



Modulare Produktion und Verwertung frischer Mikroalgen

Ein Bioraffinerie-Ansatz für *Spirulina*

Felix Krujatz, Richard Bleisch, Gunnar Mühlstädt, Gerd Hilpmann, Leander Seibel, Antonia Bätzold, Oliver Dörr, Nicole Thorpe, James Thorpe, Claudia Siemer, Marc Schmidt, Jens Wedel, Sara Neumann, Alexander Rudolph, Cornelia Rauh, Rayk Hassert, Juliane Steingröwer

Abstract

Mikroalgen gewinnen in Europa als nachhaltige Rohstoffquelle für die Lebensmittelindustrie zunehmend an Bedeutung. Für eine ökonomisch und ökologisch wertschöpfende Nutzung sind integrierte Konzepte zur Produktion und Verwertung der Biomasse erforderlich. Dieser Artikel stellt Verfahrensinnovationen zur Produktion und Verarbeitung von frischer *Spirulina*-Biomasse vor. Im Fokus der Forschungsarbeiten stehen eine ressourcenschonende Kultivierung mittels wassergekühlter LED-Beleuchtung, eine kontinuierliche Prozessführung sowie ein neuartiger Downstream-Ansatz für die Fraktionierung und Verwertung der Frischbiomasse, um energieintensive Trocknungsverfahren zu vermeiden und die ernährungsphysiologisch wichtigen Zellbestandteile zu erhalten. Insbesondere wurde der Einsatz gepulster elektrischer Felder (PEF) zur selektiven Extraktion von Proteinen und des Farbstoffs Phycocyanin als erster verfahrenstechnischer Fraktionierungsschritt untersucht. Die PEF-behandelte Restbiomasse fand Anwendung als funktioneller Bestandteil in Nassextrusionsversuchen einer erbsenproteinbasierten Rezeptur. Die Ergebnisse unterstreichen das Potenzial des Bioraffinerieansatzes für eine ganzheitliche Nutzung frischer Mikroalgenbiomasse in Lebensmittelanwendungen.

Zitierweise

Krujatz F, Bleisch R, Mühlstädt G, Hilpmann G, Seibel L, Bätzold A, Dörr O, Thorpe N, Thorpe J, Siemer C, Schmidt M, Wedel J, Neumann S, Rudolph A, Rauh C, Hassert R, Steingröwer J: Modular production and valorization of fresh microalgae. A biorefinery approach for *spirulina*. Ernährungs Umschau 2026; 73(5): online first.

Open access

The English version of this article is available online: DOI: 10.4455/eu.2025.060

Peer-Review-Verfahren

Manuskript (Original) eingereicht: 21.05.2025; Überarbeitung angenommen: 30.09.2025

Dr.-Ing. Felix Krujatz^{1,2}

Richard Bleisch³, **Dr.-Ing. Juliane Steingröwer**³

Gunnar Mühlstädt⁴, **Dr.-Ing. Gerd Hilpmann**⁴, **Leander Seibel**⁴, **Antonia Bätzold**⁴

Dr. Oliver Dörr⁵

Nicole Thorpe⁶, **Dr. James Thorpe**⁶

Dr.-Ing. Claudia Siemer⁷, **Marc Schmidt**⁷

Jens Wedel⁸, **Sara Neumann**⁸

Alexander Rudolph⁹, **Prof. Dr. Cornelia Rauh**⁹

Dr. Rayk Hassert¹⁰

¹ Technische Universität Chemnitz, Professur für Regelungstechnik & Systemdynamik, Chemnitz, Deutschland

² biotopa gGmbH – Zentrum für Angewandte Aquakultur & Bioökonomie, Radeberg, Deutschland

³ Technische Universität Dresden, Institut für Naturstofftechnik, Professur für Bioverfahrenstechnik, Dresden, Deutschland

⁴ PUEVIT GmbH, Dresden, Deutschland

⁵ DH Licht GmbH, Wülfrath, Deutschland

⁶ Experior Micro Tech GmbH, München, Deutschland

⁷ ELEA Technology GmbH, Quakenbrück, Deutschland

⁸ endori food GmbH & Co. KG, Stegaurach, Deutschland

⁹ Technische Universität Berlin, Institut für Lebensmitteltechnologie und Lebensmittelchemie, Professur für Lebensmittelbiotechnologie und -prozess-technik, Berlin, Deutschland

¹⁰ Bruker Optics GmbH & Co. KG, Ettlingen, Deutschland



Einleitung

Algen – Einordnung und ihre Rolle im Ökosystem

Algen sind eine vielfältige Gruppe photosynthetisch aktiver Organismen, die in aquatischen und terrestrischen Ökosystemen vorkommen. Aufgrund ihrer unterschiedlichen Größe, Struktur, Lebensweise und Nutzung werden sie in Mikro- und Makroalgen unterteilt. Mikroalgen sind mikroskopisch kleine, meist einzellige Organismen, die entweder als Einzelzellen oder in Kolonien auftreten. Sie umfassen sowohl Cyanobakterien (Blaualgen) als auch eukaryotische Mikroalgen (♦ Abbildung 1).

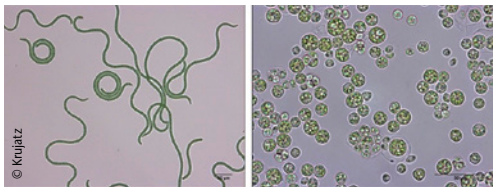


Abb. 1: **Mikroskopische Aufnahmen von links: Cyanobakterium *Limnospira maxima* (*Spirulina*) und rechts: Grünalge *Chromochloris zofingensis***

Makroalgen sind vielzellige, makroskopische Algen, die eine Größe von wenigen Zentimetern bis zu mehreren Metern erreichen können und in Braunalgen (*Phaeophyceae*), Rotalgen (*Rhodophyceae*) bzw. Grünalgen (*Chlorophyceae*) unterschieden werden. Makroalgen sind v. a. in marinen Habitaten, vornehmlich an Küsten und Meeresböden beheimatet, wo sie mit wurzelähnlichen Strukturen (Rhizoiden) u. a. Felsen und andere Oberflächen besiedeln. Sowohl Mikro- als auch Makroalgen spielen eine entscheidende Rolle für das ökologische Gleichgewicht sowie den globalen Kohlenstoffkreislauf, insbesondere durch die Fixierung von atmosphärischem Kohlendioxid und die photosyntheseinduzierte Sauerstoffproduktion [1]. Als Primärproduzenten sind Algen die Basis mariner Nahrungsketten, bilden aber auch den Lebensraum für eine Vielzahl mariner (Mikro-)Organismen. Während Makroalgen insbesondere in der asiatischen Küche eine etablierte Zutat darstellen, ist die Nutzung von Mikroalgen als Lebensmittel bislang nur in begrenztem Umfang verbreitet [2].

Mikroalgen – Potenzial für gesunde Lebensmittel

Die Verwendung von Mikroalgen als nährstoffreiche Nahrungsquelle ist keine Errungenschaft der modernen Zeit, sondern lässt

sich bereits in frühen Kulturen, u. a. im Reich der Azteken, nachweisen. Auch in der Gegenwart werden die gesundheitsfördernden Eigenschaften bestimmter Mikroalgenarten, insbesondere von *Spirulina* und *Chlorella*, in verschiedenen Regionen der Welt (z. B. Afrika, Japan) genutzt. Das vorliegende Kapitel bietet eine kompakte Übersicht über die wichtigsten ernährungsphysiologisch relevanten und bioaktiven Komponenten von Mikroalgen und deren potenzielle Anwendung als funktionelle Lebensmittelzutaten. Für eine detailliertere Analyse einzelner Inhaltsstoffe wird an dieser Stelle auf aktuelle Übersichtsartikel verwiesen [3, 4].

