

# Untersuchungen an Makroalgen

Fotobericht aus Meereskunde-Kursen der Kantonsschule Heerbrugg  
am Aquarium Pula

Begründet von Patricia Berchtel (2015)

Fortgeführt von Sarah Steiger, Evita Forster und Tereza Plachá

Redaktion: Dieter Burkhard

Fassung: 2017

## Inhalt

1	Algen – unbekannte Schönheiten .....	1
2	Inhalte und Ziele des Moduls .....	2
3	Freilanduntersuchung und Probenahme .....	3
4	Systematische Einschätzung und Artbestimmung .....	4
5	Fotografische Dokumentation im Stereomikroskop .....	5
6	Extraktion von Algen-Pigmenten.....	6
7	Dünnschichtchromatografische Auftrennung der Algenpigmente .....	6
8	Absorptionsspektren ausgewählter Pigmente .....	9
8.1	Auswahl an typischen Absorptionsspektren .....	10
8.1.1	Chlorophyll a.....	10
8.1.2	$\beta$ -Carotin.....	10
8.1.3	Fucoxanthin .....	11
8.2	Lichtabsorption und Farbeindruck von Pigmenten.....	11
9	Ökologische Einnischung von Makroalgen.....	12

## 1 Algen – unbekannte Schönheiten

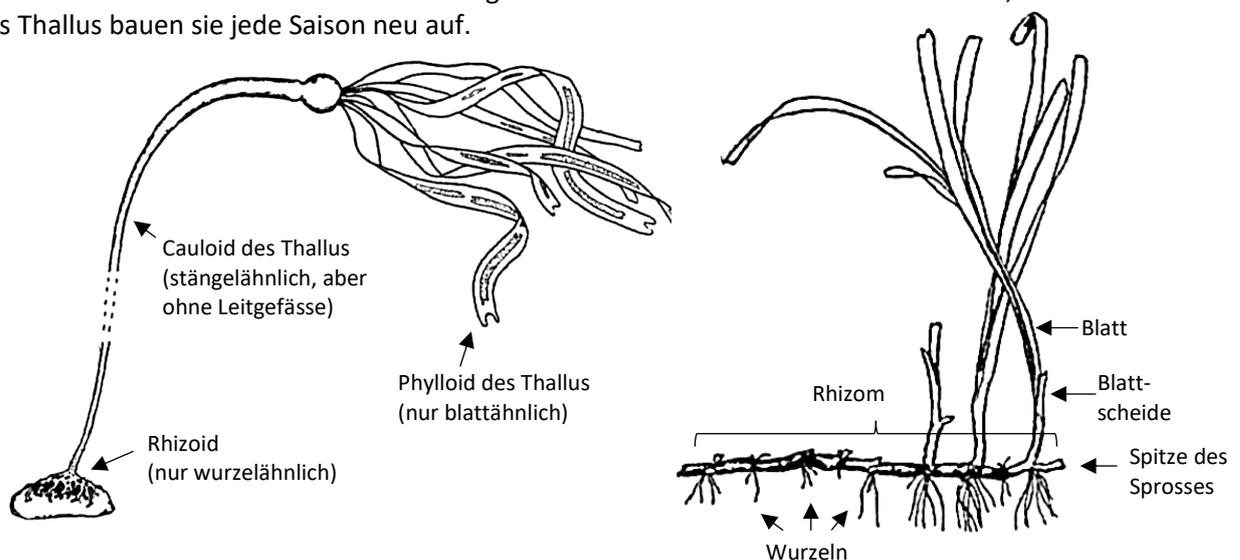


**Abbildung 1:** bunte Algenvielfalt unter Wasser im Canyon Verudela. Foto: Tereza Plachá , 2016.

Algen – in oftmals wunderschönen Farben und Formen – besiedeln jeden Stein, jedes Schneckenäuschen und jeden freien Spalt im Meer, und dennoch werden sie so oft übersehen! Dabei haben Algen nicht nur ästhetisch etwas zu bieten, sie sind darüber hinaus auch extrem nützlich für uns Menschen. So sind in den Algen viele wichtige Stoffe enthalten, aufgrund derer sie in den letzten Jahren immer mehr Beachtung fanden in der Forschung, Nahrungsmittel- und Kosmetikindustrie. Zudem produzieren Algen mithilfe der Photosynthese fast 50% des Sauerstoffs in unserer Atmosphäre! Es lohnt sich also durchaus, einmal einen genaueren Blick auf diese Organismen zu werfen.

## 2 Inhalte und Ziele des Moduls

**Algen** sind wesentlich einfacher gebaut als die den meisten Einwohnern eines Binnenlands eher geläufigen **Sprosspflanzen** (Bärlappe, Schachtelhalme, Farne und Blütenpflanzen). Entweder sind Algen noch einzellig oder relativ einfache Mehrzeller ohne Gliederung in Wurzel- und Sprossbereich. Ihren kleinsten Vertreter werden in den Modulen → „Kleinlebewesen im Schulteich“ und → „Plankton-Fang“ vorgestellt. Leitgefässe fehlen auch stärker differenzierten, grösseren Algen - sogenannten **Makroalgen** - gänzlich. Ihr noch wenig gegliederter Körper wird generell als **Thallus** bezeichnet. Zur Befestigung am Untergrund können sie **Rhizoide** ausbilden (nicht zu verwechseln mit den Rhizomen der Seegräser). Rhizoide sind blosse Haftorgane, welche im Gegensatz zu Wurzeln keine Nährstoffe aus dem Untergrund aufnehmen und sich auch nicht in sandigen Untergründen verankern können. (**Rhizome** hingegen sind **Ausläufer**, in diesem Fall Sprossabschnitte von Blütenpflanzen, welche sich am Boden ausbreiten und ebenfalls bloss wurzelähnlich sind.) Die Besiedelung von Sandböden ist wegen fehlender Wurzeln der Algen den **Seegräsern** (und damit Blütenpflanzen) vorbehalten, wie im Modul → „Untersuchungen von Seegräsern / Seegraswiesen“ deutlich wird. Immerhin können Makroalgen mit ihren Rhizoiden aber überwintern; den Grossteil des Thallus bauen sie jede Saison neu auf.



**Abbildung 2:** Gegenüberstellung einer hoch differenzierten Makroalge (hier: Braunalge der Gattung *Laminaria*) und Seegras der Gattung *Zostera* (einer Blütenpflanze). Abb. aus: „The Oceans Their Physics, Chemistry, and General Biology“, UC Press E-Books Collection, <https://publishing.cdlib.org/ucpressebooks>

**Makroalgen** gehören zu einer von drei grossen Abteilungen, die alle auf der Halbinsel Verdelavorkommen: **Grünalgen** (Abt. Chlorophyta), **Rotalgen** (Abt. Rhodophyta) und **Braunalgen** (Abt. Phaeophyta). („Abteilungen“ des Pflanzenreichs entsprechen hierarchisch den „Stämmen“ im Tierreich.) Rot- und Braunalgen kommen nur in marinen Ökosystemen vor und werden deswegen in diesem Kursmodul prominent behandelt. Grünalgen begegnet man hingegen auch in einheimischen Süssgewässern.

