

Blasentang (*Fucus vesiculosus*)

Isabelle Junk, Julian Hans, Diana Teubner, Martin Paulus,
Roland Klein

Universität Trier, FB VI - Biogeographie
Universitätsring 15, 54296 Trier

Inhaltsverzeichnis

1	Umweltprobenbank des Bundes	2
2	Zielsetzung dieser Richtlinie	2
3	Funktion der Probenart.....	2
4	Zielkompartimente	3
5	Festlegungen für die Probenahme.....	3
5.1	Artbestimmung	3
5.2	Auswahl und Abgrenzung der Probenahmeflächen	4
5.3	Auswahl der Individuen und Stichprobengröße	5
5.4	Probenahmezeitraum und -häufigkeit.....	5
5.5	Gebietsbezogener Probenahmeplan	5
6	Durchführung der Probenahme	5
6.1	Erforderliche Ausrüstung und Reinigungsvorschriften.....	6
6.2	Probenahmetechnik	6
7	Biometrische Probencharakterisierung.....	7
8	Literatur	7

**Verfahrensrichtlinien für Probenahme, Transport, Lagerung und chemische
Charakterisierung von Umwelt- und Humanproben**
Stand: Juli 2024, V 3.0.0

1 Umweltprobenbank des Bundes

Die Umweltprobenbank des Bundes (UPB) ist ein Instrument der Umweltbeobachtung des Bundesumweltministeriums unter fachlicher und administrativer Koordinierung des Umweltbundesamtes (UBA). Die UPB sammelt ökologisch repräsentative Umweltproben sowie Humanproben, lagert sie ein und untersucht sie auf umweltrelevante Stoffe.

Grundlage des Betriebs der UPB sind spezifische Verfahrensrichtlinien sowie die Konzeptionen der UPB (Umweltbundesamt 2008, 2014, 2023).

Die Langzeitlagerung erfolgt unter Bedingungen, die eine Zustandsveränderung oder einen Verlust chemischer Eigenschaften über einen Zeitraum von mehreren Jahrzehnten weitestgehend ausschließen. Damit stellt das Archiv Proben für die retrospektive Untersuchung solcher Stoffe bereit, deren Gefährdungspotential für die Umwelt oder die menschliche Gesundheit heute noch nicht bekannt ist.

Umfassende Informationen zur UPB sind unter www.umweltprobenbank.de verfügbar.

2 Zielsetzung dieser Richtlinie

Die Probenahme ist der erste und wichtigste Schritt zur Sicherung der Proben- und Datenqualität. Sie erfolgt nach fachlich begründeten und standardisierten Methoden, um Kontaminationen zu minimieren und den Verlust von chemischen Informationen zu vermeiden. Der besonders hohe Anspruch an Qualitätssicherung ergibt sich aus der außergewöhnlichen Bedeutung der Proben als Archivmaterial. Repräsentativität und Reproduzierbarkeit der Proben sind Voraussetzung für die Vergleichbarkeit der Untersuchungsergebnisse in Zeit und Raum.

Der Transport und die weiterführende Probenbearbeitung, die Lagerung sowie die

chemische Charakterisierung hat nach den gültigen Richtlinien der UPB zu erfolgen.

Die vorliegende Richtlinie stellt die Fortschreibung der Fassung von Quack *et al.* (2010) dar.

3 Funktion der Probenart

Der Blasentang ist eine benthische, makrophytische Braunalge, die in den Tidezonen der nördlichen Hemisphäre in temperaten und arktischen Zonen des Nordatlantiks vorkommt. In der Ostsee ist der Blasentang die wichtigste kronenbildende Art auf steinigem Substrat und weist eine weite Salinitätstoleranz auf (Barboza *et al.* 2019). Damit ist er als habitatbildende Art von großer Bedeutung für die ansässige Invertebratenfauna (Wikström und Kautsky 2007) sowie andere aufwachsende Algenarten. Für Fische stellen die Blasentangbestände sowohl Schutz als auch Nahrungsquelle dar. Der Blasentang ist demnach die Braunalge mit der größten ökologischen Bedeutung in der Ostsee (Kalvas und Kautsky 1993; Pearson *et al.* 2002). Früher bis in Tiefen von etwa 10 m anzutreffen, wächst der Blasentang heute hier nur noch in Tiefen von bis zu 4 m (Schories *et al.* 2013). Diese Verschiebung wird häufig mit Eutrophierung in Zusammenhang gebracht (Torn *et al.* 2006). Auch in der Nordsee ist der Blasentang eine wichtige habitatbildende Makroalge für Invertebraten, Bakterien und Epiphyten und nimmt damit eine Schlüsselrolle im Ökosystem ein (Kersen *et al.* 2011; Saha *et al.* 2011; Drakard *et al.* 2021). Auf Sylt findet sich auf den Miesmuschelbänken die Unterart *Fucus vesiculosus mytili*, die eine Assoziation mit den Miesmuscheln bildet (Albrecht und Reise 1994; Mensch *et al.* 2016).

