juan J.C. Biosequestration of atmospheric CO₂ and flue gas-containing CO₂ by microalgae. *Bioresour. Technol.*, 2015, vol. 184, pp. 190–201. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2014.11.026>.
21. Kumar K., Dasgupta C.N., Nayak B., Lindblad P., Das D. Development of suitable photobioreactors for CO₂ sequestration addressing global warming using green algae and cyanobacteria. *Bioresour. Technol.*, 2011, vol. 102, no. 8, pp. 4945–4953. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2011.01.054>.
22. Wang B., Lan C.Q. 15 – Biofixation of carbon dioxide (CO₂) by microorganisms. In: Maroto-Valer M.M. (Ed.) *Developments and Innovation in Carbon Dioxide (CO₂) Capture and Storage Technology*. Vol. 2. Cambridge, Woodhead Publ., 2010, pp. 411–432. <https://doi.org/10.1533/9781845699581.4.411>.
23. Senatore A., Lania I., Corrente G.A., Basile A. Chapter 18 – CO₂ capture by bacteria and their enzymes. In: Rahimpour M.R., Farsi M., Makarem M.A. (Eds.) *Advances in Carbon Capture:*

- Methods, Technologies and Applications*. Cambridge, Woodhead Publ., 2020, pp. 407–429. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-819657-1.00018-9>.
24. Borrero-Santiago A.R., DelValls T.A., Riba I. Carbon capture and storage (CCS): Risk assessment focused on marine bacteria. *Ecotoxicol. Environ. Saf.*, 2016, vol. 131, pp. 157–163. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2016.04.020>.
 25. Thakur I.S., Kumar M., Varjani S.J., Wu Y., Gnansounou E., Ravindran S. Sequestration and utilization of carbon dioxide by chemical and biological methods for biofuels and biomaterials by chemoautotrophs: Opportunities and challenges. *Bioresour. Technol.*, 2018, vol. 256, pp. 478–490. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2018.02.039>.
 26. Giordano M., Beardall J., Raven J.A. CO₂ concentrating mechanisms in algae: Mechanisms, environmental modulation, and evolution. *Annu. Rev. Plant Biol.*, 2005, vol. 56:1, pp. 99–131. <https://doi.org/10.1146/annurev.arplant.56.032604.144052>
 27. Wang B., Li Y.Q., Wu N., Lan C.Q. CO₂ bio-mitigation using microalgae. *Appl. Microbiol. Biotechnol.*, 2008, vol. 79, no. 5, pp. 707–718. <https://doi.org/10.1007/s00253-008-1518-y>.
 28. Cheng J., Huang Y., Feng J., Sun J., Zhou J., Cen K. Improving CO₂ fixation efficiency by optimizing *Chlorella* PY-ZU1 culture conditions in sequential bioreactors. *Bioresour. Technol.*, 2013, vol. 144, pp. 321–327. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2013.06.122>.
 29. Russell C., Rodriguez C., Yaseen M. High-value biochemical products & applications of freshwater eukaryotic microalgae. *Sci. Total Environ.*, 2022, vol. 809, art. 151111. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2021.151111>.
 30. Yousuf A. Chapter 1 – Fundamentals of microalgae cultivation. In: Yousuf A. (Ed.) *Microalgae Cultivation for Biofuels Production*. Cambridge, Acad. Press, 2020, pp. 1–9. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-817536-1.00001-1>.
 31. Al-Dulaimi O., Rateb M.E., Hursthouse A.S., Thomson G., Yaseen M. The brown seaweeds of Scotland, their importance and applications. *Environments*, 2021, vol. 8, no. 6, art. 59. <https://doi.org/10.3390/environments8060059>.
 32. Mobin S., Alam F. Some promising microalgal species for commercial applications: A review. *Energy Procedia*, 2017, vol. 110, pp. 510–517. <https://doi.org/10.1016/j.egypro.2017.03.177>.
 33. Efimov P.G. *Al'gologiya i mikologiya: uchebnoe posobie* [Algology and Mycology: A Study Guide]. Moscow, Tov-vo. Nauchn. Izd. KMK, 2011. 120 p. (In Russian)
 34. Belyakova G.A., D'yakov Yu.T., Tarasov K.L. Ochrophyte algae (ochrophytes) – *Ochrophyta*. In: *Botanika: uchebnik dlya studentov vysshikh uchebnykh zavedenii* [Botany: A Textbook for Students of Higher Education Institutions]. Vol. 2: Algae and fungi. Moscow, Akademiya, 2006, pp. 50–138. (In Russian)
 35. Schoch C.L., Ciufu S., Domrachev M., Hotton C.L., Kannan S., Khovanskaya R., Leipe D., McVeigh R., O'Neill K., Robbertse B., Sharma S., Soussov V., Sullivan J.P., Sun L., Turner S., Karsch-Mizrachi I. NCBI Taxonomy: A comprehensive update on curation, resources and tools. *Database*, 2020, vol. 2020, pp. 1–21. <https://doi.org/10.1093/database/baaa062>.
 36. Sánchez-Baracaldo P., Bianchini G., Wilson J.D., Knoll A.H. Cyanobacteria and biogeochemical cycles through Earth history. *Trends Microbiol.*, 2022, vol. 30, no. 2, pp. 143–157. <https://doi.org/10.1016/j.tim.2021.05.008>.
 37. Dvoretiskii D.S., Temnov M.S., Ustinskaya Ya.V., Es'kova M.A. *Perspektivnye biotekhnologii mikrovdoroslei: uchebnoe posobie* [Potential Biotechnological Applications of Microalgae: A Textbook]. Tambov, Izd. Tsentra TGTU, 2022. 128 p. (In Russian)
 38. Bhatt N.C., Panwar A., Bisht T.S., Tanta S. Coupling of algal biofuel production with wastewater. *Sci. World J.*, 2014, vol. 2014, art. 210504. <https://doi.org/10.1155/2014/210504>.
 39. Jiang L., Luo S., Fan X., Yang Z., Guo R. Biomass and lipid production of marine microalgae using municipal wastewater and high concentration of CO₂. *Appl. Energy*, 2011, vol. 88, no. 10, pp. 3336–3341. <https://doi.org/10.1016/j.apenergy.2011.03.043>.