Nicht selten täuschen Makroalgen allerdings in ihrer Farbenpracht, etwa wenn Braunalgen grün und umgekehrt Grünalgen bräunlich erscheinen oder Rotalgen so stark ausbleichen, dass sie gar einem Tier wie etwa einem Polypenstock ähneln. In diesem Modul untersuchen die Schüler das **Erscheinungsbild** und speziell die **Pigmentzusammensetzung** von Vertretern aller drei Makroalgen-Abteilungen genauer, erstens, um sie zweifelsfrei zuordnen zu können, und zweitens, um ihre **Einnischung** an typischen Kalkküsten des Mittelmeers und speziell ihre **Photosyntheseleistung** zu verstehen. Grundlagen dazu werden im Schwerpunktfach jeweils auch mit dem → Modul Meerwasserchemie gelegt, speziell zu den **Spektralfarben des Lichts** und ihrer **Absorption in Wasser** mit zunehmender Tiefe. Die Untersuchung der Algen-Pigmente bietet die Gelegenheit, mit der **Dünnschichtchromatographie** ein weit verbreitetes Analyseverfahren praktisch anzuwenden und mit der **Photospektrometrie** hoch präzise Messgeräte für die Lichtabsorption einzuführen.

### 3 Freilanduntersuchung und Probenahme

Die Makroalgen werden von den Schülern zuerst in ihrem natürlichen **Lebensraum** aufgesucht und - unter Schonung des Rhizoms - gesammelt, entweder auf der Halbinsel Verudela im Canyon Verudela (am Rt Procipina) bzw. unterhalb der Küste beim Leuchtturm Verudela (am Rt Verudica) oder - wenn der Canyon schlecht zugänglich ist - auf der Insel Sv. Jerolim im Nationalpark Brijuni, wo dies im üblichen Umfang für schulische Zwecke erlaubt ist (→ Modul „Fischwelten“).



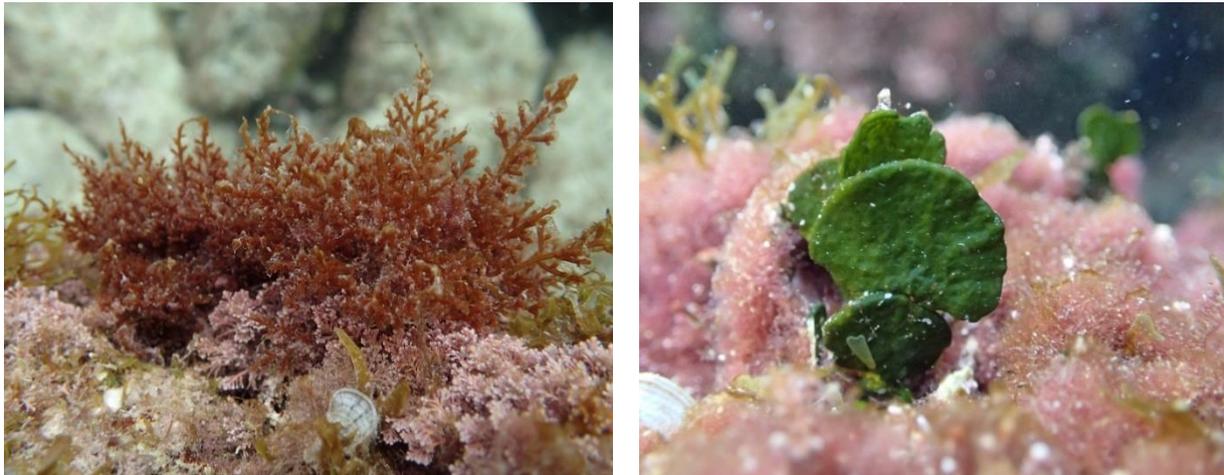
**Abbildung 3:** links: Aufbruch am Strand vor den Apartments, um in den nahegelegenen Canyon zu schwimmen; rechts: Schnorcheln entlang der Küste bis zum Canyon. Vorne und hinten schwimmt je ein Rettungsschwimmer mit Boje, seitlich der Kursleiter. Fotos: Dieter Burkhard, 2016.

Bei der Probenahme soll speziell auch darauf geachtet werden, in **welcher Tiefe** und unter **welchen Lichtverhältnissen** die Algen wachsen. (Der Canyon bietet hierfür unterschiedlich stark beschattete Bereiche; in beschatteten Stellen kommen Lebewesen bereits in wesentlich geringerer Tiefe vor als an gut besonnten Stellen, womit sie für Schnorchler auch besser zugänglich sind.)



**Abbildung 4:** Canyon Verudela von der Landseite. Bevor das emsige Sammeln losgeht, bekommen die Schüler einen kurzen Überblick über die systematische Einteilung der Algen. Beide Fotos: Dieter Burkhard (links 2016, rechts 2015).

Moderne Unterwasserkameras wie die Olympus TG-4 erlauben es dank besserer Fotochips unterdessen sogar Schülern, speziell auch den Farbeindruck von Makroalgen bereits an ihrem jeweiligen Standort fotografisch zu dokumentieren, wie die nachfolgenden Aufnahmen zeigen.



**Abbildung 5:** links: Knorpeltang (*Laurencia obtusa*), eine bräunliche Rotalge, zwischen hellroten, verkalkenden corallinen Rotalgen; rechts: Pfennigalge (*Udotea petiolata*), eine klar erkennbare Grünalge. Fotos: Patricia Berchtel, 2016.