Der Proteingehalt von Mikroalgen variiert je nach Art sowie den Umweltbedingungen während der Kultivierung. Beispielsweise enthält das Cyanobakterium *Limnospira maxima* (auch *Spirulina*) bis zu 70 g Protein pro 100 g Trockenmasse, während einzellige eukaryotische Mikroalgen wie *Chlorella* typischerweise einen Proteingehalt von 40–60 g pro 100 g Trockenmasse aufweisen [5]. Mikroalgenproteine besitzen eine hohe biologische Wertigkeit, vergleichbar mit Soja- oder Eiweiß. Sie sind reich an unentbehrlichen Aminosäuren wie Leucin und Lysin, die bis zu 7 % des Proteins ausmachen [5]. Neben ihrer strukturellen Funktion in Zellwand und Membranen enthalten Mikroalgenproteine auch bioaktive Peptide, die für die Entwicklung von „Functional Foods“ von Bedeutung sein können. Diese Peptide weisen antioxidative, antimikrobielle, blutdruck- und cholesterinsenkende sowie tumorhemmende Wirkungen auf [6].

Darüber hinaus sind Mikroalgen eine Quelle für Lipide, insbesondere langkettige, mehrfach ungesättigte Fettsäuren (*polyunsaturated fatty acids*, PUFAs) wie Docosahexaensäure (DHA) und Eicosapentaensäure (EPA). Diese Fettsäuren sind für ihre gesundheitsfördernden Effekte bekannt [7], v. a. entzündungshemmende Eigenschaften sowie präventive Wirkungen bei Herz-Kreislauf-Erkrankungen und Diabetes mellitus. Sie werden deshalb bereits intensiv in Nahrungsergänzungsmitteln und Medikamenten verarbeitet [8].

Ein bedeutendes Alleinstellungsmerkmal von Mikroalgen sind ihre bioaktiven Pigmente, die vielfältige Anwendungsmöglichkeiten in der Pharmazie, Kosmetik und Entwicklung neuer Lebensmittel bieten. Hierzu zählen antioxidativ wirkende Carotinoide wie Lutein, β -Carotin, Astaxanthin, Canthaxanthin und Zeaxanthin. Auch Chlorophylle und Phycobiliproteine, die als Chromoproteine in Cyanobakterien vorkommen, zeigen antioxidative, entzündungshemmende, antitumorale und kardioprotektive Effekte [9–12].

Neben Proteinen, Lipiden und Pigmenten enthalten Mikro- und Makroalgen zudem natürliche Polysaccharide (Hydrokolloide), die ein breites Spektrum bioaktiver Eigenschaften aufweisen. Beispielsweise zeigen Alginate und Fucane antioxidative, antikoagulative, antimikrobielle und antivirale Wirkungen und können evtl. zur Vorbeugung chronischer Erkrankungen beitragen [13]. Aktuelle Studien belegen zudem immunmodulatorische [14], antikarzinogene [15], präbiotische [16] sowie blutfett- und blutglucosesenkende Effekte dieser Polysaccharide [17].

Produktion von Mikroalgen

In der industriellen Mikroalgenproduktion erfolgt die Differenzierung primär anhand der genutzten Kohlenstoff- und Energiequelle [18]. Photoautotrophe Prozesse basieren auf natürlichen Photosynthesevorgängen, wobei Kohlendioxid (CO₂) als Kohlen-



stoff- und Licht als Energiequelle genutzt werden. Eine alternative Strategie stellt die chemoheterotrophe Kultivierung (Fermentation) dar, bei der organische Verbindungen, insbesondere Zucker, sowohl als Kohlenstoff- als auch als Energiequelle dienen.

Die Produktion bioaktiver Verbindungen aus Mikroalgen, insbesondere von Pigmenten, ist jedoch an lichtabhängige Stoffwechselprozesse gekoppelt. In solchen Fällen kommen sogenannte Photobioreaktoren (PBR) zum Einsatz, die eine gezielte Versorgung der Zellen mit photosynthetisch aktiver Strahlung (*photosynthetically active radiation*, PAR) realisieren, die entweder durch natürliches Sonnenlicht oder durch künstliche Lichtquellen, beispielsweise LEDs, erfolgt. Neben der photosynthetischen Strahlung als Energiequelle werden Mikroalgen in PBR kontrolliert mit Wasser, Nährstoffen und CO₂ versorgt, um eine optimale Biomasseproduktivität und -qualität zu gewährleisten. Die technische Gestaltung von PBR variiert hinsichtlich ihrer Geometrie, Skalierung und Standortbedingungen (*indoor vs. outdoor*) [19, 20]. Im industriellen Maßstab haben sich insbesondere Rohr- und Plattenreaktoren, die eine optimale Bereitstellung von Lichtenergie sowie eine präzise Kontrolle der Kultivierungsparameter wie Temperatur, pH-Wert und CO₂-Gehalt ermöglichen, bewährt (♦ Abbildung 2).

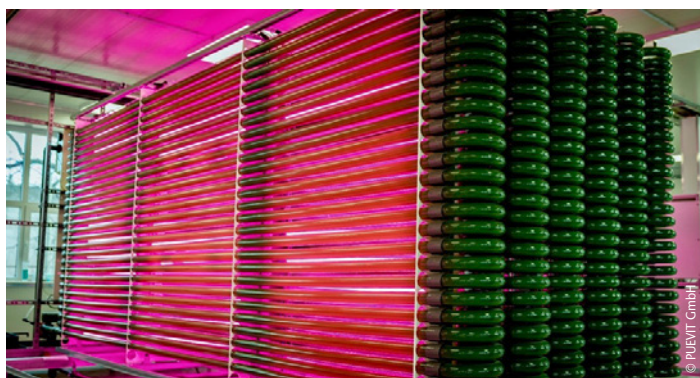


Abb. 2: PACT 6k – Containermodul des Unternehmens PUEVIT Pioneering Green Solutions GmbH als geschlossener Rohr-photobioreaktor für die kontrollierte Herstellung von frischen Rohkost-Mikroalgen

Regulatorische und technische Herausforderungen zur Nutzung von Mikroalgen

Die Zulassung von Mikroalgen als Lebensmittel in der Europäischen Union (EU) unterliegt strengen regulatorischen Vorgaben, insbesondere im Rahmen der Novel-Food-Verordnung (Verordnung [EU] 2015/2283). Gemäß dieser Verordnung gelten als „neuartige Lebensmittel“ (*Novel Foods*) Produkte, „...die vor dem 15. Mai 1997 in der EU nicht in nennenswertem Umfang für den menschlichen Verzehr verwendet wurden...“. Dazu zählen u. a. Lebensmittelzutaten, „...die aus Mikroorganismen, Pilzen oder Algen bestehen oder aus diesen isoliert wurden...“ [21].