 40. Saini R., Kapoor R., Kumar R., Siddiqi T.O., Kumar A. CO₂ utilizing microbes – a comprehensive review. *Biotechnol. Adv.*, 2011, vol. 29, no. 6, pp. 949–960. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2011.08.009>.

41. Yadav G., Dubey B.K., Sen R. A comparative life cycle assessment of microalgae production by CO₂ sequestration from flue gas in outdoor raceway ponds under batch and semi-continuous regime. *J. Cleaner Prod.*, 2020, vol. 258, art. 120703. <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2020.120703>.
42. Zhou W., Chen P., Min M., Ma X., Wang J., Griffith R., Hussain F., Peng P., Xie Q., Li Y., Shi J., Meng J., Ruan R. Environment-enhancing algal biofuel production using wastewaters. *Renewable Sustainable Energy Rev.*, 2014, vol. 36, pp. 256–269. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2014.04.073>.
43. De Godos I., Mendoza J.L., Acien F.G., Molina E., Banks C.J., Heaven S., Rogalla F. Evaluation of carbon dioxide mass transfer in raceway reactors for microalgae culture using flue gases. *Bioresour. Technol.*, 2014, vol. 153, pp. 307–314. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2013.11.087>.
44. Sfez S., Van Den Hende S., Taelman S.E., De Meester S., Dewulf J. Environmental sustainability assessment of a microalgae raceway pond treating aquaculture wastewater: From up-scaling to system integration. *Bioresour. Technol.*, 2015, vol. 190, pp. 321–331. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2015.04.088>.
45. Carneiro M., Maia I. B., Cunha P., Guerra I., Magina T., Santos T., Schulze P.S.C., Pereira H., Malcata F.X., Navalho J., Silva J., Otero A., Varela J. Effects of LED lighting on *Nannochloropsis oceanica* grown in outdoor raceway ponds. *Algal Res.*, 2022, vol. 64, art. 102685. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2022.102685>.
46. Kiran B., Kumar R., Deshmukh D. Perspectives of microalgal biofuels as a renewable source of energy. *Energy Convers. Manage.*, 2014, vol. 88, pp. 1228–1244. <https://doi.org/10.1016/j.enconman.2014.06.022>.
47. Faried M., Samer M., Abdelsalam E., Yousef R.S., Attia Y.A., Ali A.S. Biodiesel production from microalgae: Processes, technologies and recent advancements. *Renewable Sustainable Energy Rev.*, 2017, vol. 79, pp. 893–913. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2017.05.199>.
48. Braga A., Mesquita D.P., Amaral A.L., Ferreira E.C., Belo I. Aroma production by *Yarrowia lipolytica* in airlift and stirred tank bioreactors: Differences in yeast metabolism and morphology. *Biochem. Eng. J.*, 2015, vol. 93, pp. 55–62. <https://doi.org/10.1016/j.bej.2014.09.006>.
49. Maltsev Y., Maltseva K., Kulikovskiy M., Maltseva S. Influence of light conditions on microalgae growth and content of lipids, carotenoids, and fatty acid composition. *Biology*, 2021, vol. 10, no. 10, art. 1060. <https://doi.org/10.3390/biology10101060>.
50. Duarte J.H., de Morais E.G., Radmann E.M., Costa J.A.V. Biological CO₂ mitigation from coal power plant by *Chlorella fusca* and *Spirulina* sp. *Bioresour. Technol.*, 2017, vol. 234, pp. 472–475. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2017.03.066>.
51. Yadav G., Karemora A., Dash S.K., Sen R. Performance evaluation of a green process for microalgal CO₂ sequestration in closed photobioreactor using flue gas generated *in-situ*. *Bioresour. Technol.*, 2015, vol. 191, pp. 399–406. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2015.04.040>.
52. Chhandama M.V.L., Satyan K.B., Changmai B., Vanlalveni C., Rokhum S.L. Microalgae as a feedstock for the production of biodiesel: A review. *Bioresour. Technol. Rep.*, 2021, vol. 15, art. 100771. <https://doi.org/10.1016/j.biteb.2021.100771>.
53. Ibn-Mohammed T., Greenough R., Taylor S., Ozawa-Meida L., Acquaye A. Operational vs. embodied emissions in buildings – a review of current trends. *Energy Build.*, 2013, vol. 66, pp. 232–245. <https://doi.org/10.1016/j.enbuild.2013.07.026>.
54. Ho S.-H., Chen C.-Y., Lee D.-J., Chang J.-S. Perspectives on microalgal CO₂-emission mitigation systems – a review. *Biotechnol. Adv.*, 2011, vol. 29, no. 2, pp. 189–198. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2010.11.001>.
55. Trotta P. A simple and inexpensive system for continuous monoxenic mass culture of marine microalgae. *Aquaculture*, 1981, vol. 22, pp. 383–387. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(81\)90165-4](https://doi.org/10.1016/0044-8486(81)90165-4).
56. Aslam A., Thomas-Hall S.R., Mughal T.A., Schenk P.M. Selection and adaptation of microalgae to growth in 100% unfiltered coal-fired flue gas. *Bioresour. Technol.*, 2017, vol. 233, pp. 271–283. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2017.02.111>.
57. Yaqoubnejad P., Rad H.A., Taghavijeloudar M. Development a novel hexagonal airlift flat plate photobioreactor for the improvement of microalgae growth that simultaneously enhance CO₂ bio-fixation and wastewater treatment. *J. Environ. Manage.*, 2021, vol. 298, art. 113482. <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2021.113482>.

58. Khadim S.R., Singh P., Singh A.K., Tiwari A., Mohanta A., Asthana R.K. Mass cultivation of *Dunaliella salina* in a flat plate photobioreactor and its effective harvesting. *Bioresour. Technol.*, 2018, vol. 270, pp. 20–29. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2018.08.071>.
59. Xiao R., Zheng Y. Overview of microalgal extracellular polymeric substances (EPS) and their applications. *Biotechnol. Adv.*, 2016, vol. 34, no. 7, pp. 1225–1244. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2016.08.004>.