#### 4 Systematische Einschätzung und Artbestimmung

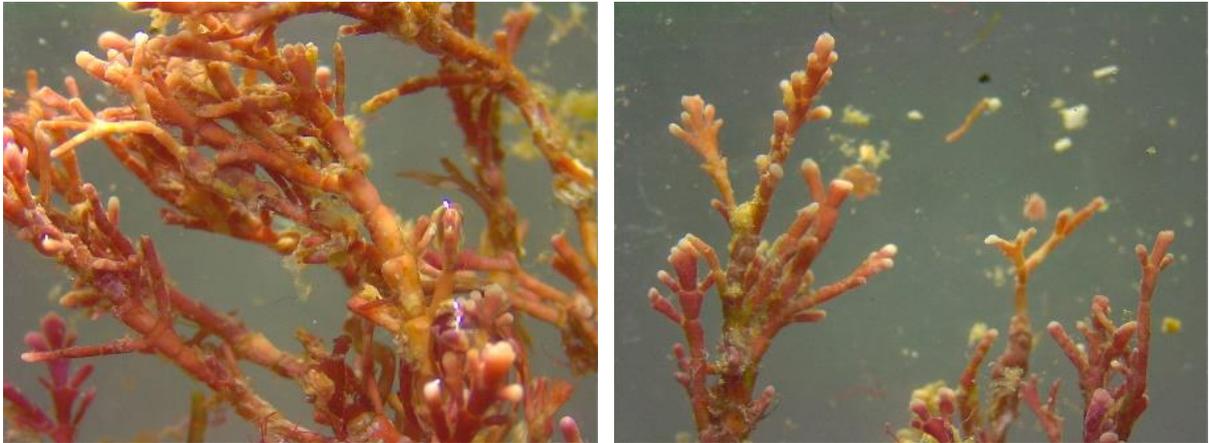
Bei einer allgemeinen Einführung in die Welt der Algen versuchen die Schülerinnen und Schüler zunächst einmal, die Algen von blossem Auge einer der **drei Abteilungen zuzuordnen: Grün-, Rot- oder Braunalgen**. Ihre erste Einschätzung überprüfen sie dann erstens, indem sie zunächst versuchen, einige der untersuchten Arten unter dem Stereomikroskop so genau wie möglich zu **bestimmen**, und später, indem sie Pigmente ausgewählter Algen extrahieren und chromatographisch auftrennen. Wie es sich später zeigt, täuscht der erste Eindruck bei Makroalgen recht oft!



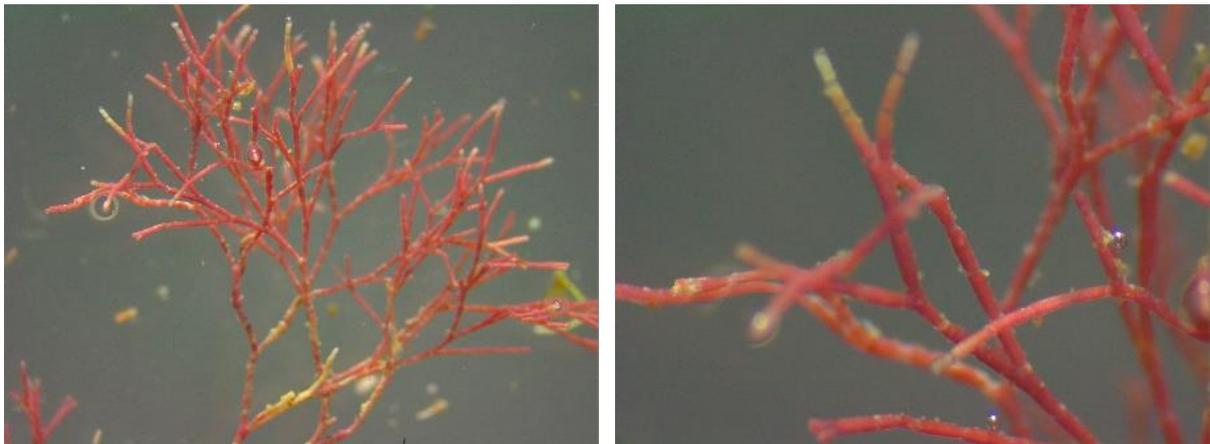
**Abbildung 6:** Untersuchung der Makroalgen unter dem Stereomikroskop mit anschliessender Artbestimmung. Fotos: Dieter Burkhard, 2016.

## 5 Fotografische Dokumentation im Stereomikroskop

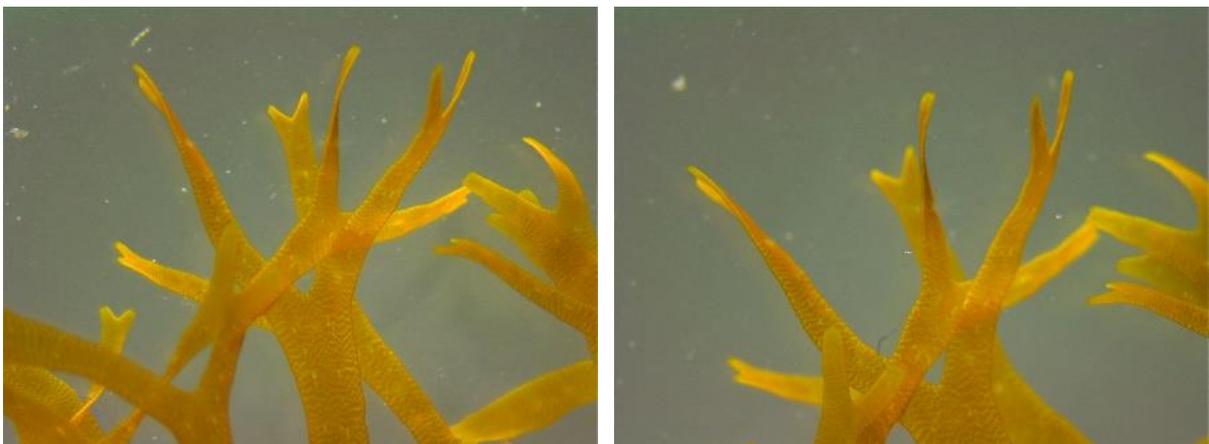
Dank des **Demonstrations-Stereomikroskops** Leica EZ4 W mit integrierter Foto- und Filmkamera können die Schüler im Lehrgebäude seit 2015 ihre gesammelten Algenproben nun stark vergrössert fotografisch festhalten. Dabei ist eine Bildsammlung entstanden, die nun auch anderen Kursen als Referenz der lokal vorkommenden Arten dient. (Eigene Schnappschüsse gelingen oft auch mit Aufnahmen durch Okulare ihrer Kurs-Stereomikroskope hindurch.)