Da die Mikroalgenproduktion und ihr Verzehr, historisch betrachtet, vorrangig außerhalb Europas stattfanden, stellt die Novel-Food-Verordnung eine erhebliche Hürde für die Markteinführung neuer mikroalgenbasierter Produkte dar. Einen Überblick über zugelassene Algenarten und deren Nutzung als Lebensmittel oder Nahrungsergänzungsmittel bietet die Algenliste des Bundesamt für Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit (BVL).

In Deutschland werden im Wesentlichen *Chlorella* und *Spirulina* als Nahrungsergänzungsmittel genutzt – häufig in Pulver- oder Tablettenform. Neben diesen beiden typischen Mikroalgen sind u. a. auch AFA-Algen (*Aphanizomenon flos-aquae*) oder *Haematococcus* teilweise in traditionellen Verwendungsformen zugelassen und damit auf dem deutschen Markt verfügbar. Die Anwendung erfolgt als tägliche Ergänzung zur normalen Ernährung, oft in Smoothies, Säften oder eingerührt in Wasser.

Die derzeit in Deutschland vermarkteten Mikroalgen-Biomassen stammen dabei überwiegend aus dem asiatischen Raum und weisen teils erhebliche Qualitätsschwankungen auf, u. a. in Bezug auf Verunreinigungen durch Fremdalgen [22]. Die importierten Mikroalgen werden für den Transport und die Lagerung getrocknet, wodurch ihre ernährungsphysiologischen und technofunktionellen Eigenschaften signifikant beeinträchtigt werden.

Eine gezielte Förderung regionaler Produktionskapazitäten kann dazu beitragen, diese Herausforderungen zu bewältigen und eine stabile, qualitätsgesicherte Versorgung mit Mikroalgenbiomasse hoher Qualität in Europa sicherzustellen. Unter den klimatischen Bedingungen Deutschlands ist die industrielle Produktion von Mikroalgen v. a. unter kontrollierten Prozessbedingungen in geschlossenen PBR realisierbar, da sowohl die Umgebungstemperaturen als auch die Verfügbarkeit von natürlicher PAR-Strahlung im Outdoor-Bereich stark limitiert sind. Eine kontrollierte Kultivierungsumgebung ermöglicht zudem eine konstante Produktqualität, die unter den dynamischen Umweltbedingungen in offenen PBR nur bedingt gewährleistet werden kann. Darüber hinaus zielt die modulare und dezentrale Produktion frischer Mikroalgen auf eine kontinuierliche Biomasseproduktion (24/7), reduziert Transportwege und spart Energieressourcen, da auf eine energieintensive Trocknung der Biomasse verzichtet werden kann. Dies hat erhebliche Auswirkungen auf den ökologischen Fußabdruck des Gesamtprozesses. Die landunabhängige Kultivierung von Mikroalgen in PBR eröffnet zusätzliche Möglichkeiten für die dezentrale Lebensmittelproduktion, z. B. auf bestehenden Industrie- und Gewerbeflächen sowie für urbane Produktionsmodelle (*Urban Farming*). Die Entwicklung autarker und modularer Produktionseinheiten sowie die Standardisierung und Automatisierung von Produktionsprozessen ist ein wichtiger Schritt für die Bereitstellung regionaler, frischer und gesunder Mikroalgen.



Die vorliegende Studie zeigt daher technologische Neuheiten zur ressourceneffizienten Produktion von Frischalgen sowie ein Bioraffineriekonzept zur Fraktionierung und Verwertung von frischer *Spirulina*-Biomasse.

Material und Methoden

Modulare Produktion frischer *Spirulina*-Biomasse

Die technologischen Rahmenbedingungen zur Produktion von Mikroalgenbiomasse wurden im Kapitel „Produktion von Mikroalgen“ erläutert. ♦ Abbildung 3 zeigt das untersuchte Bioraffineriekonzept auf Basis regional produzierter, frischer *Spirulina*-Biomasse. Die einzelnen Grundoperationen des Prozesses werden in den folgenden Kapiteln beschrieben.

Photobioreaktor, Prozessführung und Messtechnik

Die Kultivierung von *Spirulina* (*Limnospira maxima*, Culture Collection of Autotrophic Organisms CCALA, Trebon, Tschechische Republik) wurde in tubulären PBR (PUEVIT GmbH, Deutschland) mit 25 L und 200 L Arbeitsvolumen unter kontinuierlichen Photonendichten von $100 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ für die 25-L-Vorkultur und $200 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ für die 200-L-Hauptkultur bei $22 \pm 3 \text{ }^\circ\text{C}$ durchgeführt. Die Begasung der Kulturen erfolgte durch kontinuierliche Zufuhr von Umgebungsluft (12 L min^{-1}) nach dem Airlift-Prinzip. Im Rahmen dieser Studie wurde die Produktivität von frischer *Spirulina*-Biomasse im Satz- und im kontinuierlichen Betrieb untersucht. Bei der Satzkultivierung erfolgt keine Zu- oder Abfuhr von frischem Medium; die Kulturen werden unter den eingestellten Bedingungen für die Prozesszeit im PBR belassen. Bei der kontinuierlichen Prozessführung wird eine kontinuierliche Zufuhr von frischem Kulturmedium sowie eine kontinuierliche Abfuhr von Prozesskultur realisiert. Dadurch stellt sich ein Gleichgewicht aus Zellwachstum und Auswaschvorgang ein, charakterisiert durch die Durchflussrate D [d^{-1}] als Verhältnis aus Zulaufstrom [L d^{-1}] und Volumen des PBR [L]. Zur Bereitstellung der photosynthetisch aktiven Strahlung wurden 8 spektral variable, wassergekühlte LED-Leuchten (DH Licht GmbH, Deutschland) eingesetzt (♦ Abbildung 4). Durch die Integration eines zusätzlichen Wasserkreislaufs in Verbindung mit einem Wärmetauscher sowie Temperatur-

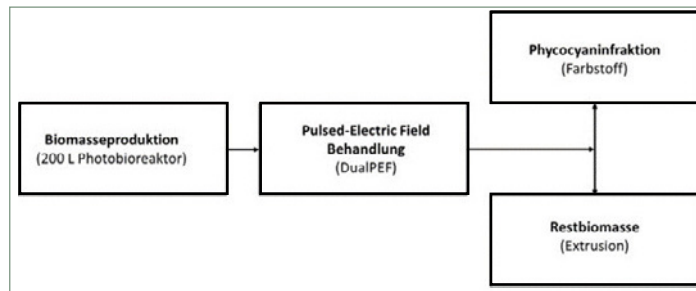


Abb. 3: Blockfließbild für die angestrebte Fraktionierung frischer *Spirulina*-Biomasse (eigene Darstellung)

messungen im PBR- und Kühlkreislauf (♦ Abbildung 5) wurde während des Anlagenbetriebs untersucht, inwieweit die von den LED-Leuchten erzeugte Wärme im Prozess zurückgewonnen werden kann. Die Installation der dafür notwendigen Mess- und Sensortechnik erfolgte durch die Firma Experior Micro Tech GmbH (Cultinova, München, Deutschland).