60. Lam M.K., Lee K.T., Mohamed A.R. Current status and challenges on microalgae-based carbon capture. *Int. J. Greenhouse Gas Control*, 2012, vol. 10, pp. 456–469. <https://doi.org/10.1016/j.ijggc.2012.07.010>.
61. Abd Rahaman M.S., Cheng L.-H., Xu X.-H., Zhang L., Chen H.-L. A review of carbon dioxide capture and utilization by membrane integrated microalgal cultivation processes. *Renewable Sustainable Energy Rev.*, 2011, vol. 15, no. 8, pp. 4002–4012. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2011.07.031>.
62. Scholes C.A., Kentish S.E., Stevens G.W. The effect of condensable minor components on the gas separation performance of polymeric membranes for carbon dioxide capture. *Energy Procedia*, 2009, vol. 1, no. 1, pp. 311–317. <https://doi.org/10.1016/j.egypro.2009.01.043>.
63. Mortezaeikia V., Yegani R., Tavakoli O. Membrane-sparger vs. membrane contactor as a photobioreactors for carbon dioxide biofixation of *Synechococcus elongatus* in batch and semi-continuous mode. *J. CO₂ Util.*, 2016, vol. 16, pp. 23–31. <https://doi.org/10.1016/j.jcou.2016.05.009>.
64. Senatore V., Buonerba A., Zarra T., Oliva G., Belgiorno V., Boguniewicz-Zablocka J., Naddeo V. Innovative membrane photobioreactor for sustainable CO₂ capture and utilization. *Chemosphere*, 2021, vol. 273, art. 129682. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2021.129682>.
65. Zhang D., Fung K.Y., Ng K.M. Novel filtration photobioreactor for efficient biomass production. *Ind. Eng. Chem. Res.*, 2014, vol. 53, no. 33, pp. 12927–12934. <https://doi.org/10.1021/ie501913k>.
66. Fulazzaky M.A., Talaiekhazani A., Ponraj M., Abd Majid M.Z., Hadibarata T., Goli A. Biofiltration process as an ideal approach to remove pollutants from polluted air. *Desalin. Water Treat.*, 2014, vol. 52, nos. 19–21, pp. 3600–3615. <https://doi.org/10.1080/19443994.2013.854102>.
67. Zhang Y., Liu J., Xing H., Li J. Performance and fungal diversity of bio-trickling filters packed with composite media of polydimethylsiloxane and foam ceramics for hydrophobic VOC removal. *Chemosphere*, 2020, vol. 256, art. 127093. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2020.127093>.
68. Goli A., Shamiri A., Talaiekhazani A., Eshtiaghi N., Aghamohammadi N., Aroua M.K. An overview of biological processes and their potential for CO₂ capture. *J. Environ. Manage.*, 2016, vol. 183, pt. 1, pp. 41–58. <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2016.08.054>.
69. Douskova I., Doucha J., Livansky K., Machat J., Novak P., Umysova D., Zachleder V., Vitova M. Simultaneous flue gas bioremediation and reduction of microalgal biomass production costs. *Appl. Microbiol. Biotechnol.*, 2009, vol. 82, pp. 179–185. <https://doi.org/10.1007/s00253-008-1811-9>.
70. Baba Y., Tanabe T., Shirai N., Watanabe T., Honda Y., Watanabe T. Pretreatment of Japanese cedar wood by white rot fungi and ethanolysis for bioethanol production. *Biomass Bioenergy*, 2011, vol. 35, no. 1, pp. 320–324. <https://doi.org/10.1016/j.biombioe.2010.08.040>.
71. Ramanan R., Kannan K., Deshkar A., Yadav R., Chakrabarti T. Enhanced algal CO₂ sequestration through calcite deposition by *Chlorella* sp. and *Spirulina platensis* in a mini-raceway pond. *Bioresour. Technol.*, 2010, vol. 101, no. 8, pp. 2616–2622. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2009.10.061>.
72. Zhao B., Su Y. Process effect of microalgal-carbon dioxide fixation and biomass production: A review. *Renewable Sustainable Energy Rev.*, 2014, vol. 31, pp. 121–132. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2013.11.054>.
73. Ho S.-H., Huang S.-W., Chen C.-Y., Hasunuma T., Kondo A., Chang J.-S. Bioethanol production using carbohydrate-rich microalgae biomass as feedstock. *Bioresour. Technol.*, 2013, vol. 135, pp. 191–198. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2012.10.015>.
74. Ho S.-H., Chang J.-S., Lai Y.-Y., Chen C.-N.N. Achieving high lipid productivity of a thermotolerant microalga *Desmodesmus* sp. F2 by optimizing environmental factors and nutrient conditions. *Bioresour. Technol.*, 2014, vol. 156, pp. 108–116. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2014.01.017>.
75. Kumar A., Ergas S., Yuan X., Sahu A., Zhang Q., Dewulf J., Malcata F.X., van Langenhove H. Enhanced CO₂ fixation and biofuel production via microalgae: Recent devel-

- opments and future directions. *Trends Biotechnol.*, 2010, vol. 28, no. 7, pp. 371–380. <https://doi.org/10.1016/j.tibtech.2010.04.004>.
76. Verma R., Kumari K.V.L.K., Srivastava A., Kumar A. Photoautotrophic, mixotrophic, and heterotrophic culture media optimization for enhanced microalgae production. *J. Environ. Chem. Eng.*, 2020, vol. 8, no. 5, art. 104149. <https://doi.org/10.1016/j.jece.2020.104149>.
77. Aburai N., Nishida A., Abe K. Aerial microalgae *Coccomyxa simplex* isolated from a low-temperature, low-light environment, and its biofilm growth and lipid accumulation. *Algal Res.*, 2021, vol. 60, art. 102522. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2021.102522>.
78. Liang Y., Tang J., Luo Y., Kaczmarek M.B., Li X., Daroch M. Thermophilic photosynthetic microbial cell factory for CO₂ utilisation. *Bioresour. Technol.*, 2019, vol. 278, pp. 255–265. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2019.01.089>.
79. Perez-Garcia O., Escalante F.M., De-Bashan L.E., Bashan Y. Heterotrophic cultures of microalgae: Metabolism and potential products. *Water Res.*, 2011, vol. 45, no. 1, pp. 11–36. <https://doi.org/10.1016/j.watres.2010.08.037>.