Braunalgen wie der Blasentang eignen sich hervorragend als Indikatororganismus. Aufgrund der strukturellen Zusammensetzung der Zellwände, die viele schleimige Polysaccharide enthalten, werden Schadstoffe, wie zum Beispiel Schwermetalle, in höheren Konzentrationen aufgenommen als beispielsweise von Pilzen oder anderen Algen

(Mata *et al.* 2009b). Vor allem das in den Zellwänden enthaltene Algin (auch Alginsäure) spielt dabei eine wichtige Rolle (Mata *et al.* 2009a; Brinza *et al.* 2019).

Folgende Gründe sprechen für die besondere Eignung des Blasentangs als Monitoring-organismus:

- Durch seine hohe Salinitätstoleranz (Barboza *et al.* 2019; Kersen *et al.* 2011) ist er im Tidebereich der Nordsee weit verbreitet und kommt auch in den Küstenzonen der Ostsee lokal häufig vor.
- Er weist eine hohe Akkumulationsrate für Schadstoffe auf (Mata *et al.* 2009b).
- Er ist eine ausdauernde Art und damit das ganze Jahr über beprobbar.
- Er ist eine bedeutende habitatbildende Art und damit Grundlage für das Leben von zahlreichen Invertebraten, Fischen, Epiphyten und Bakterien (Saha *et al.* 2011; Drakard *et al.* 2021).

4 Zielkompartimente

Als Zielkompartiment dient der gesamte Thallus ohne Haftfuß (Abb. 1). Der kalkhaltige Haftfuß ist aufgrund seiner lokal stark unterschiedlichen Ausbildung und chemischen Zusammensetzung bei vergleichsweise hohem Eigengewicht aus der Probe auszuschließen.

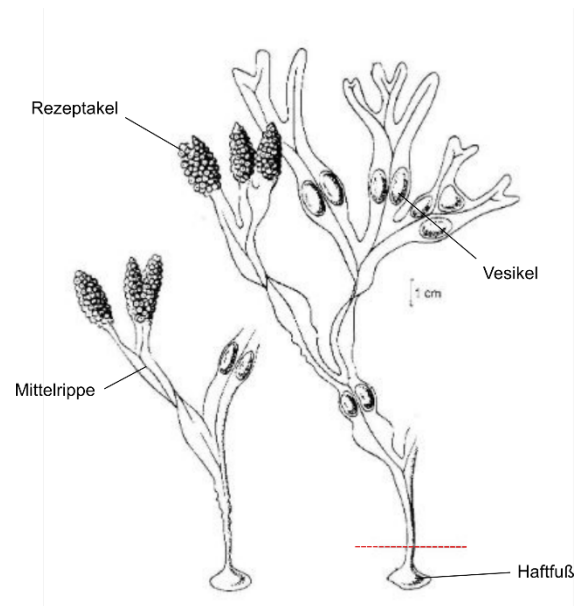


Abb. 1: Schematische Darstellung von *Fucus vesiculosus* (die Linie kennzeichnet die Schnittstelle zur Trennung des Thallus vom Haftfuß).

5 Festlegungen für die Probenahme

5.1 Artbestimmung

Das auffälligste Merkmal am Blasentang sind seine paarig angeordneten Vesikel, die sonst lediglich bei der Variation *Fucus vesiculosus* var. *spiral* auftreten können. In der Regel besitzt *Fucus vesiculosus* einen Haftfuß, mit dem er auf hartem Substrat Halt findet. Bei Überflutung steht der Thallus aufrecht im Wasser. Der Thallus selbst ist eher flach, ganzrandig und weist eine deutliche Mittlerippe auf. Die Rezeptakel laufen leicht spitz zu und haben einen ellipsoiden Umriss (Mathieson *et al.* 2006). Der Blasentang ist diözisch; die Rezeptakel entwickeln sich bereits im Winter und sind im Frühsommer maximal fertil. Die männlichen und weiblichen Gameten werden in den Rezeptakeln produziert und von ihnen freigesetzt. Die Befruchtung erfolgt im freien

Wasser. Mit der Zellteilung wird zunächst das Haftorgan ausgebildet (Bergström 2005). Die Reproduktion findet das ganze Jahr über statt (Mathieson *et al.* 2006; Drakard *et al.* 2021; Schueller *et al.* 1994). In der südlichen Ostsee pflanzt sich der Blasentang von Mai bis Juni sowie von September bis Oktober/November fort (Berger *et al.* 2004; Berger *et al.* 2001).