Abb. 4: Aufbau und Betrieb des 200-L-Forschungsmoduls (PACT200, PUEVIT GmbH, Dresden) des Innovationsraums NewFoodSystems Integration wassergekühlter LED-Leuchten sowie Datenaufnahme aus dem Prozess

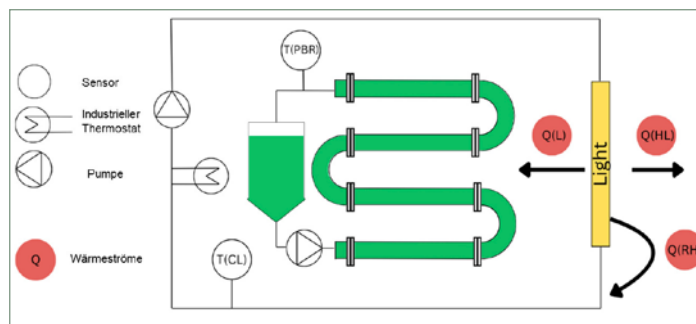


Abb. 5: Mess-Set-up für Aufnahme der Wärmeenergieströme (eigene Darstellung)

CL: Cooling Loop; PBR: Photobioreaktor; Q(HL): heat loss, Wärmestrom, der an die Umgebung abgegeben wird; Q(L): liquid, Wärmestrom, der vom Photobioreaktor aufgenommen wird; Q(RH): recovery heat, Wärmestrom, der durch den Cooling Loop aufgenommen wird; T: Temperatur

Behandlung frischer *Spirulina*-Biomasse durch gepulste elektrische Felder

Im Sinne einer Bioraffinerie muss die frische *Spirulina*-Biomasse in verschiedene Produktfraktionen getrennt werden. Um an die wertvollen intrazellulären Metabolite, bspw. Phycocyanin, zu gelangen, ist normalerweise ein Zellaufschluss notwendig. Klassische Methoden basieren auf mechanischen und/oder chemischen



Prinzipien, welche sich negativ auf die Qualität der zu extrahierenden Stoffe auswirken können. Zudem erschwert ein kompletter Zellaufschluss eine selektive Extraktion einzelner Zellkomponenten. Die Technologie der gepulsten elektrischen Felder bietet die Möglichkeit, frische Algenbiomasse produktschonend zu fraktionieren. Das Wirkprinzip der *Pulsed Electric Field* (PEF)-Technologie beruht auf der Anwendung kurzer elektrischer Impulse hoher Spannung auf biologische Zellen. Dadurch wird eine Elektroporation der Zellmembran induziert. Die Ausbildung von transienten oder permanenten Poren in der Lipid-Doppelschicht der Zellmembran wird dabei beeinflusst von der Feldstärke, der Pulsdauer und dem Energieeintrag. Bei einer ausreichend hohen Feldstärke – typischerweise im Bereich von $10\text{--}50\text{ kV cm}^{-1}$ – übersteigt das durch das elektrische Feld erzeugte transmembrane Potenzial einen kritischen Schwellenwert von etwa $0,5\text{ V}$. Infolge der strukturellen Veränderungen der Zellmembran können intrazelluläre Bestandteile wie Proteine oder Pigmente in das umgebende Medium diffundieren und entsprechend selektiv extrahiert werden. Die PEF-Behandlung ermöglicht dabei eine schonende Extraktion, da die Temperaturerhöhung minimal ist und thermisch labile Zellbestandteile geschont werden. Zudem werden bei der Extraktion keine zusätzlichen Rohstoffe wie Chemikalien oder Enzyme benötigt.

♦ Abbildung 6 zeigt den für die Experimente verwendeten PEF-Versuchsaufbau im Pilotmaßstab (PEFPilot™ Dual, ELEA Technology GmbH, Quakenbrück, Deutschland). Die Optimierung der PEF-Behandlung frischer *Spirulina*-Biomasse erfolgte unter Berücksichtigung der folgenden Prozessparameter: Biotrockenmassekonzentration (1, 5 und 10 %), elektrische Feldstärke (15 und 20 kV cm^{-1}), spezifischer Energieeintrag (100 kJ L^{-1}) sowie Leitfähigkeit der Suspension (ca. $2\text{--}7\text{ mS cm}^{-1}$). Zusätzlich wurden die Ein- und Ausgangstemperatur der behandelten Zellsuspension erfasst. Nach Abschluss der Inkubationszeit wurde die PEF-behandelte *Spirulina*-Biomasse mittels Zentrifugation separiert und sowohl die Biotrockenmasse (BTM) als auch die Gehalte an Proteinen und

Pigmenten analysiert. Zur weiterführenden Charakterisierung wurde zudem der lösliche Anteil der Komponenten im Extrakt (= Löslichkeitsextrakt) wie folgt berechnet:

$$TM_{\text{Probe}} = \frac{m_{\text{Probe}} \cdot \%TM}{100}$$

TM_{Probe} : Trockenmasse der Probe [g]

m_{Probe} : Gesamtgewicht der Probe [g]

$\%TM$: Anteil der Trockenmasse in der Probe [%]

$$Y_{TM} = \frac{TM_{\text{Überstand}}}{TM_{\text{unbehandelt}}} \cdot 100$$

Y_{TM} : Löslichkeitsextrakt [%]

$TM_{\text{Überstand}}$: Trockenmasse im Überstand [g]

$TM_{\text{unbehandelt}}$: Trockenmasse der unbehandelten Probe [g]

Nassextrusion von Restbiomasse

Neben der löslichen Proteinfraktion fällt bei der PEF-Behandlung eine proteinreduzierte Restbiomasse an, die im Folgenden auf ihre Verwertbarkeit in der Nassextrusion untersucht wurde. Für die Durchführung der Nassextrusion wurde eine Basisrezeptur entwickelt, bestehend aus 40 % Erbsenproteinisolat, 59 % Pulpe – als Mischung aus Wasser und frischer bzw. PEF-behandelter *Spirulina*-Biomasse – und 1 % Öl. Die *Spirulina*-Biomasse wurde aufgrund ihrer flüssigen Konsistenz in Konzentrationen von 17,8 % bzw. 8,9 % direkt der Pulpe zugegeben. Daraus ergaben sich Endkonzentrationen der Algenbiomasse im extrudierten Strang von ca. 5 % bzw. 10 %. Um den Einfluss der Algenbiomasse auf die mechanischen Eigenschaften des Extrudats zu untersuchen, wurden für beide Biomassekonzentrationen drei verschiedene Pulver-zu-Pulpe-Verhältnisse getestet. Die experimentellen Untersuchungen wurden auf einer Pilotanlage zur Nassextrusion durchgeführt (♦ Abbildung 7). Zum Einsatz kam ein Doppelschneckenextruder mit Kühldüse (endori food GmbH & Co. KG, Stegaurach, Deutschland). Da in allen Versuchen eine ausreichend hohe Strangqualität erreicht wurde, war eine Modifikation der Prozessparameter im Vergleich zu standardisierten Proteinrezepturen nicht notwendig und konnte unter konstanten Prozessbedingungen durchgeführt werden, um den spezifischen Einfluss der Algenbiomasse auf die Strangqualität zu analysieren. Aufgrund der Zusammensetzung der verwendeten Basisrezeptur mit einem Anteil von 40 %



Abb. 6: Versuchsaufbau mit der PEF-Anlage PEFPilot™ Dual

Komponenten: 1: Vorratsbehälter, 2: Exzentrerschneckenpumpe, 3: Wärmetauscher, 4: Eingang von Druckluft und Eingang und Ausgang des Kühlwassers, 5: Produkt- und -abgang, 6: parallele Behandlungszelle, 7: Druckluftfilter-Regelventil, 8: Bediendisplay



Erbseproteinisolat wurde die Extrudertemperatur auf 110 °C festgelegt, da diese Prozesstemperatur optimal für die Verarbeitung von Erbsenprotein ist. Die Extrusion erfolgte mit einem Durchsatz von 40 kg h⁻¹ bei einer Schneckendrehzahl von 600 U min⁻¹.