80. Zeng X., Danquah M.K., Chen X.D., Lu Y. Microalgae bioengineering: From CO₂ fixation to biofuel production. *Renewable Sustainable Energy Rev.*, 2011, vol. 15, no. 6, pp. 3252–3260. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2011.04.014>.
81. Cuaresma M., Garbayo I., Vega J.M., Vilchez C. Growth and photosynthetic utilization of inorganic carbon of the microalga *Chlamydomonas acidophila* isolated from Tinto River. *Enzyme Microb. Technol.*, 2006, vol. 40, no. 1, pp. 158–162. <https://doi.org/10.1016/j.enzmictec.2005.10.049>.
82. Saini N., Pal K., Deepak B., Mona S. Thermophilic algae: A new prospect towards environmental sustainability. *J. Cleaner Prod.*, 2021, vol. 324, art. 129277. <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2021.129277>.
83. Ghozzi K., Zemzem M., Dhiab R.B., Challouf R., Yahia A., Omrane H., Ouada H.B. Screening of thermophilic microalgae and cyanobacteria from Tunisian geothermal sources. *J. Arid Environ.*, 2013, vol. 97, pp. 14–17. <https://doi.org/10.1016/j.jaridenv.2013.05.004>.
84. Carvalho A.P., Silva S.O., Baptista J.M., Malcata F.X. Light requirements in microalgal photobioreactors: An overview of biophotonic aspects. *Appl. Microbiol. Biotechnol.*, 2011, vol. 89, no. 5, pp. 1275–1288. <https://doi.org/10.1007/s00253-010-3047-8>.
85. Ma S., Zeng W., Huang Y., Zhu X., Xia A., Zhu X., Liao Q. Revealing the synergistic effects of cells, pigments, and light spectra on light transfer during microalgae growth: A comprehensive light attenuation model. *Bioresour. Technol.*, 2022, vol. 348, art. 126777. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2022.126777>.
86. Pires J.C.M., Alvim-Ferraz M.C.M., Martins F.G., Simoes M. Carbon dioxide capture from flue gases using microalgae: Engineering aspects and biorefinery concept. *Renewable Sustainable Energy Rev.*, 2012, vol. 16, no. 5, pp. 3043–3053. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2012.02.055>.
87. Lee K.T., Bhatia S., Mohamed A.R. Preparation and characterization of sorbents prepared from ash (waste material) for sulfur dioxide (SO₂) removal. *J. Mater. Cycles Waste Manage.*, 2005, vol. 7, pp. 16–23. <https://doi.org/10.1007/s10163-004-0121-2>.
88. Lee J.-S., Kim D.-K., Lee J.-P., Park S.-C., Koh J.-H., Cho H.-S., Kim S.-W. Effects of SO₂ and NO on growth of *Chlorella* sp. KR-1. *Bioresour. Technol.*, 2002, vol. 82, no. 1, pp. 1–4. [https://doi.org/10.1016/S0960-8524\(01\)00158-4](https://doi.org/10.1016/S0960-8524(01)00158-4).
89. Calijuri M.L., Silva T.A., Magalhaes I.B., Pereira A.S.A.D.P., Marangon B.B., deAssis L.R., Lorentz J.F. Bioproducts from microalgae biomass: Technology, sustainability, challenges and opportunities. *Chemosphere*, 2022, vol. 305, art. 135508. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2022.135508>.
90. Dineshbabu G., Goswami G., Kumar R., Sinha A., Das D. Microalgae–nutritious, sustainable aqua-and animal feed source. *J. Funct. Foods*, 2019, vol. 62, art. 103545. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2019.103545>.
91. Madeira M.S., Cardoso C., Lopes P.A., Coelho D., Afonso C., Bandarra N.M., Prates J.A.M. Microalgae as feed ingredients for livestock production and meat quality: A review. *Livest. Sci.*, 2017, vol. 205, pp. 111–121. <https://doi.org/10.1016/j.livsci.2017.09.020>.
92. Kusmayadi A., Leong Y.K., Yen H.-W., Huang C.-Y., Chang J.-S. Microalgae as sustainable food and feed sources for animals and humans – biotechnological and environmental aspects. *Chemosphere*, 2021, vol. 271, art. 129800. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2021.129800>.

93. Liu R., Li S., Tu Y., Hao X., Qiu F. Recovery of value-added products by mining microalgae. *J. Environ. Manage.*, 2022, vol. 307, art. 114512. <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2022.114512>.
94. Sathasivam R., Radhakrishnan R., Hashem A., Abd Allah E.F. Microalgae metabolites: A rich source for food and medicine. *Saudi J. Biol. Sci.*, 2019, vol. 26, no. 4, pp. 709–722. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2017.11.003>.
95. Siddiki S.Y.A., Mofijur M., Kumar P.S., Ahmed S.F., Inayat A., Kusumo F., Badruddin I.A., Khan T.M.Y., Nghiem L.D., Ong H.C., Mahlia T.M.I. Microalgae biomass as a sustainable source for biofuel, biochemical and biobased value-added products: An integrated biorefinery concept. *Fuel*, 2022, vol. 307, art. 121782. <https://doi.org/10.1016/j.fuel.2021.121782>.
96. Ferreira de Oliveira A.P., Bragotto A.P.A. Microalgae-based products: Food and public health. *Future Foods*, 2022, vol. 6, art. 100157. <https://doi.org/10.1016/j.fufo.2022.100157>.
97. Spolaore P., Joannis-Cassan C., Duran E., Isambert A. Commercial applications of microalgae. *J. Biosci. Bioeng.*, 2006, vol. 101, no. 2, pp. 87–96. <https://doi.org/10.1263/jbb.101.87>.
98. Herrador M. The Microalgae/Biomass Industry in Japan. An Assessment of Co-operation and Business Potential with European Companies. EU-Japan Centre for Industrial Cooperation, Minerva EU-Japan Fellowship. Ver. 21.08.2023. URL: <https://vdocuments.mx/microalgae-as-future-business-model-of-circular-.html?page=1>.
99. Batista A.P., Gouveia L., Bandarra N.M., Franco J.M., Raymundo A. Comparison of microalgal biomass profiles as novel functional ingredient for food products. *Algal Res.*, 2013, vol. 2, no. 2, pp. 164–173. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2013.01.004>.