Im Gegensatz zu *Fucus vesiculosus* hat *F. vesiculosus* var. *mytili* in der Regel keine Vesikel und keinen Haftfuß. Er wächst lediglich auf Miesmuschelbänken in der Nordsee, wie es sie auf Sylt gibt, und ist durch die Byssusfäden der Muscheln mit dem darunterliegenden Substrat verankert. Meist weist *F. vesiculosus mytili* auch keine Rezeptakel auf. Er ist diözisch, vermehrt sich vermutlich aber eher asexuell durch Fragmentierung (Mathieson *et al.* 2006; Schueller *et al.* 1994).

Die Verwechslungsgefahr mit anderen *Fucus*-Arten ist generell gegeben, da die Gattung, wie auch für andere Makroalgen typisch, eine hohe phänotypische Plastizität aufweist. So können artspezifische Merkmale lokal stark unterschiedlich ausgeprägt sein (Bergström 2005; Meichssner *et al.* 2021; Kalvas und Kautsky 1993). Allerdings ist *Fucus vesiculosus* an den Probenahmeflächen der Umweltprobenbank mit Abstand die individuenstärkste Art. Die beiden morphologisch ähnlichen Arten *Fucus serratus* und *Fucus evanescens* sind eher an der dänischen und schwedischen Küste verbreitet. Nur *Fucus evanescens* ist lokal in der Kieler Bucht häufig (Schueller *et al.* 1994; Steinhagen *et al.* 2019). Die am weitesten in die Ostsee vorgedrungene Population liegt in der Nähe des Hafens von Rostock und der östlichste Fund stammt von Stralsund, konnte allerdings dort nach 2015 nicht mehr bestätigt werden (Nowak *et al.* 2019).

5.2 Auswahl und Abgrenzung der Probenahmeflächen

Die Auswahl der Probenahmeflächen ergibt sich im Wesentlichen durch das Vorkommen und die Erreichbarkeit ausreichend großer



Abb. 2: *Fucus vesiculosus* auf Rügen (o.) und auf Sylt (u.)

Fucus vesiculosus-Bestände entlang der Küstenlinie. Da die Probenahmeflächen repräsentativ für das jeweilige Ökosystem sein müssen, ist die unmittelbare Nähe zu lokalen Quellen chemischer Substanzen zu meiden.

Um den Haftfuß verankern zu können, benötigt *Fucus vesiculosus* festen Untergrund. Dabei kann es sich um Felsen, Steine, künstlich angelegte Buhnen oder in Ausnahmefällen auch Muschelbänke (z.B. Sylt-Römö-Watt) handeln. Werden *Fucus*-Bestände auf künstlichen Substraten ausgewählt, ist darauf zu achten, dass durch die ebenfalls zu dokumentierende Substratbeschaffenheit keine lokale Kontamination erfolgen kann. Die wesentlichen Kriterien für die Auswahl und Abgrenzung der Probenahmeflächen sind:

- ausreichende Populationsdichte für eine gesicherte, langfristige Probenahme,
- gute Erreichbarkeit,
- Meidung lokaler Emittenten und Störfaktoren.

5.3 Auswahl der Individuen und Stichprobengröße

Beim Blasentang handelt es sich um eine Braunalge, deren Vegetationsteile nicht mit dem systematischen Aufbau von Gefäßpflanzen, der in Wurzel, Sprossachse und Blätter gegliedert ist, vergleichbar sind. Stattdessen werden die Vegetationsteile summarisch als Thallus bezeichnet (Kadereit *et al.* 2014).

Der Thallus eines Blasentangs weist eine hohe morphologische Plastizität auf. Meist gibt es Haftfuß und Wedel. Dies ist allerdings vom Standort abhängig. Auf der Probenahmefläche Sylt-Römo-Watt findet sich ausschließlich die *mytili*-Form des Blasentangs. Der Tang sitzt auf den Miesmuscheln und ist durch deren Byssusfäden mit dem darunterliegenden Substrat verankert (Mathieson 2006). Ein Haftfuß, anhand dessen man die Thalli voneinander abgrenzen könnte, ist nicht vorhanden. Auch kann ein Thallus, besonders bei mehreren reproduktiven Wedeln, aus verschiedenen genetischen Individuen bestehen (Malm und Kautsky 2004).