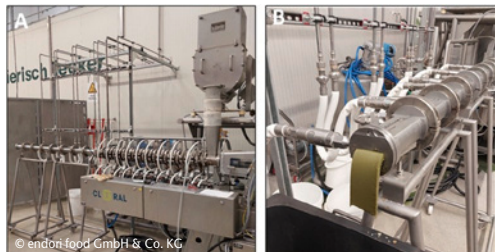


Abb. 7: Versuchsaufbau zur Nassextrusion einer Basisrezeptur aus Erbsenproteinisolat und PEF-behandelter *Spirulina*-Biomasse im technischen Maßstab (A), Extrudat aus Basisrezeptur unter Nutzung frischer *Spirulina*-Biomasse (B)

Ergebnisse und Diskussion

Biomasseproduktivität in Satz- und kontinuierlicher Kultur im Forschungs-PBR-Modul

♦ Abbildung 8 zeigt eine Referenzkultivierung von *Spirulina* im 200-L-Forschungs-PBR-Modul über einen Zeitraum von 10 Tagen. Anhand der Verläufe von Biotrockenmasse (leere Kreise) und Produktivität (gefüllte Kreise) wird deutlich, dass die maximale Produktivität von ca. 0,2 g L⁻¹ d⁻¹ im Gesamtprozess nur für ein kurzes Zeitfenster erreicht wird. In den ersten beiden Produktionstagen findet eine Adaption der Kultur an das technische System und die Prozessbedingungen statt, die mit einem sukzessiven Anstieg der Biomasseproduktivität einhergeht. Am 2. und 3. Kultivierungstag zeigt die Kultur ihre maximale Produktivität (roter Kreis in ♦ Abbildung 8); in diesem Zeitfenster sind alle Prozessbedingungen, insbesondere das Verhältnis von Zelldichte zu verfügbarer Lichtenergie, optimal für das Biomassewachstum. Ab dem 3. Tag der Kultivierung wird das Wachstum von *Spirulina* durch eine zu hohe Zelldichte und die damit verbundene eingeschränkte Bereitstellung von PAR-Energie gehemmt, was für den Rest der Prozessdauer zu einer kontinuierlich abnehmenden Biomasseproduktivität führt. Im Mittel wird somit eine Biomasseproduktivität von ca. 0,12 (bei 10 Tagen Prozessdauer) bis 0,14 g L⁻¹ d⁻¹ (bei 7 Tagen Prozessdauer) erreicht.

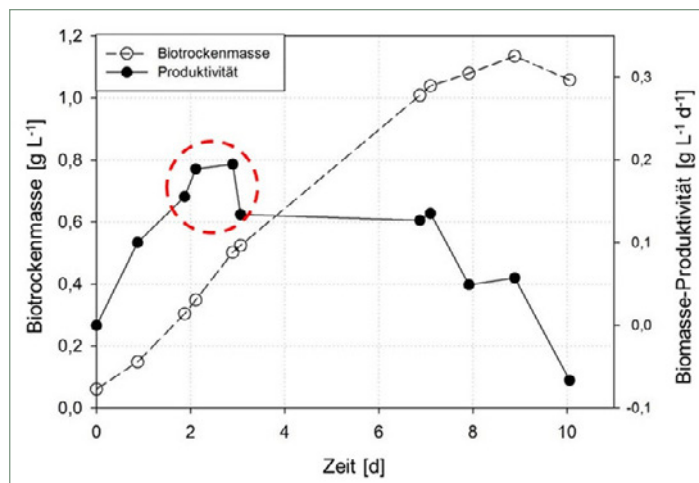


Abb. 8: Referenzkultivierung von *Spirulina* in einem 200-L-Forschungs-PBR-Modul

Dargestellt sind die zeitliche Entwicklung der Biotrockenmasse (leere Kreise) sowie die Produktivität (schwarze Kreise). Hervorgehoben ist ein optimaler Betriebspunkt für eine kontinuierliche Kultivierung von *Spirulina* (roter Kreis).

Der kontinuierliche Betrieb fixiert den Betriebspunkt für die Bedingungen der höchsten Biomasseproduktivität durch kontinuierliche Zufuhr von frischem Nährmedium. Gleichzeitig werden dem PBR-Modul äquivalente Mengen an Mikroalgensuspension entnommen, sodass sich ein Gleichgewicht zwischen Entnahme und Wachstum der Mikroalgen im System einstellt. Dadurch bleibt die Biomassekonzentration und deren biochemische Zusammensetzung im PBR-Modul über die Zeit konstant. Im Zuge der Optimierung wurde eine optimale Verdünnungsrate D von 0,2 d⁻¹ für das *Spirulina*-Wachstum unter kontrollierten Prozessbedingungen ermittelt, wodurch die Biomasseproduktivität auf 0,26 g L⁻¹ d⁻¹ gesteigert und über den gesamten Prozessverlauf konstant gehalten werden konnte. Dies entspricht in etwa einer Verdopplung der Biomasseproduktivität im Vergleich zum Satzbetrieb.

In der wissenschaftlichen Literatur sind nur wenige Daten zur kontinuierlichen Kultivierung von *Spirulina* in Photobioreaktoren zu finden. Aufgrund der Unterschiede in der Geometrie und Skalierung der PBR, der verwendeten Lichtquellen und Nährmedien sowie stammspezifischer Unterschiede ist ein Vergleich zwischen unterschiedlichen experimentellen Set-ups nur schwer durchführbar. In ihrer Studie aus dem Jahr 2007 erzielten Sassano et al. [23] eine Biomasseproduktivität von 0,0924 g L⁻¹ d⁻¹. Die Autor*innen nutzten einen zylindrischen Glaskolk mit einem Volumen von 9 L als PBR und variierten die Durchflussrate zwischen 0,08 und 0,32 d⁻¹. In einer aktuellen Studie der Universität Padua konnte in kleinen, plattenförmigen PBR-Systemen ($V = 0,35$ L) eine Biomasseproduktivität von 0,359 g L⁻¹ d⁻¹ bei hohen Durchflussraten von ca. 0,83 d⁻¹ erreicht werden [24].

Ein weiterer Fokus des 200-L-Forschungs-PBR-Moduls aus dieser Studie lag auf dem Einsatz wassergekühlter LED-Lichtquellen und der Rückgewinnung der LED-Abwärme. Die installierten Leuchten wiesen eine Gesamtleistung (bei voller Auslastung) von 7200 Watt sowie einen Wirkungsgrad von ca. 0,5 auf; d. h. ca. 50 % der Energie werden in Lichtenergie und 50 % in Form von Wärme abgegeben. Der Kühlkreislauf der LED-Leuchten umfasst ein Gesamtvolumen von 42 L. Anhand der aufgenommenen Temperaturdaten konnte gezeigt



werden, dass im Anfahrbetrieb der Leuchten, d. h. innerhalb der 1. Betriebsstunde, ca. 1300 Watt durch den zusätzlichen Kühlkreislauf aufgenommen werden können, was einer Temperaturerhöhung im Kühlkreislauf von 20 °C auf 40 °C entspricht. Im Dauerbetrieb der Leuchten konnten schließlich ca. 80 % der abgegebenen Wärme durch den zusätzlichen Kühlkreislauf rückgewonnen werden und stehen für die Nutzung von prozessinternen Heizaufgaben, u. a. Extraktion oder Wärmekopplung in die Kultur, zur Verfügung; ca. 0,7 kW gehen dem System als Abwärme verloren.