100. Dineshkumar R., Subramanian J., Gopalsamy J., Jayasingam P., Arumugam A., Kannadasan S., Sampathkumar P. The impact of using microalgae as biofertilizer in maize (*Zea mays* L.). *Waste Biomass Valorization*, 2019, vol. 10, no. 5, pp. 1101–1110. <https://doi.org/10.1007/s12649-017-0123-7>.
101. Guo S., Wang P., Wang X., Zou M., Liu C., Hao J. Microalgae as biofertilizer in modern agriculture. In: Alam M.A., Xu J.-L., Wang Z. *Microalgae Biotechnology for Food, Health and High Value Products*. Singapore, Springer, 2020, pp. 397–411. https://doi.org/10.1007/978-981-15-0169-2_12.
102. Odjadjare E.C., Mutanda T., Olaniran A.O. Potential biotechnological application of microalgae: A critical review. *Crit. Rev. Biotechnol.*, 2017, vol. 37, no. 1, pp. 37–52. <https://doi.org/10.3109/07388551.2015.1108956>.
103. Alobwede E., Leake J.R., Pandhal J. Circular economy fertilization: Testing micro and macro algal species as soil improvers and nutrient sources for crop production in greenhouse and field conditions. *Geoderma*, 2019, vol. 334, pp. 113–123. <https://doi.org/10.1016/j.geoderma.2018.07.049>.
104. Cao T.N.-D., Mukhtar H., Le L.-T., Tran D.P.-H., Ngo M.T.T., Pham M.-D.-T., Nguyen T.-B., Vo T.-K.-Q., Bui X.-T. Roles of microalgae-based biofertilizer in sustainability of green agriculture and food-water-energy security nexus. *Sci. Total Environ.*, 2023, vol. 870, art. 161927. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2023.161927>.
105. Castro J.D.S., Calijuri M.L., Ferreira J., Assemany P.P., Ribeiro V.J. Microalgae based biofertilizer: A life cycle approach. *Sci. Total Environ.*, 2020, vol. 724, art. 138138. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.138138>.
106. Khan S.A., Sharma G.K., Malla F.A., Kumar A., Rashmi, Gupta N. Microalgae based biofertilizers: A biorefinery approach to phycoremediate wastewater and harvest biodiesel and manure. *J. Cleaner Prod.*, 2019, vol. 211, pp. 1412–1419. <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2018.11.281>.
107. Park Y.H., Han S.-I., Oh B., Kim H.S., Jeon M.S., Kim S., Choi Y.-E. Microalgal secondary metabolite productions as a component of biorefinery: A review. *Bioresour. Technol.*, 2022, vol. 344, pt. A, art. 126206. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2021.126206>.
108. Rico M., Gonzalez A.G., Santana-Casiano M., Gonzalez-Davila M., Perez-Almeida N., de Tangil M.S. Production of primary and secondary metabolites using algae. In: Tripathi B.N., Kumar D. (Eds.) *Prospects and Challenges in Algal Biotechnology*. Singapore, Springer, 2017, pp. 311–326. https://doi.org/10.1007/978-981-10-1950-0_12.
109. Muys M., Sui Y., Schwaiger B., Lesueur C., Vandenheuvel D., Vermeir P., Vlaeminck S.E. High variability in nutritional value and safety of commercially available *Chlorella* and *Spirulina* biomass indicates the need for smart production strategies. *Bioresour. Technol.*, 2019, vol. 275, pp. 247–257. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2018.12.059>.

110. Barka A., Blecker C. Microalgae as a potential source of single-cell proteins. A review. *Biotechnol., Agron., Soc. Environ.*, 2016, vol. 20, no. 3, pp. 427–436. <https://doi.org/10.25518/1780-4507.13132>.
111. Ritala A., Häkkinen S.T., Toivari M., Wiebe M.G. Single cell protein – state-of-the-art, industrial landscape and patents 2001–2016. *Front. Microbiol.*, 2017, vol. 8, art. 2009. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2017.02009>.
112. Abiusi F., Fernandez P.M., Canziani S., Janssen M., Wijffels R.H., Barbosa M. Mixotrophic cultivation of *Galdieria sulphuraria* for C-phycocyanin and protein production. *Algal Res.*, 2022, vol. 61, art. 102603. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2021.102603>.
113. Mishra N., Gupta E., Singh P., Prasad R. Chapter 22 – Application of microalgae metabolites in food and pharmaceutical industry. In: Egbuna C., Mishra A.P., Goyal M.R. (Eds.) *Preparation of Phytopharmaceuticals for the Management of Disorders. The Development of Nutraceuticals and Traditional Medicine*. Oxford, Acad. Press, 2020, pp. 391–408. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-820284-5.00005-8>.
114. Sui Y., Muys M., Vermeir P., D’Adamo S., Vlaeminck S.E. Light regime and growth phase affect the microalgal production of protein quantity and quality with *Dunaliella salina*. *Bioresour. Technol.*, 2019, vol. 275, pp. 145–152. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2018.12.046>.
115. Sui Y., Vlaeminck S.E. Effects of salinity, pH and growth phase on the protein productivity by *Dunaliella salina*. *J. Chem. Technol. Biotechnol.*, 2018, vol. 94, no. 4, pp. 1032–1040. <https://doi.org/10.1002/jctb.5850>.
116. Eze C.N., Onyejiaka C.K., Ihim S.A., Ayoka T.O., Aduba C.C., Ndukwu J.K., Nwaiwu O., Onyeaka H. Bioactive compounds by microalgae and potentials for the management of some human disease conditions. *AIMS Microbiol.*, 2023, vol. 9, no. 1, pp. 55–74. <https://doi.org/10.3934/microbiol.2023004>.
117. Zhou L., Li K., Duan X., Hill D., Barrow C., Dunshea F., Martin G., Suleria H. Bioactive compounds in microalgae and their potential health benefits. *Food Biosci.*, 2022, vol. 49, art. 101932. <https://doi.org/10.1016/j.fbio.2022.101932>.