**Abbildung 7:** *Corallina mediterranea* (eine Rotalge). Fotos: Florian Halter & Marvin Ebnetter, 2016.



**Abbildung 9:** *Jania rubens* (eine weitere Rotalge). Fotos: Florian Halter & Marvin Ebnetter, 2016.



**Abbildung 8:** *Dictyota dichotoma* (eine Braunalge). Fotos: Florian Halter & Marvin Ebnetter, 2016.

## 6 Extraktion von Algen-Pigmenten

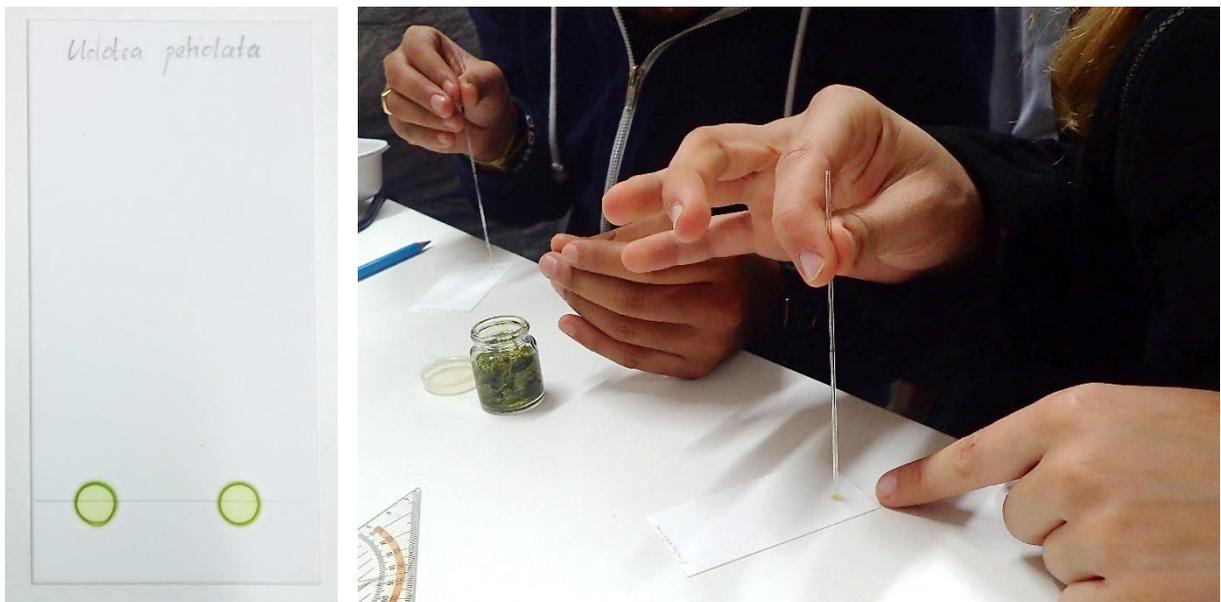
Möglichst bald nach dem Sammeln legt die Kursleitung einen Teil der Algenproben in Aceton ein und stellt sie für mindestens 24h in einen Tiefgefrierer, um so die Pigmente aus den Algen schonend und gleichmässig zu **extrahieren**. Gefässe, die sich zum Einlegen der Algen eignen, sind Schnappdeckelgläschen mit einem Fassungsvermögen von 15 - 30 ml.



**Abbildung 10:** in Aceton eingelegte Meeresalgen (beschriftet mit den systematischen Artnamen). Foto: Patricia Berchtel, 2016.

## 7 Dünnschichtchromatografische Auftrennung der Algenpigmente

Nach der stereomikroskopischen Untersuchung der Algen, die etwa eine halbe Stunde dauert, geht man über zum Hauptteil des Moduls: die Untersuchung der Photosynthesepigmente der 3 verschiedenen Algen-Abteilungen. Dazu weist die Kursleitung den Schüler-Teams ihre tags zuvor eingelegten Proben zu. Die Pigmentextrakte werden dann in Zweierteams dünn-schichtchromatographisch aufgetrennt, ohne dass die Schüler wissen, von welcher Alge die jeweiligen Pigmente stammen. Rein aufgrund der gefundenen Pigmente sollen die einzelnen Algen schliesslich systematisch den Rot-, Braun- oder Grünalgen zugeordnet und mit dem vorherigen Farbeindruck verglichen werden.



**Abbildung 11:** fertig vorbereitetes DC-Plättchen (links), Auftupfen des Pigmentextrakts (rechts). Foto links: Patricia Berchtel, 2016. Foto rechts: Dieter Burkhard, 2016.

Einleitend erhalten die Schüler eine kurze Einführung, in der ihnen die Funktionsweise der Photosynthese und die **Rolle der Photosynthesepigmente** bei der Lichtausbeute unterschiedlicher **Lichtqualitäten** (Licht unterschiedlicher **Wellenlänge**) erklärt wird. Dann wird ihnen die Methode der

**Dünnschichtchromatographie** (DC, engl. *thin layer chromatography, tlc*) gezeigt, mit der sie anschliessend die Pigmente analysieren. Entscheidend für die Zuordnung wird dann das Verhältnis von Wanderdistanz des Pigments im Verhältnis zu jener des sogenannten Laufmittels sein (der sogenannte **R<sub>f</sub>-Wert**).

Für die Chromatographie wird zuerst das DC-Plättchen mit dem wissenschaftlichen Namen der Alge beschriftet und 1 cm vom unteren Rand eine feine Bleistiftlinie gezogen. Anschliessend tupfen die Schüler den jeweiligen Pigmentextrakt vorsichtig mithilfe von Glaskapillaren auf das mit Kieselgel beschichtete DC-Plättchen (mit Kieselgel als **fester Phase**).

Die vorbereiteten DC-Plättchen werden in Chromatografierwannen gestellt und der Deckel geschlossen. Das **Laufmittel** (Petrolbenzin, Isopropanol, dest. Wasser im Verhältnis 100:10:0.25), das sich am Boden der Wanne befindet, läuft aufgrund der Kapillarkräfte langsam nach oben und zieht die einzelnen Algenpigmente – je nach ihren chemischen Löslichkeiten und Affinitäten – unterschiedlich weit mit. Die vollständige Auftrennung dauert etwa 10 Minuten.

In der Zwischenzeit erhalten die Schüler Informationen zu den verschiedenen Pigmentgruppen und ihren charakteristischen Farben und Positionen auf dem DC-Plättchen.\* Auch zeigt man ihnen Musterauftrennungen aller drei Abteilungen und weist sie auf diejenigen **exklusiven Pigmente** hin, die jeweils nur bei einer einzigen Abteilungen vorkommen:

- **Chlorophyll b** bei den **Grünalgen**,
- **Fucoxanthin** bei den **Braunalgen** und
- **Chlorophyll d** bei den **Rotalgen**.

Diese exklusiven Pigmente sind sehr wichtig, da sie ausschlaggebend sind für die Unterscheidung der Klassen. (Weil die Pigmentextraktion und -auftrennung bei den meisten Rotalgen sehr schwierig ist, kann Chlorophyll d nicht immer nachgewiesen werden. Meistens kann man die betreffende Alge dann aufgrund des Fehlens von Chlorophyll b und Fucoxanthin der richtigen Klasse zugeordnet werden, also nach einem **Ausschlussverfahren**.)