Schonende Fraktionierung von frischer *Spirulina*-Biomasse

Die Prozessierung der frischen *Spirulina*-Biomasse mittels gepulster elektrischer Felder erfolgte gemäß den Angaben aus ♦ Tabelle 1. Nach der PEF-Behandlung wurde eine Inkubation der behandelten Suspension in einem Schüttelinkubator für eine Dauer von bis zu 72 h durchgeführt, um die Diffusion der zellulären Bestandteile in das umgebende Medium zu ermöglichen.

Es zeigte sich ein Anstieg des Löslichkeitsextrakts in den PEF-behandelten Proben mit zunehmender Inkubationsdauer (♦ Abbil-

dung 9). Dies ist auf eine zeitabhängige Diffusion sowie eine irreversible Permeabilisierung der Zellmembran infolge der PEF-Behandlung zurückzuführen. Beispielsweise führte eine PEF-Behandlung mit einer Feldstärke von 15 kV cm⁻¹ und einem spezifischen Energieeintrag von 100 kJ L⁻¹ bei einer 1 %igen BTM zu einer Erhöhung des Löslichkeitsextrakts von anfänglich 14,14 % auf einen Maximalwert von 19,99 % nach 48 Stunden. Ein vergleichbarer Trend zeigte sich bei einer BTM von 5 % und 10 %, wobei die maximalen Werte von 23,16 % bzw. 17,56 % erst nach 72 Stunden erreicht wurden. Eine Erhöhung der Feldstärke auf 20 kV cm⁻¹ resultierte in einem höheren Löslichkeitsextrakt, insbesondere bei einer BTM von 1 %, die nach 48 Stunden einen Spitzenwert von 27,34 % erreichte. Im Vergleich zu den Kontrollproben, die lediglich nicht-signifikante Zunahmen des Löslichkeitsextrakts im Inkubationszeitraum aufwiesen, zeigten die PEF-behandelten Proben signifikant erhöhte Werte. Dies unterstreicht die Wirksamkeit der PEF-Behandlung zur Permeabilisierung der *Spirulina*-Zellmembran und die Freisetzung zellulärer Inhaltsstoffe. Insgesamt konnte eine sinkende Effizienz der Proteinfreisetzung bei steigender BTM-Konzentration identifiziert werden. Die resultierenden Proteinkonzentrationen im Überstand sind in ♦ Abbildung 10A dargestellt. Die höchste selektiv extrahierte Proteinkonzentration von 126,2 mg g_{BTM}⁻¹ wurde mit einer 1 %igen BTM, einer Feldstärke von 20 kV cm⁻¹, einem Energieeintrag von 100 kJ L⁻¹ sowie einer Inkubationszeit von 72 Stunden erzielt. 18,2 mg g_{BTM}⁻¹ an löslichem Protein gehen dabei auf das wasserlösliche Phycocyanin als natürlicher blauer Farbstoff zurück (♦ Abbildung 10B).

Biotrockenmasse [%]	Einstellung	Replikate	Eingangstemperatur [°C]	Ausgangstemperatur [°C]	Leitfähigkeit [mS cm ⁻¹]
1	Kontrolle	4	19,33 ± 3,50	19,33 ± 3,50	2,07 ± 0,62
	15 kV cm ⁻¹ 100 kJ L ⁻¹	4		42,53 ± 3,37	
	20 kV cm ⁻¹ 100 kJ L ⁻¹	3		43,13 ± 3,68	
5	Kontrolle	2	19,65 ± 3,95	19,65 ± 3,95	5,80 ± 0,80
	15 kV cm ⁻¹ 100 kJ L ⁻¹	2		37,90 ± 3,40	
10	Kontrolle	2	15,10 ± 0,60	15,10 ± 0,60	7,10 ± 0,20
	15 kV cm ⁻¹ 100 kJ L ⁻¹	2		35,35 ± 0,55	

Tab. 1: Angaben der Prozessparameter für die Prozessierung frischer *Spirulina*-Biomasse mittels gepulster elektrischer Felder
Werte als Mittelwerte ± Standardabweichung, n = 3

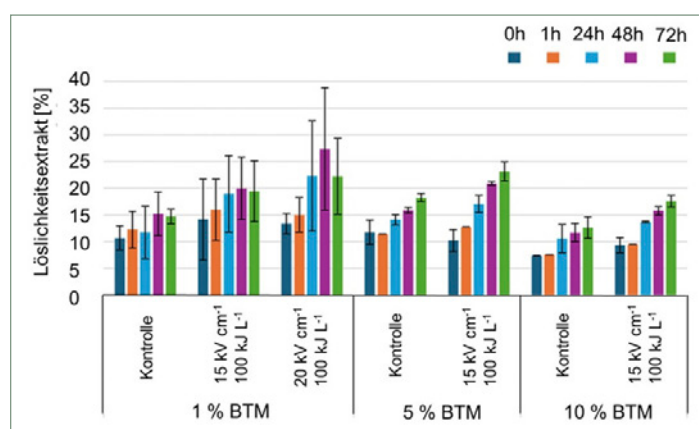


Abb. 9: Löslichkeitsextrakt [%] der Kontrolle und der PEF-behandelten Proben frischer *Spirulina*-Biomasse
elektrische Feldstärke = 15 bzw. 20 kV cm⁻¹ und spezifischer Energieeintrag = 100 kJ L⁻¹ nach unterschiedlichen Inkubationszeiten (0 h, 1 h, 24 h, 48 h, 72 h) und variierenden Biotrockenmassekonzentrationen von 1 %, 5 % und 10 % (Werte als Mittelwerte ± Standardabweichung, n = 3)
BTM: Biotrockenmasse; PEF: Pulsed Electric Field

Mehr als nur ein Produkt – Verwertung von PEF-behandelter Biomasse als Zusatz für Nassextrudate

Im Zuge der Studie wurde untersucht, ob nach dem initialen Schritt der Proteingewinnung aus der frischen *Spirulina*-Biomasse die proteinreduzierte (PEF-behandelte) Restbiomasse als Rohstoff für Nassextrudate genutzt werden kann. Dafür wurden Basismischungen mit unbehandelter sowie PEF-behandelter Biomasse hergestellt und hinsichtlich ihrer Farb- und Struktureigenschaften bewertet.

Die extrudierten Stränge waren durchgehend stabil und von hoher Qualität. Bei allen Versuchen blieb die Oberfläche glatt und frei von Schuppenbildung, während die Faserstruktur gleichmäßig ausgeprägt war (♦ Ab-



bildung 11A). Die Stränge wiesen eine hohe Festigkeit auf, die sich in einer partiellen Rissbildung an den Strangseiten zeigte. Generell führte die Zugabe von *Spirulina*-Biomasse zur Basisrezeptur zu einer Erhöhung der Strangfestigkeit, was auf den erhöhten Trockenmasseanteil zurückzuführen ist.