118. Yen H.-W., Hu I.-C., Chen C.-Y., Ho S.-H., Lee D.-J., Chang J.-S. Microalgae-based biorefinery – from biofuels to natural products. *Bioresour. Technol.*, 2013, vol. 135, pp. 166–174. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2012.10.099>.
119. John R.P., Anisha G.S., Nampoothiri K.M., Pandey A. Micro and macroalgal biomass: A renewable source for bioethanol. *Bioresour. Technol.*, 2011, vol. 102, no. 1, pp. 186–193. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2010.06.139>.
120. Chochois V., Dauville D., Beyly A., Tolleter D., Cuine S., Timpano H., Ball S., Cournac L., Peltier G. Hydrogen production in *Chlamydomonas*: Photosystem II-dependent and -independent pathways differ in their requirement for starch metabolism. *Plant Physiol.*, 2009, vol. 151, no. 2, pp. 631–640. <https://doi.org/10.1104/pp.109.144576>.
121. Arad S.M., Levy-Ontman O. Red microalgal cell-wall polysaccharides: Biotechnological aspects. *Curr. Opin. Biotechnol.*, 2010, vol. 21, no. 3, pp. 358–364. <https://doi.org/10.1016/j.copbio.2010.02.008>.
122. Rajpoot A.S., Choudhary T., Chelladurai H., Verma T.N., Shende V. A comprehensive review on bioplastic production from microalgae. *Mater. Today: Proc.*, 2022, vol. 56, pt. 1, pp. 171–178. <https://doi.org/10.1016/j.matpr.2022.01.060>.
123. Cao K., Cui Y., Sun F., Zhang H., Fan J., Ge B., Cao Y., Wang X., Zhu X., Wei Z., Yao Q., Ma J., Wang Y., Meng C., Gao Z. Metabolic engineering and synthetic biology strategies for producing high-value natural pigments in Microalgae. *Biotechnol. Adv.*, 2023, vol. 68, art. 108236. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2023.108236>.
124. Milledge J.J. Commercial application of microalgae other than as biofuels: A brief review. *Rev. Environ. Sci. Biotechnol.*, 2011, vol. 10, no. 1, pp. 31–41. <https://doi.org/10.1007/s11157-010-9214-7>.
125. Xiao F.-G., Shen L., Ji H.-F. On photoprotective mechanisms of carotenoids in light harvesting complex. *Biochem. Biophys. Res. Commun.*, 2011, vol. 414, no. 1, pp. 1–4. <https://doi.org/10.1016/j.bbrc.2011.09.049>.
126. Levasseur W., Perre P., Pozzobon V. A review of high value-added molecules production by microalgae in light of the classification. *Biotechnol. Adv.*, 2020, vol. 41, art. 107545. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2020.107545>.

127. Özçimen D., Inan B. An overview of bioethanol production from algae. In: Biernat K. (Ed.) *Biofuel – Status and Perspective*. InTech, 2015, pp. 141–162. <http://dx.doi.org/10.5772/59305>.
128. Liang Y., Kashdan T., Sterner C., Dombrowski L., Petrick I., Kröger M., Höfer R. Chapter 2 – Algal biorefineries. In: Pandey A., Höfer R., Taherzadeh M., Nampoothiri K.M., Larroche C. (Eds.) *Industrial Biorefineries & White Biotechnology*. Elsevier, 2015, pp. 35–90. <https://doi.org/10.1016/B978-0-444-63453-5.00002-1>.
129. Sinha R.P., Pathak J., Rajneesh, Ahmed H., Pandey A., Singh P.R., Mishra S., Häder D.-P. Chapter 5 – Cyanobacterial photoprotective compounds: Characterization and utilization in human welfare. In: Sinha R.P., Häder D.-P. (Eds.) *Natural Bioactive Compounds*. Acad. Press, 2020, pp. 83–114. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-820655-3.00005-7>.
130. Moreau R.A., Whitaker B.D., Hicks K.B. Phytosterols, phytostanols, and their conjugates in foods: Structural diversity, quantitative analysis, and health-promoting uses. *Prog. Lipid Res.*, 2002, vol. 41, no. 6, pp. 457–500. [https://doi.org/10.1016/S0163-7827\(02\)00006-1](https://doi.org/10.1016/S0163-7827(02)00006-1).
131. Randhir A., Laird D.W., Maker G., Trengove R., Moheimani N.R. Microalgae: A potential sustainable commercial source of sterols. *Algal Res.*, 2020, vol. 46, art. 101772. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2019.101772>.
132. Chowdhury H., Loganathan B. Third-generation biofuels from microalgae: A review. *Curr. Opin. Green Sustainable Chem.*, 2019, vol. 20, pp. 39–44. <https://doi.org/10.1016/j.cogsc.2019.09.003>.
133. Razzak S.A., Lucky R.A., Hossain M.M., deLasa H. Valorization of microalgae biomass to biofuel production: A review. *Energy Nexus*, 2022, vol. 7, art. 100139. <https://doi.org/10.1016/j.nexus.2022.100139>.
134. Adekunle A.S., Oyekunle J.A.O., Oduwale A.I., Owootomo Y., Obisesan O.R., Elugoke S.E., Durodola S.S., Akintunde S.B., Oluwafemi O.S. Biodiesel potential of used vegetable oils transesterified with biological catalysts. *Energy Rep.*, 2020, vol. 6, pp. 2861–2871. <https://doi.org/10.1016/j.egy.2020.10.019>.
135. Aragonés M.M., Domínguez C.G., Ondřejčková P., Torralvo F.A. Bioenergy production side-streams availability assessment as decision making driver for sustainable valorisation technologies development. Case study: Bioethanol and biodiesel industries. *Energy Rep.*, 2022, vol. 8, pp. 6856–6865. <https://doi.org/10.1016/j.egy.2022.05.030>.
136. Sajid Z., Khan F., Zhang Y. Process simulation and life cycle analysis of biodiesel production. *Renewable Energy*, 2016, vol. 85, pp. 945–952. <https://doi.org/10.1016/j.renene.2015.07.046>.
137. Hidalgo P., Toro C., Ciudad G., Navia R. Advances in direct transesterification of microalgal biomass for biodiesel production. *Rev. Environ. Sci. Bio/Technol.*, 2013, vol. 12, no. S2, pp. 179–199. <https://doi.org/10.1007/s11157-013-9308-0>.