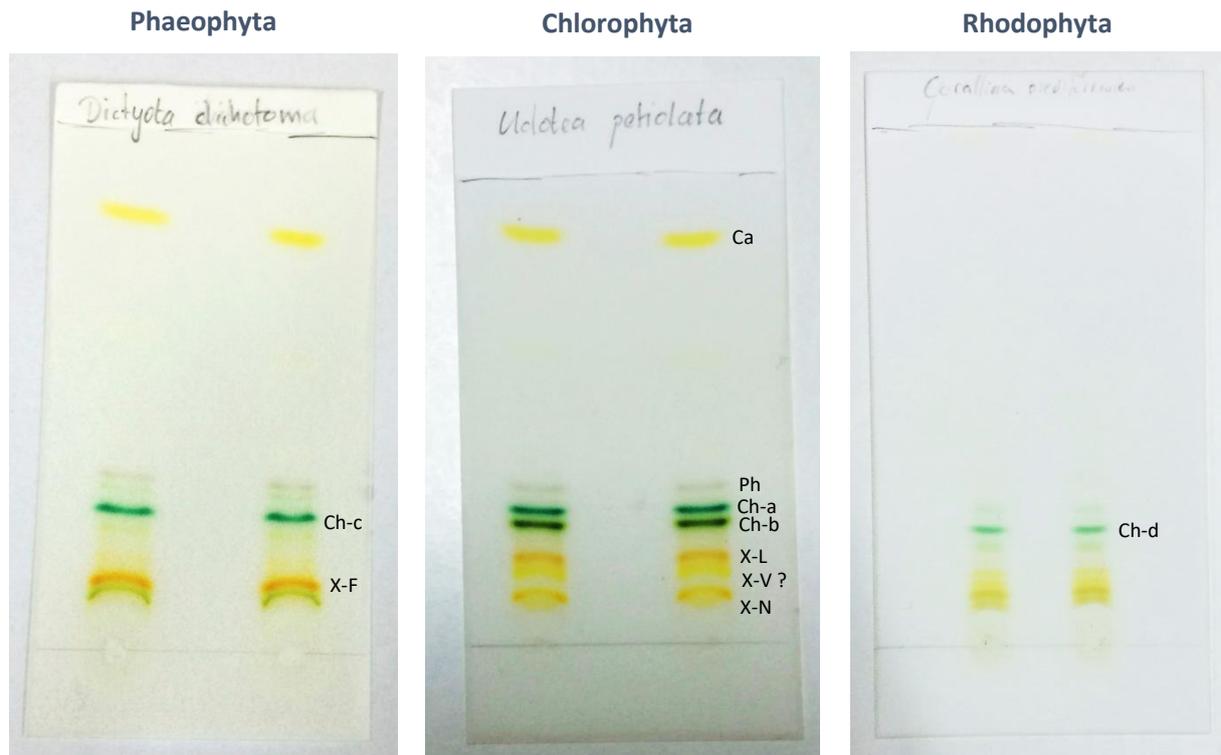
\* Eine Übersicht über Algen-Taxa und ihre Pigmente bietet Peter Sengbuschs Botanik-Webseite: <http://www1.biologie.uni-hamburg.de/b-online/d44/pigmente.htm> (wieder aufgeschaltet, letzter Abruf 2017)



**Abbildung 12:** Pigmentauftrennung in der Chromatografierwanne (links), Beispiele aller drei Abteilungen werden den Schülern gezeigt (Mitte), Übersicht über erwartete Pigmente der Grün-, Braun- und Rotalgen (rechts). Foto links: Patricia Berchtel, 2015. Foto Mitte: Dieter Burkhard, 2016. Abbildung rechts: Emschermann, P., Hoffrichter, O., Körner, H., & Zissler, D. (Hrsg.) (1992): Meeresbiologische Exkursion. Beobachtung und Experiment. Springer Spektrum, Berlin Heidelberg, S. 68.

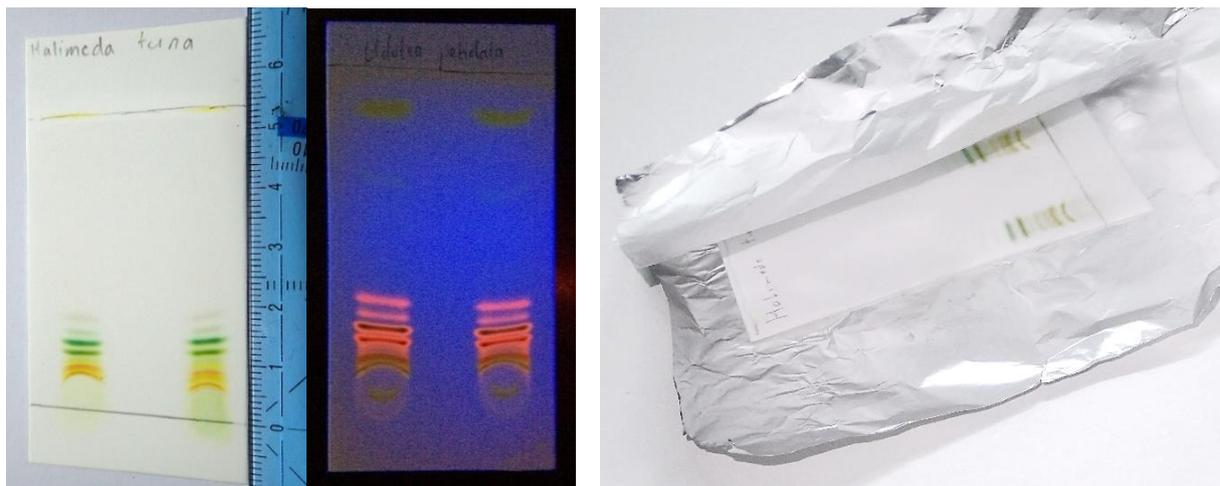
Ist das Laufmittel etwa 1 cm unterhalb des oberen Randes angelangt, wird das DC-Plättchen aus der Wanne genommen und die Laufmittelfront markiert. Die Schüler vergleichen nun das Ergebnis ihrer Auftrennung mit den Musterauftrennungen der drei verschiedenen Klassen und können so ihre Alge eindeutig den Grün-, Braun- oder Rotalgen zuordnen.

Das Ergebnis der Auftrennung sollte möglichst bald **fotografisch festgehalten** werden, da die Pigmente lichtempfindlich sind. Es empfiehlt sich dabei, das DC-Plättchen neben einem Massstab zu platzieren (siehe Foto), um auch später die R<sub>f</sub>-Werte überprüfen zu können.



**Abbildung 13:** Die Auftrennung der Pigmente ist Schülern bei allen drei Klassen erfolgreich gelungen. Von links nach rechts zu sehen sind die DCs der Braunalge *Dictyota dichotoma*, der Grünalge *Udotea petiolata* und der Rotalge *Corallina mediterranea*. Abkürzungen zu Pigmenten: Ca = Carotin, Ph = Phäophytine, Ch = Chlorophyll (a, b, c d), X = Xanthophylle (-L = Lutein, -V = Violaxanthin, -N = Neoxanthin, -F = Fucoxanthin (in der Reihenfolge ihrer Auftrennung)). Alle Fotos: Patricia Berchtel, 2016.

Zusätzlich lohnt es sich, das DC-Plättchen unter **UV-Licht** (365 nm) zu betrachten (Schutzbrille nicht vergessen!). Dies hilft, die einzelnen Bande klarer zu unterscheiden und die einzelnen Pigmente genauer zu charakterisieren.