Daher kann für diese Probenahmerichtlinie nicht von einer Individuenauswahl des Blasentangs gesprochen werden. Stattdessen wird der Begriff Thallus gewählt, wissend dass es sich dabei nur um einen Teil eines genetischen Individuums oder mehrere Individuen handeln kann.

Für eine repräsentative Probe einer Probenahmefläche müssen mindestens 20 *Fucus*-Thalli zu jedem Probenahmetermin gesammelt werden. Diese Menge an Probenmaterial reicht aus, um die ausgewählte Probenahmefläche zu beschreiben.

5.4 Probenahmezeitraum und -häufigkeit

Um eine zeitlich über ein Jahr repräsentative Probe zu erhalten, ist es erforderlich, mehrmals pro Jahr Proben zu entnehmen und diese zu einer Jahresmischprobe mit jeweils gleichen Gewichtsanteilen zu vereinigen. Dafür werden *Fucus vesiculosus*-Proben an der Nordseeküste in zweimonatigem Rhythmus ab Februar gesammelt. An der Ostseeküste erwiesen sich bisher aufgrund der geringeren Dynamik zwei Probenahmetermine (Juni und November) als ausreichend.

5.5 Gebietsbezogener Probenahmeplan

Auf der Grundlage der Probenahmerichtlinie müssen für die einzelnen Probenahmegebiete bzw. -flächen spezifische Festlegungen getroffen werden, die in einem gebietsbezogenen Probenahmeplan dokumentiert sind. Dies betrifft u.a.:

- Lage und Abgrenzung der Probenahmeflächen,
- erforderlicher Stichprobenumfang,
- Probenahmezeitraum,
- zuständige Genehmigungsbehörden,
- Nutzungsberechtigte.

Bei der Erstellung und Fortschreibung der gebietsbezogenen Probenahmepläne ist das Ziel einer langfristigen und kontinuierlichen Probenahme zu berücksichtigen.

6 Durchführung der Probenahme

Alle bei der Probenahme und biometrischen Probenbeschreibung erhobenen Daten sind in den entsprechenden Probendatenblättern (s. Anhang) zu vermerken. Zu jeder Probenahme ist darüber hinaus ein Protokoll mit folgendem Inhalt anzufertigen:

- an der Probenahme beteiligte Personen,
- chronologischer Ablauf der Probenahme,

- die für die Probenahme zugrundeliegende Version der Probenahmerichtlinie und des gebietsbezogenen Probenahmeplanes,
- Abweichungen von der Probenahmerichtlinie und dem gebietsbezogenen Probenahmeplan.

6.1 Erforderliche Ausrüstung und Reinigungsvorschriften

Für die Geländearbeit:

- Probendatenblätter
- Edelstahl-Drahtkorb,
- Edelstahlscheren,
- Edelstahlgefäß (5,5 l) mit Deckel und Klammern,
- 1 große oder 2 kleine Kunststofftonnen für die Biometrieproben,
- Laborwaage (Messbereich bis mind. 3 kg, Ablesung auf 1 g),
- wasserfester Markierungsstift,
- puderfreie Laborhandschuhe,
- Schutzbekleidung für den Umgang mit flüssigem Stickstoff,
- Kryobehälter zum raschen Tiefkühlen und Lagern der Proben in der Gasphase über flüssigem Stickstoff (LIN),
- Kühlvorrichtung zum Kühlen 5°C ($\pm$ 3°C) der Biometrieproben.

Für die Laborarbeit:

- Probendatenblätter,
- Kühlvorrichtung zum Kühlen 5°C ($\pm$ 3°C) der Biometrieproben,
- Trockenschrank (80°C $\pm$ 5°C),
- Laborwaage (Ablesung auf 0,01 g),
- Wiegeschalen,
- Edelstahlschere,
- Blattflächenscanner,
- puderfreie Laborhandschuhe.

Die Reinigung der Probengefäße und -geräte erfolgt in einer Laborspülmaschine mit chlorfreiem Intensivreiniger im ersten Reinigungsgang. Nach Kalt- und Heißspülung (90 – 95°C) erfolgt eine Neutralisation mit 30%iger Phosphorsäure in warmem Wasser.