138. Li X., Xu H., Wu Q. Large-scale biodiesel production from microalga *Chlorella protothecoides* through heterotrophic cultivation in bioreactors. *Biotechnol. Bioeng.*, 2007, vol. 98, no. 4, pp. 764–771. <https://doi.org/10.1002/bit.21489>.
139. Lai J.-Q., Hu Z.-L., Wang P.-W., Yang Z. Enzymatic production of microalgal biodiesel in ionic liquid [BMIm][PF₆]. *Fuel*, 2012, vol. 95, pp. 329–333. <https://doi.org/10.1016/j.fuel.2011.11.001>.
140. Miao X., Wu Q. Biodiesel production from heterotrophic microalgal oil. *Bioresour. Technol.*, 2006, vol. 97, no. 6, pp. 841–846. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2005.04.008>.
141. Vijayaraghavan K., Hemanathan K. Biodiesel production from freshwater algae. *Energy Fuels*, 2009, vol. 23, no. 11, pp. 5448–5453. <https://doi.org/10.1021/ef9006033>.
142. Hossain A., Salleh A., Boyce A.N., Chowdhury P., Naqiuddin M. Biodiesel fuel production from algae as renewable energy. *Am. J. Biochem. Biotechnol.*, 2008, vol. 4, no. 3, pp. 250–254. <https://doi.org/10.3844/AJBBS.2008.250.254>.
143. Teo S.H., Islam A., Yusaf T., Taufiq-Yap Y.H. Transesterification of *Nannochloropsis oculata* microalga's oil to biodiesel using calcium methoxide catalyst. *Energy*, 2014, vol. 78, pp. 63–71. <https://doi.org/10.1016/j.energy.2014.07.045>.
144. Umdu E.S., Tuncer M., Seker E. Transesterification of *Nannochloropsis oculata* microalga's lipid to biodiesel on Al₂O₃ supported CaO and MgO catalysts. *Bioresour. Technol.*, 2009, vol. 100, no. 11, pp. 2828–2831. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2008.12.027>.

145. Kim K.H., Lee O.K., Kim C.H., Seo J.-W., Oh B.-R., Lee E.Y. Lipase-catalyzed *in-situ* biosynthesis of glycerol-free biodiesel from heterotrophic microalgae, *Aurantiochytrium* sp. KRS101 biomass. *Bioresour. Technol.*, 2016, vol. 211, pp. 472–477. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2016.03.092>.
146. Hidalgo P., Ciudad G., Schober S., Mittelbach M., Navia R. Biodiesel synthesis by direct transesterification of microalga *Botryococcus braunii* with continuous methanol reflux. *Bioresour. Technol.*, 2015, vol. 181, pp. 32–39. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2015.01.047>.
147. Chen C.-L., Huang C.-C., Ho K.-C., Hsiao P.-X., Wu M.-S., Chang J.-S. Biodiesel production from wet microalgae feedstock using sequential wet extraction/transesterification and direct transesterification processes. *Bioresour. Technol.*, 2015, vol. 194, pp. 179–186. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2015.07.021>.
148. Ehimen E.A., Sun Z.F., Carrington C.G. Variables affecting the in situ transesterification of microalgal lipids. *Fuel*, 2010, vol. 89, no. 3, pp. 677–684. <https://doi.org/10.1016/j.fuel.2009.10.011>.
149. Lee J.W.Y., Chia W.Y., Ong W.-J., Cheah W.-Y., Lim S.S., Chew K.W. Advances in catalytic transesterification routes for biodiesel production using microalgae. *Sustainable Energy Technol. Assess.*, 2022, vol. 52, pt. D, art. 102336. <https://doi.org/10.1016/j.seta.2022.102336>.
150. Levine R.B., Pinnarat T., Savage P.E. Biodiesel production from wet algal biomass through in situ lipid hydrolysis and supercritical transesterification. *Energy Fuels*, 2010, vol. 24, no. 9, pp. 5235–5243. <https://doi.org/10.1021/ef1008314>.
151. Suh W.I., Mishra S.K., Kim T.-H., Farooq W., Moon M., Shrivastav A., Park M.S., Yang J.-W. Direct transesterification of wet microalgal biomass for preparation of biodiesel. *Algal Res.*, 2015, vol. 12, pp. 405–411. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2015.10.006>.
152. Im H., Kim B., Lee J.W. Concurrent production of biodiesel and chemicals through wet in situ transesterification of microalgae. *Bioresour. Technol.*, 2015, vol. 193, pp. 386–392. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2015.06.122>.
153. Jafari A., Esmaeilzadeh F., Mowla D., Sadatshojaei E., Heidari S., Wood D.A. New insights to direct conversion of wet microalgae impregnated with ethanol to biodiesel exploiting extraction with supercritical carbon dioxide. *Fuel*, 2021, vol. 285, art. 119199. <https://doi.org/10.1016/j.fuel.2020.119199>.
154. Wahidin S., Idris A., Shaleh S.R.M. Ionic liquid as a promising biobased green solvent in combination with microwave irradiation for direct biodiesel production. *Bioresour. Technol.*, 2016, vol. 206, pp. 150–154. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2016.01.084>.
155. De Farias Silva C.E., Bertucco A. Bioethanol from microalgae and cyanobacteria: A review and technological outlook. *Process Biochem.*, 2016, vol. 51, no. 11, pp. 1833–1842. <https://doi.org/10.1016/j.procbio.2016.02.016>.
156. Vergara-Fernandez A., Vargas G., Alarcon N., Velasco A. Evaluation of marine algae as a source of biogas in a two-stage anaerobic reactor system. *Biomass Bioenergy*, 2008, vol. 32, no. 4, pp. 338–344. <https://doi.org/10.1016/j.biombioe.2007.10.005>.
157. Bajwa K., Bishnoi N.R., Baloch M.Y.J., Kumar S.P.J. Advancement in algal biomass based biobutanol production technologies and research trends. In: Singh A., Kothari R., Bajar S., Tyagi V.V. (Eds.). *Sustainable Butanol Biofuels*. CRC Press, 2023, pp. 182–198. <https://doi.org/10.1201/9781003165408>.