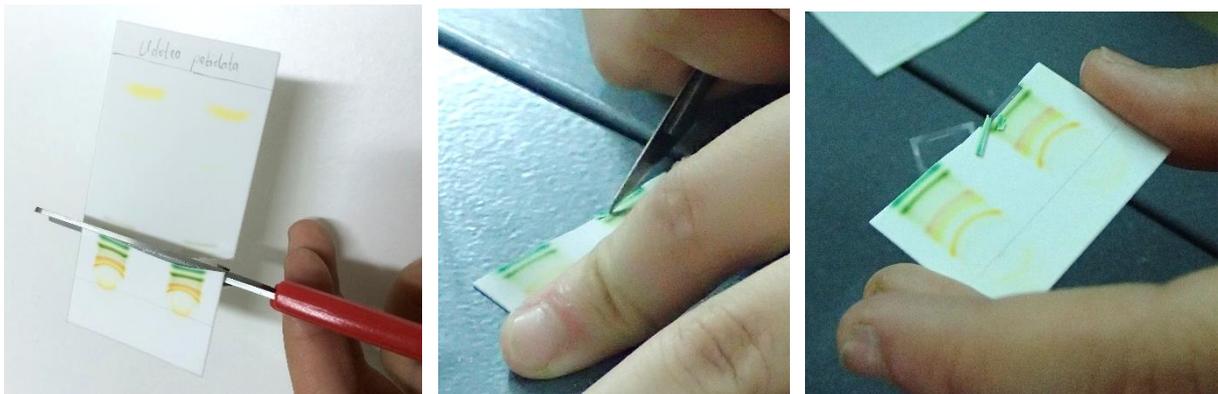
**Abbildung 14, links:** gelungene DCs der Grünalgen *Halimeda tuna* (links) und *Udotea pendula* (rechts), letztere unter UV-Licht (365 nm); **rechts:** Aufbewahrung der DC-Plättchen in Alufolie, um die lichtempfindlichen Pigmente zu schützen. Foto links: Dieter Burkhard, 2016. Foto rechts: Patricia Berchtel, 2016.

Für das gelbe, nahe an der Front laufende  **$\beta$ -Carotin** ist es beispielsweise typisch, dass seine Banden nicht fluoreszieren, im Gegensatz zu den darauf folgenden **Phäophytinen** und den **Chlorophyllen** danach. Des Weiteren erlaubt die Betrachtung unter UV, die Menge abzuschätzen, in der ein Pigment in der Alge vorhanden ist. Ist die Bande in der Mitte schwarz, weil das Pigment alles Licht absorbiert, ist die Menge grösser (z.B. Chlorophyll a und b in Abbildung 14, Mitte); fluoresziert die Bande hingegen nur schwach, ist die Pigmentmenge eher gering.

Sobald die Schüler mit der Auswertung der Pigmentauftrennung fertig sind, werden die DC-Plättchen lichtgeschützt aufbewahrt. Man kann sie dazu beispielsweise in Alufolie einwickeln und in ein kleines Kuvert legen.

## 8 Absorptionsspektren ausgewählter Pigmente

Im Anschluss an die Dünnschichtchromatographie soll von einem oder mehreren der aufgetrennten Pigmente ein **Absorptionsspektrum** (Absorption gegen Wellenlänge) aufgenommen werden, um zu veranschaulichen, welche Lichtwellen tatsächlich genutzt werden. Dabei profitiert der Kurs im Ausland von einem robusten Leihgerät aus dem Berzelius-Programm der Pädagogischen Hochschule St. Gallen, PHSG (Typ SpectroVis Plus von Vernier Labs). Zur **Isolation** der Pigmente wird das DC-Plättchen so geschnitten, dass die **Banden** des gewünschten Pigments an den Rand zu liegen kommen. Wenn möglich werden beide Banden dann vorsichtig mit einem Teppichmesser oder einem Skalpell von der Folie gelöst / geschabt und in eine Küvette mit Ethanol gegeben. Nach einigem Umrühren lösen sich die Pigmente in Ethanol.



**Abbildung 15:** Ausschneiden der Banden von Chlorophyll a aus einem DC-Plättchen mit Kieselgel. Foto links: Patricia Berchtel, 2016. Foto Mitte und rechts: Dieter Burkhard, 2016.

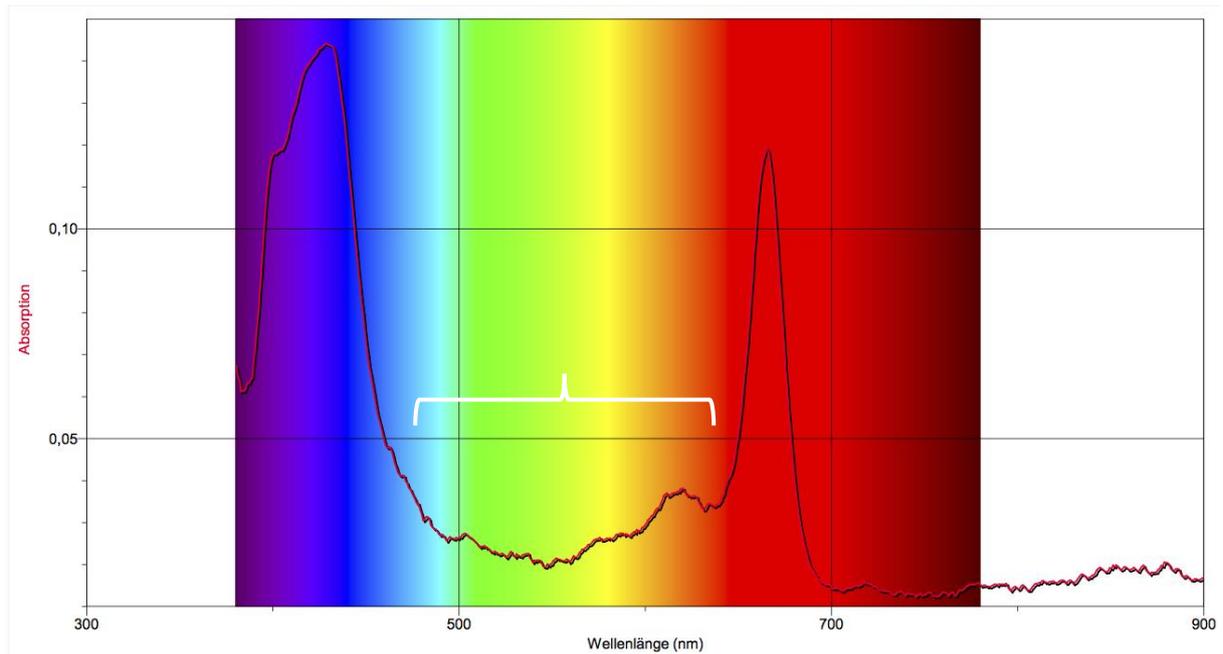
Bevor nun das Absorptionsspektrum aufgenommen werden kann, muss das Photometer **kalibriert** werden (geeicht, in diesem Fall mit Ethanol gleicher Konzentration), denn das Medium absorbiert seinerseits Licht gewisser Wellenlängen. Nach der Kalibrierung kann die Küvette mit den gelösten Pigmenten in das Gerät gestellt werden und die Aufnahme des Spektrums erfolgen. Besonders geeignet ist Chlorophyll a, weil es das Hauptpigment der Photosynthese ist und man an seinem Spektrum sehr schön die „**Grünlücke**“ demonstrieren kann, welche allen höheren Pflanzen eigen ist.\* Chlorophyll a absorbiert Licht nämlich nur im blauen und roten Wellenlängenbereich. Das grüne Licht wird von ihm reflektiert, was der Grund dafür ist, dass für uns die meisten Pflanzen grün sind.