Anschließend erfolgen Heiß- und Kaltspülgänge mit deionisiertem Wasser. Nach dem Spülen werden die Gefäße bei mindestens 120°C im Trockenschrank mindestens eine Stunde nachbehandelt (zur Sterilisation). Anschließend kühlen die Gefäße im geschlossenen Trockenschrank ab. Bei Kunststoffen entfällt die Sterilisation.

6.2 Probenahmetechnik

Die Probenahme an der Nordsee soll vor dem vorhergesagten Tiefststand der Ebbe durchgeführt werden, um ein Trockenfallen des Blasentangs zu verhindern bzw. zu minimieren. Damit werden Wettereinflüsse (Regen, Wind und intensive Sonneneinstrahlung) deutlich verringert.

Die Probenahme von feuchtem Blasentang wird als Standard definiert. In Ausnahmefällen kann auch Blasentang beprobt werden, dessen Oberfläche bereits trocken ist. Dies wird entsprechend dokumentiert. Ist der Blasentang trockengefallen, wird er bei Vorhandensein mehrerer übereinanderliegender Schichten aus den unteren, noch feuchten Schichten entnommen. Damit soll der Verlust von Gewebewasser verhindert werden.

Die Sammlung erfolgt zu Fuß vom Ufer aus. Die erforderlichen Geräte (Edelstahlscheren, Edelstahlkorb) werden im umgebenden Meerwasser konditioniert (vgl. Fowler 1979). Für die Probe werden mindestens 20 Thalli mit der Schere über dem Haftfuß (s. Abb. 1) abgeschnitten und in den Edelstahlkorb gelegt. Wenn, wie bei der Variation *F. vesiculosus mytili*, kein Haftfuß vorhanden ist, wird der Thallus mit der Schere knapp über dem darunterliegenden Substrat durchtrennt.

Sichtbar anhaftende Teile anderer Pflanzen und Fremdorganismen, wie aufsitzende fädige Grünalgen oder weidende Schnecken, müssen von Hand möglichst ohne Verletzung der Oberfläche des Blasentangs entfernt werden. Verbleibendes Fremdmaterial wird im Probenahmeprotokoll dokumentiert. Das gesamte Probenmaterial wird im Drahtkorb in Meerwasser gespült, um Sedimentreste zu

beseitigen. Das Wasser wird durch sanftes „Schleudern“ des Drahtkorbes entfernt. Die Probe wird aus dem Drahtkorb in Edelstahlgefäße überführt, gewogen und vor Ort in der Gasphase über flüssigem Stickstoff tiefgefroren. Bei Regen erfolgt das Verpacken unter einem Regenschutz. Dadurch wird ein Einfluss des Wetters auf die Proben weitestgehend ausgeschlossen. Die Proben der einzelnen Probenahmetermine werden am Ende des Jahres zu gleichen Gewichtsanteilen zu einer Jahresmischprobe weiterverarbeitet.

Für die biometrische Charakterisierung werden zusätzlich genau 15 Thalli gesammelt und separat in einer mit Habitatwasser befüllten Tonne bei 5°C (± 3°C) gelagert.

7 Biometrische Probencharakterisierung

Die 15 in Habitatwasser bei 5°C (± 3°C) gelagerten Thalli sollten innerhalb von ein bis zwei Wochen im Labor hinsichtlich der folgenden biometrischen Parameter charakterisiert werden:

- Thallusfläche
- Thallustrockengewicht.

Beide Parameter werden als Gesamtsumme der 15 Thalli bestimmt.

Die Gesamtfläche aller 15 Thalli wird mit einem Blattflächenscanner bestimmt. Aus Platzgründen müssen die Thalli für die Bestimmung der Gesamthallusfläche zerschnitten und in mehreren Teilmessungen erfasst werden; dabei sollen die Thalli zugunsten einer genaueren Messung in möglichst großen Stücken verbleiben. Geschwollene Rezeptakel werden aufgestochen, um eine Verfälschung der Blattflächenmessung zu vermeiden. Für die Teilmessungen werden die Thallistücke in eine doppelte Folie sortiert. Jede Teilmessung wird in drei aufeinanderfolgenden Durchgängen wiederholt, wobei die Folie gedreht und gewendet wird, so dass sie immer anders liegt. Auf diese Weise sollen mögliche Messfehler ausgeglichen werden. Die Gesamthallusfläche

setzt sich aus der Summe der mittleren Teilmessungen zusammen. Anschließend werden die Thalli im Trockenschrank bei ca. 80°C bis zur Gewichtskonstanz (mindestens zwei Tage) getrocknet und das Gesamtgewicht aller Thalli bestimmt (Ablesung 0,1 g).