Zur weiteren Charakterisierung der Extrudate wurden Farbmessungen und sensorische Untersuchungen durchgeführt. Die Farbmessungen wurden mit dem Sikkens 5051 Color Concept durchgeführt; die entsprechenden Bilder der Extrudate sind in ♦ Abbildung 11B–D dargestellt. Die Bewertung der Textur erfolgte auf einer Skala von 1 bis 3 nach dem Schema zur Bestimmung der Strangfestigkeit. Die Ergebnisse der Untersuchungen sind in ♦ Tabelle 2 zusammengefasst. Die Farbe der Extrudate wurde durch den Zusatz von *Spirulina*-Biomasse signifikant beeinflusst. Es konnte eine deutliche Grünfärbung beobachtet werden, die bei Verwendung von unbehandelter *Spirulina*-Biomasse stärker ausgeprägt war im Vergleich zur PEF-behandelten *Spirulina*-Biomasse. Bei höheren Konzentrationen (10 %) tendierte die Färbung in Richtung dunkelgrün bis schwarz (♦ Abbildung 11D). Im Gegensatz dazu zeigten Extrudate mit geringen Konzentrationen an PEF-behandelter *Spirulina*-Biomasse eine hellgrüne Färbung. Neben der Farbveränderung hatte die unbehandelte *Spirulina*-Biomasse auch einen stärkeren Einfluss auf Geschmack und Textur der Extrudate im

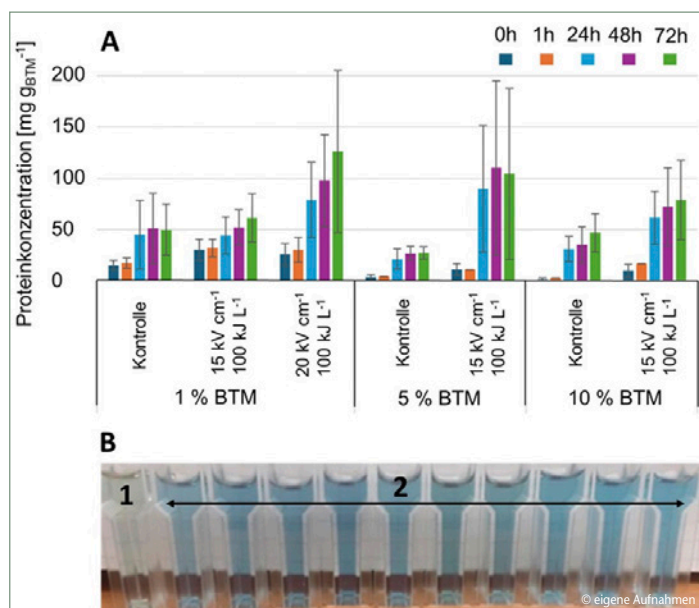


Abb. 10: Proteinkonzentration [$\text{mg g}_{\text{BTM}}^{-1}$] in der Kontrolle und in den PEF-behandelten Proben mit 15 bzw. 20 kV cm^{-1} elektrischer Feldstärke und kJ L^{-1} spezifischem Energieeintrag nach unterschiedlichen Inkubationszeiten (0 h, 1 h, 24 h, 48 h, 72 h) und variierenden Biotrockenmassekonzentrationen von 1 %, 5 % und 10 % (A), Kontrolle (unbehandelt, 1) sowie Phycocyaninextrakte aus PEF-behandelter frischer *Spirulina*-Biomasse (2) (B) (Werte als Mittelwerte \pm Standardabweichung, $n = 3$)
BTM: Biotrockenmasse; PEF: Pulsed Electric Field

Vergleich zur PEF-behandelten Biomasse. Die Farbstabilität blieb bei einer Extrusionstemperatur von 110 °C erhalten. Die Zugabe von unbehandelter *Spirulina*-Biomasse führte im Vergleich zur PEF-behandelten *Spirulina*-Biomasse zu einem intensiveren Algenaroma und einer festeren Textur. Eine PEF-Behandlung der

Nr.	Probe	<i>Spirulina</i> -Biomasse [%]	Farbe	Geschmack	Textur	
1	Referenz	–	hellbeige; F0.25.60	pflanzlich, nach Erbse	1,5	wird fester mit mehr Trockenmasse
2	Referenz	–	hellbeige; F0.25.60		2	
3	Referenz	–	hellbeige; F0.25.60		2	
4	<i>Spirulina</i> PEF-behandelt	10,12	hellgrün; G0.30.30	pflanzlich, leicht nach Alge	3	fester als die Referenz
5	<i>Spirulina</i> PEF-behandelt	10,33	hellgrün; G0.30.30		3	
6	<i>Spirulina</i> PEF-behandelt	10,50	hellgrün; G9.20.19		3	
7	<i>Spirulina</i> unbehandelt	10,12	dunkelgrün; G9.20.19	intensiverer Algengeschmack als PEF-behandelte Proben	3	sehr fest und gummiartig
8	<i>Spirulina</i> unbehandelt	10,33	dunkelgrün; G9.20.19		3	
9	<i>Spirulina</i> unbehandelt	10,50	dunkelgrün; G9.20.19		3	
10	<i>Spirulina</i> PEF-behandelt	5,03	hellgrün; G0.30.50	pflanzlich, etwas nach Alge	2,5	sehr fest
11	<i>Spirulina</i> PEF-behandelt	5,13	hellgrün; G0.30.50		2,5	
12	<i>Spirulina</i> PEF-behandelt	5,22	hellgrün; G0.30.30		2,5	
13	<i>Spirulina</i> unbehandelt	5,03	grün; F4.28.47	pflanzlich, leicht nach Alge	2,5	sehr fest
14	<i>Spirulina</i> unbehandelt	5,13	grün; G0.30.50		2,5	
15	<i>Spirulina</i> unbehandelt	5,22	grün; G0.30.30		2,5	

Tab. 2: Untersuchung zur Extrusion von *Spirulina*-Frischbiomassen

In der Referenzrezeptur wurde Wasser anstelle von *Spirulina*-Biomasse integriert. Die Textur wurde auf einer Skala von 1–3 bewertet.



frischen *Spirulina*-Biomasse eignet sich daher sowohl für die Gewinnung von Hochwertprodukten (Primärfraktion) als auch zur Verbesserung der Verarbeitung einer nachgelagerten Nassextrusion der Restbiomasse (Sekundärfraktion).

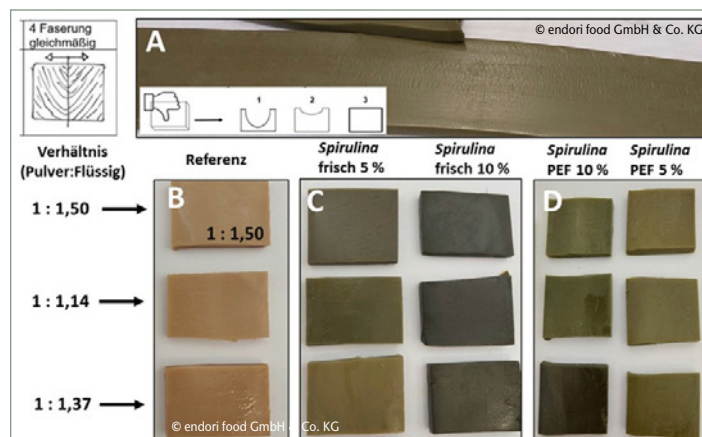


Abb. 11: Strangqualität von Nassextrudaten mit einem Anteil an PEF-behandelter *Spirulina*-Biomasse (A), Farbvariationen der Nassextrudate aufgrund unterschiedlicher Gehalte an Biomasse in der Rezeptur (B, C, D)
PEF: Pulsed Electric Field