\* Repräsentative Absorptionsspektren der Photosynthese-Pigmente von Grünalgen finden sich in der Maturaarbeit von Patricia Berchtel: „Die Grüne Kugelalge (*Chlorella vulgaris*) als schulischer Modellorganismus für die Photosynthese.“ Kantonsschule Heerbrugg, SJ 2015-2016. Anhang, S. 75. Intern ebenso verfügbar auf *SharePoint* wie weitere Absorptionsspektren je einer ausgewählten marinen Grünalge (*Udotea petiolata*), Rotalge (*Corallina mediterranea*) und Braunalge (*Dictyota dichotoma*), abgelegt im Bereich Klassen unter den permanenten Kursdateien der Meeresbiologiekurse.

## 8.1 Auswahl an typischen Absorptionsspektren

### 8.1.1 Chlorophyll a

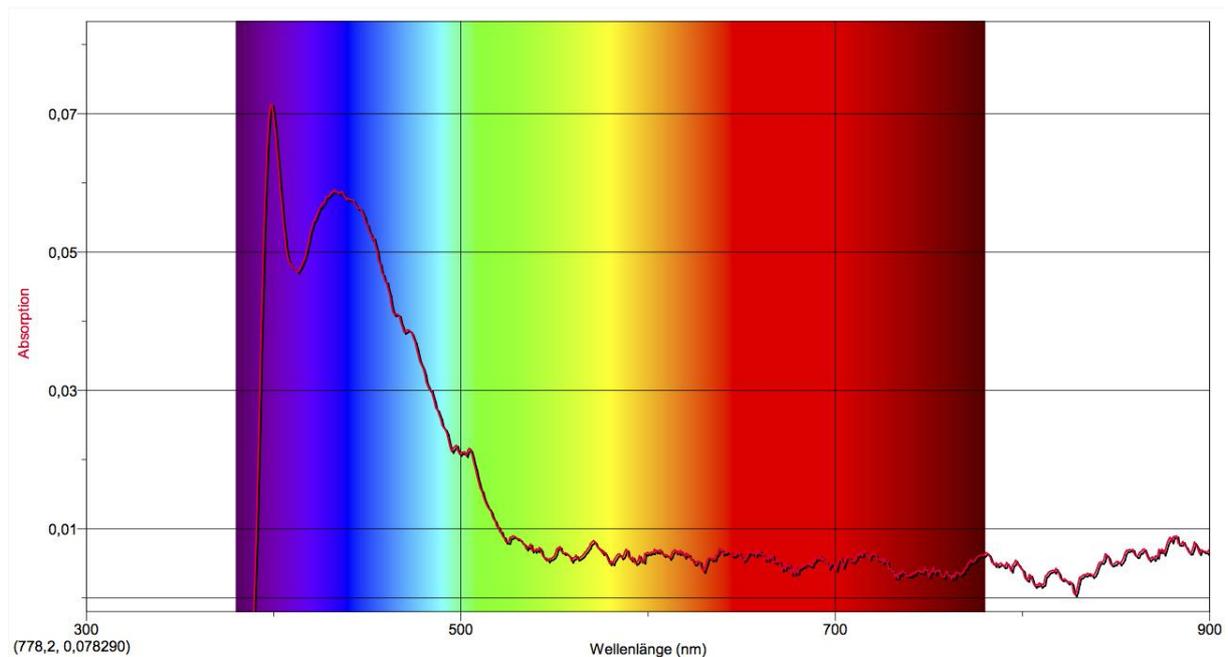
Zentrales Pigment der Photosynthese-Komplexe



**Abbildung 16:** Vis-Spektrogramm von Chlorophyll a der marinen Grünalge *Udotea petiolata*. Gut zu erkennen ist die für Chlorophylle typische „Grünlücke“ (→ Klammer) zwischen den Hauptabsorptionsbereichen (Blaulich, Rotlicht). Aufnahme: Patricia Berchtel, 2016, mit SpectroVis Plus, Vernier Labs.

### 8.1.2 $\beta$ -Carotin

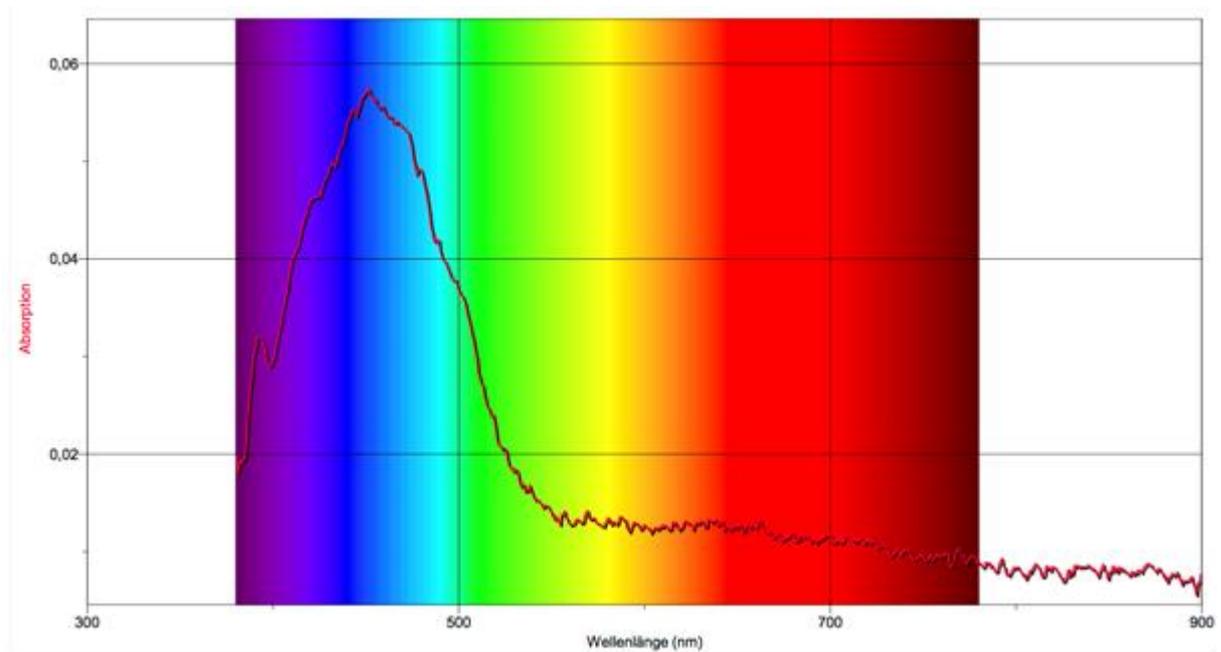
Weit verbreitetes, orangegelbes Hilfspigment



**Abbildung 17:** Vis-Spektrogramm von  $\beta$ -Carotin der marinen Braunalge *Dictyota dichotoma* (dt. Gabelalge). Aufnahme: Patricia Berchtel, 2016, mit SpectroVis Plus, Vernier Labs.

