

PRAKTIKUMSBERICHT SCHLOSSINSEL

Juli bis September 2022

Angelika Bauer

bauer.angelika9@boku.ac.at



INHALT

Projekt: Algen	3
Einleitung	3
Algen	3
Algen im Schlossteich	5
Methodik	6
Materialien	6
Sampling	7
Taxa Bestimmung und Fotografie	8
Output	8
Taxa- und Foto-liste JG-ST und JG-KT	8
Projekt: Substratversuche	14
Einleitung	14
Choriotop aufnahme	14
Methodik	15
Technische Planung und Umsetzung	16
Output	16
Ausblick und Monitoring	17
Umweltdidaktik	19
Algen input zur UWS	19
Algen Sichtbar machen	21
Literaturverzeichnis	22

PROJEKT: ALGEN

EINLEITUNG

Mikroorganismen gehören zu einer vielfältigen Gruppe von Organismen. Einige von ihnen bilden vielzellige makroskopische Strukturen, die leicht zu erkennen sind andere werden erst durch Vergrößerung (z. B. Mikroskopie) für das menschliche Auge sichtbar. Algen gehören zur strukturell diversen Gruppe der eukaryotischen Mikroorganismen. Sie haben einen Zellkern und membrangebundene Organellen und unterscheiden sich in Aufbau und Funktion von Bakterien und Archaea. Ein Großteil der Algen gewinnt Energie durch Phototrophie, ein Mechanismus, bei dem Lichtenergie durch Photosynthese in Stoffwechselenergie umgewandelt wird. Genauer betrachtet betreiben Algen sauerstoffhaltige Photosynthese (vgl. Campbell et al., 2015).

Photosynthetische Mikroorganismen kommen häufig sowohl in Süßwasser- als auch in Salzwasserhabitaten vor. Dazu gehören Algen und Cyanobakteria, die entweder in der Wassersäule schwimmen (planktonisch) oder sich an Oberflächen anlagern (benthisch). Der Sauerstoffgehalt in Süßwasserlebensräumen schwankt je nach Menge der Primärproduktion und beeinflusst die Gemeinschaften, die dort leben können. Hohe Raten von Kohlenstofffixierung durch Primärproduzenten sind ein Problem für alle aquatischen Lebensräume, da sie zu Spikes in der heterotropen Aktivität führen können, die den gesamten verfügbaren Sauerstoff verbrauchen. Diese Höchststände des Sauerstoffverbrauchs wirken sich nicht nur auf Ozeane und Flüsse aus. Süßwasserseen und -teiche sind im Sommer besonders betroffen, da sie dazu neigen, stratifiziert (geschichtet) zu sein (vgl. Sommer und Lampert, 1999).

Da die Diffusionsraten von Sauerstoff in Wasser gering sind, verbrauchen heterotrophe Organismen am Boden schnell den gesamten verfügbaren Sauerstoff, wenn sie die organische Substanz (OM) umwandeln. Dieser sauerstoffarme Bereich wird als anoxische Zone bezeichnet und ist für Fische und Invertebraten ungeeignet, kann aber auch passend für anaerobe Mikroorganismen sein. Sowohl oxygene als auch anoxygene Phototrophe nutzen CO_2 als ihre Kohlenstoffquelle, sie verwenden aber unterschiedlichen Elektronendonoren. Oxygene Phototrophe verwenden Wasser (H_2O) als Elektronendonator, während anoxygene Phototrophe von anderen reduzierten Molekülen (wie H_2S und H_2) Gebrauch machen. Vereinfacht ausgedrückt, verbrauchen Algen und Cyanobakteria CO_2 und H_2O , um O_2 zu produzieren (vgl. Campbell et al., 2015).

ALGEN

Der Begriff Algen ist keine taxonomische Klassifizierung – er wird verwendet, um eukaryotische Mikroorganismen zu beschreiben, die dank ihrer Chloroplasten (Abb. 1) im Zytoplasma der Zelle Photosynthese betreiben können.

Alle Algen sind oxygene Phototrophe - sie nutzen Lichtenergie und geben Sauerstoff an die Umgebung ab. Aber im Gegensatz zu höheren Pflanzen, die komplexe vielzellige Strukturen wie Gefäße und Wurzeln entwickelt haben, sind Algen entweder einzellig oder bilden einfache mehrzellige Strukturen

(Abb. 2). Es gibt verschiedene Arten von Algen, die meist nach Farben gruppiert sind, jedoch sind nur Rot- und Grünalgen eng mit anderen Landpflanzen verwandt. Rotalgen enthalten Chlorophyll-a und Phycobilisomen als primäre light-harvesting Pigments, aber sie enthalten zusätzlich auch das Pigment Phycoerythrin, das ihnen die rote Farbe verleiht und die grüne Farbe des Chlorophylls überdeckt. Braunalgen werden Seetang genannt. Sie sind große vielzellige Organismen, die in ihrem Lebensraum (Ozean) schnell wachsen können. Grünalgen sind Pflanzen am ähnlichsten. Sie haben Zellulose in ihren Zellwänden, enthalten die gleichen Chlorophylle wie Pflanzen und speichern Stärke. Die meisten Grünalgen sind Einzeller; andere sind jedoch entweder kolonial, filamentös oder in der Lage, mehrzellige Strukturen zu bilden (vgl. Sommer und Lampert, 1999).