Aus Thallusfläche und Thallustrockengewicht werden die spezifische Blattfläche (Specific Leaf Area, SLA) und das Blattflächengewicht (Leaf Mass Area, LMA) berechnet. Die LMA stellt den Kehrwert der SLA dar. Beide Indizes dienen als Maß für die Hauptfunktion des Blattes Licht zur Photosynthese aufzunehmen (Kadereit *et al.* 2014).

$$SLA = \frac{\text{Blattfläche [cm}^2\text{]}}{\text{Blatttrockengewicht [g]}}$$

$$LMA = \frac{\text{Blatttrockengewicht [g]}}{\text{Blattfläche [cm}^2\text{]}}$$

8 Literatur

- Albrecht A. und Reise K. (1994): Effects of *Fucus vesiculosus* covering intertidal mussel beds in the Wadden Sea. *Helgoländer Meeresuntersuchungen*, 48, 243–256
- Barboza F. R., Kotta J., Weinberger F., Jormalainen V., Kraufvelin P., Molis M., Schubert H., Pavia H., Nylund G. M., Kautsky L., Schagerström E., Rickert E., Saha M., Fredriksen S., Martin G., Torn K., Ruuskanen A., Wahl M. (2019): Geographic variation in fitness-related traits of the bladderwrack *Fucus vesiculosus* along the Baltic Sea - North Sea salinity gradient. *Ecology and Evolution* 9(16), 9225–9238
- Berger R., Bergström L., Granéli E., Kautsky L. (2004): How does eutrophication affect different life stages of in the Baltic Sea? — a conceptual model. *Biology of the Baltic Sea*: Springer, Dordrecht, 243–248
- Berger R., Malm T., Kautsky L. (2001): Two reproductive strategies in Baltic *Fucus vesiculosus* (Phaeophyceae). *European Journal of Phycology* 36(3), 265–273.
- Bergström L. (2005): Macroalgae in the Baltic Sea: responses to low salinity and nutrient enrichment in *Ceramium* and *Fucus*. *Ekologi och geovetenskap*. Online verfügbar unter <https://www.diva-portal.org/smash/record.jsf?pid=diva2:143463>.