158. Hossain N., Hasan M.H., Mahlia T.M.I., Shamsuddin A.H., Silitonga A.S. Feasibility of microalgae as feedstock for alternative fuel in Malaysia: A review. *Energy Strategy Rev.*, 2020, vol. 32, art. 100536. <https://doi.org/10.1016/j.esr.2020.100536>.
159. Hu Y., Gong M., Feng S., Xu C.C., Bassi A. A review of recent developments of pre-treatment technologies and hydrothermal liquefaction of microalgae for bio-crude oil production. *Renewable Sustainable Energy Rev.*, 2019, vol. 101, pp. 476–492. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2018.11.037>.
160. Guo Y., Yeh T., Song W., Xu D., Wang S. A review of bio-oil production from hydrothermal liquefaction of algae. *Renewable Sustainable Energy Rev.*, 2015, vol. 48, pp. 776–790. <https://doi.org/10.1016/j.rser.2015.04.049>.
161. Suntivarakorn R., Treedet W., Singbua P., Teeramaetawat N. Fast pyrolysis from Napier grass for pyrolysis oil production by using circulating fluidized bed reactor: Improvement of pyrolysis system and production cost. *Energy Rep.*, 2018, vol. 4, pp. 565–575. <https://doi.org/10.1016/j.egy.2018.08.004>.
162. Brown T.M., Duan P., Savage P.E. Hydrothermal liquefaction and gasification of *Nannochloropsis* sp. *Energy Fuels*, 2010, vol. 24, no. 6, pp. 3639–3646. <https://doi.org/10.1021/ef100203u>.

163. Martinez-Villarreal S., Breitenstein A., Nimmegeers P., Saura P.P., Hai B., Asomaning J., Eslami A.A., Billen P., Van Passel S., Bressler D.C., Debecker D.P., Rémacle C., Richel A. Drop-in biofuels production from microalgae to hydrocarbons: Microalgal cultivation and harvesting, conversion pathways, economics and prospects for aviation. *Biomass Bioenergy*, 2022, vol. 165, art. 106555. <https://doi.org/10.1016/j.biombioe.2022.106555>.
164. Mahmudul H.M., Rasul M.G., Akbar D., Narayanan R., Mofijur M. A comprehensive review of the recent development and challenges of a solar-assisted biodigester system. *Sci. Total Environ.*, 2021, vol. 753, art. 141920. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.141920>.
165. Passos F., Mota C., Donoso-Bravo A., Astals S., Jeison D., Muñoz R. Biofuels from microalgae: Bio-methane. In: Jacob-Lopes E., Zepka L.Q., Queiroz M.I. (Eds.) *Energy from Microalgae*. Springer, Cham, 2018, pp. 247–270. https://doi.org/10.1007/978-3-319-69093-3_12.
166. Gonzalez-Fernandez C., Sialve B., Molinuevo-Salces B. Anaerobic digestion of microalgal biomass: Challenges, opportunities and research needs. *Bioresour. Technol.*, 2015, vol. 198, pp. 896–906. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2015.09.095>.
167. Chandrasekhar K., Raj T., Ramanaiah S.V., Kumar G., Banu J.R., Varjani S., Sharma P., Pandey A., Kumar S., Kim S.-H. Algae biorefinery: A promising approach to promote microalgae industry and waste utilization. *J. Biotechnol.*, 2022, vol. 345, pp. 1–16. <https://doi.org/10.1016/j.jbiotec.2021.12.008>.
168. Ali S.S., Mastropetros S.G., Schagerl M., Sakarika M., Elsamahy T., El-Sheekh M., Sun J., Kornaros M. Recent advances in wastewater microalgae-based biofuels production: A state-of-the-art review. *Energy Rep.*, 2022, vol. 8, pp. 13253–13280. <https://doi.org/10.1016/j.egy.2022.09.143>.
169. Kaparapu J. Polyhydroxyalkanoate (PHA) production by genetically engineered microalgae: A review. *J. New Biol. Rep.*, 2018, vol. 7, no. 2, pp. 68–73.
170. Raza Z.A., Abid S., Banat I.M. Polyhydroxyalkanoates: Characteristics, production, recent developments and applications. *Int. Biodeterior. Biodegrad.*, 2018, vol. 126, pp. 45–56. <https://doi.org/10.1016/j.ibiod.2017.10.001>.
171. Balaji S., Gopi K., Muthuvelan B. A review on production of poly β hydroxybutyrates from cyanobacteria for the production of bio plastics. *Algal Res.*, 2013, vol. 2, no. 3, pp. 278–285. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2013.03.002>.
172. Cassuriaga A.P.A., Freitas B.C.B., Morais M.G., Costa J.A.V. Innovative polyhydroxybutyrate production by *Chlorella fusca* grown with pentoses. *Bioresour. Technol.*, 2018, vol. 265, pp. 456–463. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2018.06.026>.
173. Kiselev E.G., Shishatskii O.N., Sinskey A.J. Techniques and technologies of degradable polyhydroxyalkanoates production. *Zh. Sib. Fed. Univ. Biol.*, 2012, vol. 5, no. 3, pp. 300–310. <https://doi.org/10.17516/1997-1389-0136>. (In Russian)
174. Kartik A., Akhil D., Lakshmi D., Gopinath K.P., Arun J., Sivaramakrishnan R., Pugazhendhi A. A critical review on production of biopolymers from algae biomass and their applications. *Bioresour. Technol.*, 2021, vol. 329, art. 124868. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2021.124868>.

Для цитирования: Глазунова Д.М., Галицкая П.Ю., Селивановская С.Ю. Секвестрация углерода атмосферы с использованием микроводорослей // Учен. зап. Казан. ун-та. Сер. Естеств. науки. 2024. Т. 166, кн. 1. С. 82–125. <https://doi.org/10.26907/2542-064X.2024.1.82-125>.

For citation: Glazunova D.M., Galitskaya P.Yu., Selivanovskaya S.Yu. Atmospheric carbon sequestration using microalgae. *Uchenye Zapiski Kazanskogo Universiteta. Seriya Estestvennye Nauki*, 2024, vol. 166, no. 1, pp. 82–125. <https://doi.org/10.26907/2542-064X.2024.1.82-125>. (In Russian)