### 8.1.3 Fucoxanthin

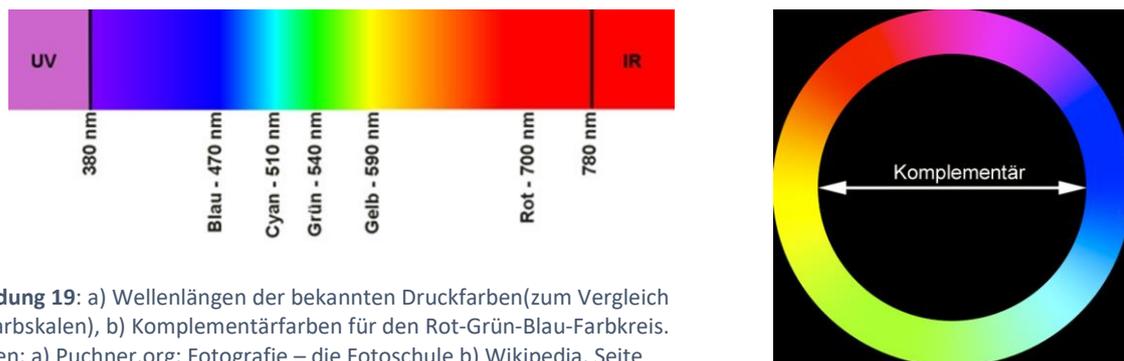
Ein orange-braunes Xanthin, exklusives Hilfspigment der Braunalgen.



**Abbildung 18:** Vis-Spektrogramm von Fucoxanthin der Braunalge *Dictyota dichotoma* (dt. Gabelalge). Aufnahme: Patricia Berchtel, 2016, mit SpectroVis Plus, Vernier Labs.

### 8.2 Lichtabsorption und Farbeindruck von Pigmenten

Anhand der Spektrogramme lässt sich auch ihr Farbeindruck voraussagen bzw. überprüfen. Zur Abschätzung des **Farbeindrucks** hilft folgende Faustregel: Pigmente zeigen jeweils die **Komplementärfarbe** jenes Farbbereichs, den sie selber hauptsächlich absorbieren (siehe nachfolgende Abb.). So lässt sich anhand der Absorptionsspektren die Identität aller Pigmentbanden in den DC-Plättchen auch nachträglich überprüfen.



**Abbildung 19:** a) Wellenlängen der bekannten Druckfarben (zum Vergleich mit Farbskalen), b) Komplementärfarben für den Rot-Grün-Blau-Farbkreis. Quellen: a) Puchner.org: Fotografie – die Fotoschule b) Wikipedia, Seite Komplementärfarben

## 9 Ökologische Einnischung von Makroalgen

Mit zunehmender Wassertiefe werden zuerst die längerwelligen und dann auch die kurzwelligen Lichtstrahlen vom Wasser „geschluckt“ (also **absorbiert**). Deswegen erscheint einem Taucher die Unterwasserwelt bald einmal bläulich (Details dazu im → Modul „Meerwasserchemie“).

Daran haben sich Algen im Laufe ihrer **Evolution angepasst (adaptiert)**. Braun- und vor allem Rotalgen nutzen dank spezieller Pigmente einen relativ höheren Teil des Grün- und Blaulichts, weswegen sie auch noch in **grösserer Tiefe** und bei **stärkerer Beschattung** wachsen (Rotalgen häufig auch als kleiner Bewuchs auf Seegräsern und anderen Algen).



Abbildung 20: Farbspektren des Lichts im Wasser. Aus: <http://www.tc-meridian.de>.

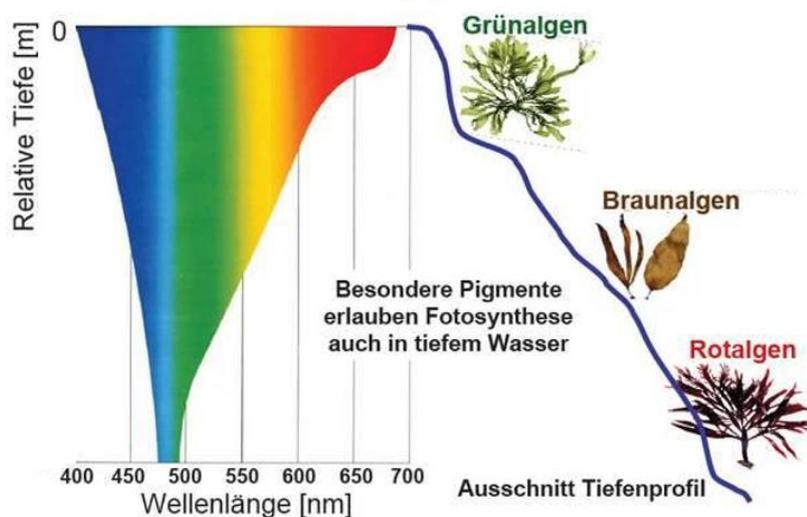


Abbildung 21: Schematische Zonierung der Makroalgen im Litoral und Sublitoral in Abhängigkeit vom verfügbaren Licht. Wiedergegeben in <http://docplayer.org>, letzbuenger-naturwissenschaftsolympiad-halbfinale, ohne genauere Quellenangabe.

Algen nutzen also die **Ressource Licht** unterschiedlich. Indem sie verschiedene Ansprüche an **Umweltfaktoren** stellen, besetzen sie leicht unterschiedliche **ökologische Nischen** - sie nischen sich unterschiedlich ein, wie der Ökologe sagt. Damit vermeiden sie ein Stück weit **Konkurrenz** zwischen verschiedenen Algen-Arten (**interspezifische Konkurrenz**), was es ermöglicht, dass viel mehr Algen nebeneinander existieren als man vermutlich erwarten würde. Hätten sie alle dieselben Ansprüche an ihre Umwelt, könnten sie nicht nebeneinander im selben Lebensraum existieren (**Konkurrenzausschlussprinzip**). Steile Küsten erreichen darüber hinaus auch dadurch eine hohe **Biodiversität** (Vielfalt an Lebewesen im Lebensraum), dass die Lebensbedingungen (Umweltfaktoren) mit der Tiefe rasch ändern.