- Brinza L., Geraki K., Breaban I. G., Neamtu M. (2019): Zn adsorption onto Irish *Fucus vesiculosus*: Biosorbent uptake capacity and atomistic mechanism insights. *Journal of Hazardous Materials* 365, 252–260
- Drakard V. F., Brooks P., Crowe T. P., Earp H. S., Thompson B., Bourke N., George R., Piper C., Moore P. J. (2021): *Fucus vesiculosus* populations on artificial structures have potentially reduced fecundity and are dislodged at greater rates than on natural shores. *Marine Environmental Research* 168, 105324
- Fowler S.W. (1979): Use of macroalgae as a reference material for pollutant monitoring and specimen banking. In: Luepke, N.P. (Hrsg.) Monitoring environmental materials and specimen banking. Martinus Nijhoff Publishers, Den Haag. S. 247-260.
- Kadereit J. W., Körner C., Kost B., Sonnewald U. (2014): Strasburger – Lehrbuch der Pflanzenwissenschaften. 37. Aufl. 2014. Berlin, Heidelberg: Springer Berlin Heidelberg
- Kalvas A. und Kautsky L. (1993): Geographical variation in *Fucus vesiculosus* morphology in the Baltic and North Seas. *European Journal of Phycology* 28(2), 85–91
- Kersen P., Kotta J., Bučas M., Kolesova N., Değere Z. (2011): Epiphytes and associated fauna on the brown alga *Fucus vesiculosus* in the Baltic and the North Seas in relation to different abiotic and biotic variables. *Marine Ecology* 32, 87–95
- Malm T. und Kautsky L. (2004): Are Bladderwrack (*Fucus vesiculosus* L.) holdfasts that support several fronds composed of one or several genetic individuals? *Aquatic Botany* 80(3), 221–226
- Mata Y. N., Blázquez M. L., Ballester A., González F., Muñoz J. A. (2009a): Biosorption of cadmium, lead and copper with calcium alginate xerogels and immobilized *Fucus vesiculosus*. *Journal of Hazardous Materials* 163(2-3), 555–562
- Mata Y. N., Torres E., Blázquez M. L., Ballester, A., González F., Muñoz J. A. (2009b): Gold(III) biosorption and bioreduction with the brown alga *Fucus vesiculosus*. *Journal of Hazardous Materials* 166(2-3), 612–618
- Mathieson A. C., Dawes C. J., Wallace A. L., Klein A. S. (2006): Distribution, morphology, and genetic affinities of dwarf embedded *Fucus* populations from the Northwest Atlantic Ocean. *Botanica Marina* 49(4).
- Mensch B., Neulinger S. C., Graiff A., Pansch A., Künzel S., Fischer M. A., Schmitz R. A. (2016): Restructuring of Epibacterial Communities on *Fucus vesiculosus* forma *mytili* in Response to Elevated pCO₂ and Increased Temperature Levels. *Frontiers in Microbiology* 7, 434
- Nowak P., Kempke D., Dietrich A., Porsche, C., Schubert H. (2019): Acclimation limits of *Fucus evanescens* along the salinity gradient of the southwestern Baltic Sea. *Botanica Marina* (1), 31–42
- Pearson G., Kautsky L., Serrao E. (2002): Recent evolution in Baltic *Fucus vesiculosus*: reduced tolerance to emersion stresses compared to intertidal (North Sea) populations. *Marine Ecology Progress Series* (202), 67–79
- Quack M., Bartel-Steinbach T., Klein R., Paulus M., Tarricone K., Teubner D., Wagner G. (2010): Richtlinie zur Probenahme und Probenbearbeitung Blasentang (*Fucus vesiculosus*).
- Rice E. L., Chapman A. R. O. (1985): A Numerical Taxonomic Study of *Fucus distichus* (Phaeophyta). *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom* 65(2), 433–459
- Rice E. L., Kenchington T. J., Chapman A. R. O. (1985): Intraspecific geographic-morphological variation patterns in *Fucus distichus* and *F. evanescens*. *Marine Biology* 88(2), 207–215
- Saha M., Rempt M., Grosser K., Pohnert G., Weinberger F. (2011): Surface-associated fucoxanthin mediates settlement of bacterial epiphytes on the rockweed *Fucus vesiculosus*. *Biofouling* 27(4), 423–433
- Schories D., Kuhlenkamp R., Schubert H., Selig, U. (2013): Rote Liste gefährdeter Tiere, Pflanzen und Pilze Deutschlands. Bonn-Bad Godesberg: Bundesamt für Naturschutz (Naturschutz und biologische Vielfalt, 70).
- Schueller G. H. und Peters A. F. (1994): Arrival of *Fucus evanescens* (Phaeophyceae) in Kiel Bight (Western Baltic). *Botanica Marina* 37, 471–477.
- Steinhagen S., Karez R., Weinberger F. (2019): Surveying seaweeds from the Ulvaeles and Fucales in the world's most frequently used artificial waterway, the Kiel Canal. *Botanica Marina* 62(1), 51–61.
- Torn K., Krause-Jensen D., Martin G. (2006): Present and past depth distribution of bladderwrack (*Fucus vesiculosus*) in the Baltic Sea. *Aquatic Botany* 84 (1) 53-62.
- Umweltbundesamt (Hrsg.) (2008): Umweltprobenbank des Bundes – Konzeption (Stand: Oktober 2008 www.umweltprobenbank.de)
- Umweltbundesamt (Hrsg.) (2014): Umweltprobenbank des Bundes – Konzeption (Stand: Oktober 2014 www.umweltprobenbank.de)
- Umweltbundesamt (Hrsg.) (2023): Umweltprobenbank des Bundes – Konzeption (Stand: Juli 2023), www.umweltprobenbank.de
- Wikström S. A. und Kautsky L. (2007): Structure and diversity of invertebrate communities in the presence and absence of canopy-forming *Fucus vesiculosus* in the Baltic Sea. *Estuarine, Coastal and Shelf Science* 72(1-2), 168–176