Abschließende Bemerkungen

Das Forschungsprojekt „ALGAE-MODULE 4.0“ im Rahmen des Innovationsraums NewFoodSystems vereint die interdisziplinäre Expertise von neun Projektpartnern entlang der gesamten Wertschöpfungskette der Mikroalgenproduktion. Beteiligt waren Unternehmen aus den Bereichen Mikroalgenkultivierung (PUEVIT GmbH, Algenium GmbH & Co. KG), technische Ausstattung mit Schwerpunkt auf Beleuchtungstechnologien (DH Licht GmbH) sowie Regelungs- und Kommunikationstechnik (Experior MicroTech GmbH). Darüber hinaus waren Partner mit Expertise in Aufbereitungsverfahren (ELEA Technology GmbH) und optischer Prozessanalytik (Bruker Optik GmbH) involviert. Ergänzt wurde das Konsortium durch Unternehmen aus der Lebensmittelverarbeitung (endori food GmbH & Co. KG) sowie universitäre Forschungseinrichtungen, die sich mit *Downstream Processing* (TU Berlin) und der Entwicklung sowie Optimierung von Produktionsprozessen (TU Dresden) befassen.

Durch diese interdisziplinäre Zusammenarbeit wurden entscheidende Fortschritte in der Prozessentwicklung, der Qualitätssicherung und der industriellen Anwendbarkeit von frischen Mikroalgen als nachhaltige Rohstoffquelle für die Lebensmittelproduktion erzielt.

Förderung

Beitrag im Rahmen der Publikationsreihe des Innovationsraums NewFoodSystems – Fördermaßnahme „Innovationsräume Bioökonomie“ im Rahmen der „Nationalen Forschungsstrategie BioÖkonomie 2030“ des Bundesministeriums für Forschung, Technologie und Raumfahrt (BMFTR).



Danksagung

Die Autoren danken dem BMFTR-Innovationsraum NewFoodSystems für die Förderung des Vorhabens ALGAE-MODULE 4.0.

Angaben zu Interessenkonflikten und zum Einsatz von KI

Die Autor*innen erklären, dass keine Interessenkonflikte bestehen. KI wurde zur Sprachoptimierung eingesetzt.

Literatur

- Sharma A, Arya SK: Ecological and environmental services of microalgae. In: Bandh SA, Malla FA (eds.): *Valorization of microalgal biomass and wastewater treatment*. Elsevier 2023, 261–315.
- Gohara-Beirigo AK, Matsudo MC, Cezare-Gomes EA, Carvalho JCMD, Danesi EDG: *Microalgae trends toward functional staple food incorporation: Sustainable alternative for human health improvement*. *Trends Food Sci Technol* 2022; 125: 185–99.
- Zhou L, Li K, Duan X, et al.: *Bioactive compounds in microalgae and their potential health benefits*. *Food Biosci* 2022; 49: 101932.
- Bouyahya A, Bakrim S, Chamkhi I, et al.: *Bioactive substances of cyanobacteria and microalgae: Sources, metabolism, and anticancer mechanism insights*. *Biomed Pharmacother* 2024; 170: 115989.
- Wang Y, Tibbetts S, McGinn P: *Microalgae as sources of high-quality protein for human food and protein supplements*. *Foods* 2021; 10: 3002.
- Kumar R, Hegde AS, Sharma K, Parmar P, Srivatsan V: *Microalgae as a sustainable source of edible proteins and bioactive peptides – current trends and future prospects*. *Food Research International* 2022; 157: 111338.
- Liu Y, Ren X, Fan C, Wu W, Zhang W, Wang Y: *Health benefits, food applications, and sustainability of microalgae-derived n-3 PUFA*. *Foods* 2022; 11: 1883.
- Remize M, Brunel Y, Silva JL, Berthon J-Y, Filaire E: *Microalgae n-3 PUFAs production and use in food and feed industries*. *Marine Drugs* 2021; 19: 113.



9. Jung F, Braune S, Jung CHG, et al.: Lipophilic and hydrophilic compounds from *Arthrospira platensis* and its effects on tissue and blood Cells – an overview. *Life* 2022; 12: 1497.
10. Mimouni V, Ulmann L, Pasquet V, et al.: The potential of microalgae for the production of bioactive molecules of pharmaceutical interest. *CPB* 2012; 13: 2733–50.
11. Sun D, Wu S, Li X, et al.: The structure, functions and potential medicinal effects of chlorophylls derived from microalgae. *Marine Drugs* 2024; 22: 65.
12. Tounsi L, Ben Hlima H, Hentati F, et al.: Microalgae: A promising source of bioactive phycobiliproteins. *Marine Drugs* 2023; 21: 440.
13. Mirza SS, Akbar S, Ijaz MU, Morowvat MH, Ishaque A, Fatima K: Nutritional health connection of algae and its pharmaceutical value as anticancer and antioxidant constituents of drugs. *BIOT* 2025; 19: 19–34.
14. Hwang J, Yadav D, Lee PC, Jin J: Immunomodulatory effects of polysaccharides from marine algae for treating cancer, infectious disease, and inflammation. *Phytother Res* 2022; 36: 761–77.
15. Casas-Arrojo V, Arrojo Agudo MDLÁ, Cárdenas García C, et al.: Antioxidant, immunomodulatory and potential anticancer capacity of polysaccharides (glucans) from *Euglena gracilis* G.A. Klebs. *Pharmaceuticals* 2022; 15: 1379.
16. De Medeiros VPB, De Souza EL, De Albuquerque TMR, et al.: Freshwater microalgae biomasses exert a prebiotic effect on human colonic microbiota. *Algal Research* 2021; 60: 102547.
17. Villarruel-López A, Ascencio F, Nuño K: Microalgae, a potential natural functional food source – a review. *Pol J Food Nutr Sci* 2017; 67: 251–63.
18. Ruiz J, Wijffels RH, Domínguez M, Barbosa MJ: Heterotrophic vs autotrophic production of microalgae: Bringing some light into the everlasting cost controversy. *Algal Res* 2022; 64: 102698.
19. Abdur Razzak S, Bahar K, Islam KMO, et al.: Microalgae cultivation in photobioreactors: sustainable solutions for a greener future. *Green Chem Eng* 2024; 5: 418–39.
20. Chanquia SN, Vernet G, Kara S: Photobioreactors for cultivation and synthesis: Specifications, challenges, and perspectives. *Eng Life Sci* 2022; 22: 712–24.
21. Pisanello D, Caruso G: EU Regulation on Novel Foods. In: Pisanello D, Caruso G (eds.): *Novel Foods in the European Union*. Cham: Springer International Publishing 2018, 1–29. (SpringerBriefs in Molecular Science).
22. Görs M, Schumann R, Hepperle D, Karsten U: Quality analysis of commercial *Chlorella* products used as dietary supplement in human nutrition. *J Appl Phycol* 2010; 22: 265–76.
23. Sassano CEN, Gioielli LA, Almeida KA, Sato S, Perego P, Converti A, Carvalho JCM: Cultivation of *Spirulina platensis* by continuous process using ammonium chloride as nitrogen source. *Biomass Bioenergy* 2007; 31: 593–8.
24. Pattaro L, Colta AR, Saccardo A, Borella L, Barbera E, Sforza E: Effect of medium recycle ratio on spirulina cultivation: Experiments and modelling. *J Environ Chem Eng* 2025; 13: 117264.