Checkliste zur Vorbereitung und Durchführung der Probenahme

Probenart:	Blasentang (<i>Fucus vesiculosus</i>)
Zielkompartimente:	Thallus ohne Haftfuß
Stichprobenumfang:	mind. 20 Thalli + 15 Thalli für die biometrische Charakterisierung pro Probenahmetermin
Probenmenge für UPB:	mind. 20 Thalli pro Probenahmetermin an der Nordsee entsprechen >500 g, mind. 20 Thalli und mind. 550 g pro Probenahmetermin an der Ostsee, beides entspricht der Mindestprobenmenge von >1.100 g Jahresmischprobe
Probenahmezeitraum:	• bei 6 Probenahmeterminen alle 2 Monate von Februar bis Dezember • bei 2 Probenahmeterminen im Juni und November
Probenahmehäufigkeit:	2 bzw. 6 Probenahmen pro Jahr
Erforderliche Ausrüstung für die Geländearbeit:	• Probendatenblätter • Scheren aus Edelstahl • Drahtkörbe aus Edelstahl • wasserfester Edding zur Beschriftung der Edelstahlgefäße • Laborwaage (Wägebereich bis mind. 3 kg, Ablesung auf 1 g) • puderfreie Laborhandschuhe • Schutzbekleidung für den Umgang mit flüssigem Stickstoff
Probenverpackung:	• Edelstahlgefäße (5,5 l) mit Deckel und Spangen • 2 kleine oder 1 große Kunststofftonne für die Biometrieproben
Probentransport und -zwischenlagerung	• Kryobehälter zum raschen Tiefkühlen und Lagern der Proben in der Dampfphase über flüssigem Stickstoff (LIN) • Kühlvorrichtung zum Kühlen 5°C (± 3°C) der Biometrieproben
Erforderliche Ausrüstung für die Laborarbeit:	• Probendatenblätter • Kühlvorrichtung zum Kühlen der Biometrieproben 5°C (± 3°C) • Trockenschrank (80°C ± 5°C) • Laborwaage (Ablesung auf 0,01 g) • Wiegeschalen • Edelstahlschere • Blattflächenscanner • puderfreie Laborhandschuhe
Biometrische Probencharakterisierung:	Gesamtsumme von 15 Thalli: • Thallusfläche (Ablesung auf 1 cm²) • Thallustrockengewicht (Ablesung auf 0,1 g)

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES

Probendatenblatt 1: Entnahmestelle(n)

Blasentang (*Fucus vesiculosus*)

Identifikation:

_____ / X / _____ / _____ / _____	Probenart
_____	Probenzustand
_____	Entnahmedatum (MM/JJ)
_____	Probenahmegebiet (PNG)
_____	Gebietsausschnitt (GA)
_____	Probenahme­fläche (PNF)
_____	Zusatzangabe

Probenahme­fläche (Klartext) _____

[illegible]

[illegible]

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES Probendatenblatt 2: Probenahmemethode, Probenbeschreibung und Lagerung Blasentang (<i>Fucus vesiculosus</i>)				
Identifikation: _____ / X / _____ / _____ / _____				
von: _____ . _____ . _____ Datum der Probenahme bis: _____ . _____ . _____ Beginn: _____ : _____ Uhrzeit Ende: _____ : _____				
Substrat ☐ Buhne ☐ Muschelbank ☐ Sonstiges: _____ (Beschreibung der Struktur und Art)				
Probenbeschreibung				
Zustand bei der Probenahme ☐ feucht (Standardfall) ☐ trocken				
Lagerung				
Nummer ESG	leer [g]	voll [g]	Einwaage [g]	Bemerkungen

Blasentang (*Fucus vesiculosus*)

Teilmessungen Thallusflächen

Trockengewicht ermittelt am:

Unterschrift:

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES

Probenahmeprotokoll

Blasentang (*Fucus vesiculosus*)

Probenahmegebiet: _____ Identifikation: _____

Zugrundeliegende Fassung der Probenahmerichtlinie _____

Zugrundeliegende Fassung des Probenahmeplanes _____

1. Ziel der Probenahme: _____

2. Tatsächlicher Probenahmezeitraum:

Beginn		Ende		Leitung	Bemerkungen
Datum	Uhrzeit	Datum	Uhrzeit		

3. Teilnehmer: Interne _____

Externe _____

4. Checkliste zum Probenahmeplan und zur Probenahmerichtlinie: ☒ eingehalten

- | | |
|---|--|
| ☐ 4.1 Probenahmezeitraum | ☐ 4.6 Probenahmetechnik/Fangmethode |
| ☐ 4.2 Probenahmefläche und Entnahmestelle (Auswahl/Abgrenzung) | ☐ 4.7 Probenmenge |
| ☐ 4.3 Auswahl der Probenindividuen und Stichprobengröße | ☐ 4.8 Datenerhebung |
| ☐ 4.4 Technische Vorbereitungen | ☐ 4.9. Transport und Zwischenlagerung |
| ☐ 4.5 Reinigungsvorschriften für Verpackungen | |

Nummer, Art und Grund der Abweichung als Klartext:

Bemerkungen: _____

Protokollführer Datum Unterschrift