Kieselalgen (Diatomeen) sind ein Hauptbestandteil des Phytoplanktons. Sie nutzen Photosynthese zur Energiegewinnung, aber anstatt sie wie Grünalgen in Stärke zu speichern, speichern sie Energie als Öl. Sie bilden eine Zellwand aus Kieselsäure, deren äußerster Teil Frustule (Schale) genannt wird; die Frustule bleibt lange nach dem Absterben der Zelle bestehen. Die Formen von Kieselalgenschalen (Abb. 3) weisen oft aufwendige Strukturen auf und sind entweder gefiedert (länglich) oder zentrisch (rund).

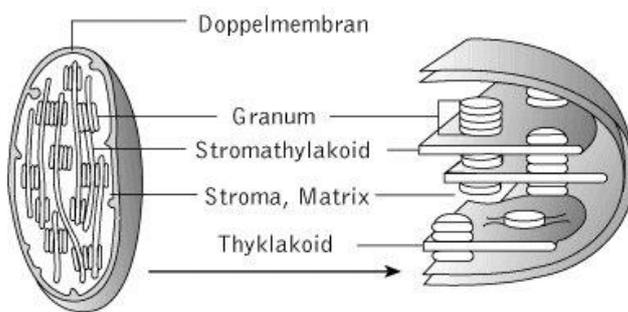


Abbildung 1: Chloroplasten in Algenzellen (Spektrum.de, 2022)

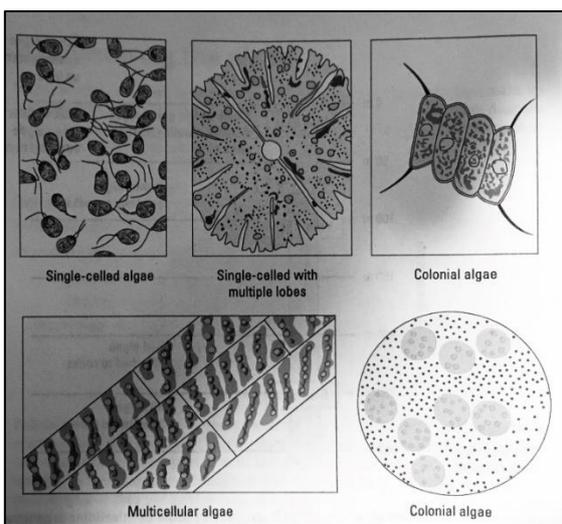
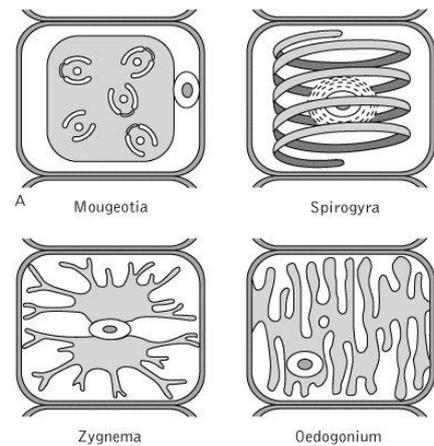


Abbildung 2: Struktur der Algenzellen (Sommer und Lampert, 1999)

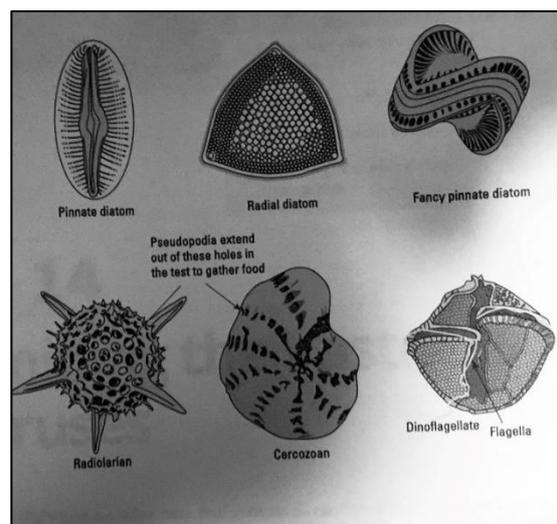


Abbildung 3: mögliche Strukturen von Diatomeen (Sommer und Lampert, 1999)

ALGEN IM SCHLOSSTEICH

Als Teil des Besucherzentrums des Nationalparks Donauauen auf der Schlossinsel, erfüllt der Schlossinselteich zwei primäre Funktionen. Er stellt einen verlandeten Altarm in den Donauauen mit standorttypischem Biotop dar (siehe Kapitel Substratversuche). Unter dem Schlossinselteich liegt die begehbare Unterwasserstation, die einen direkten Einblick in Tier und Pflanzenwelt des Teichs bietet. Die Unterwasserausstellung beherbergt unterschiedliche Fischarten (z. B. *Leuciscus cephalus*, *Perca fluviatilis*, *Esox lucius*, *Rutilus rutilus*, *Alburnus alburnus*, *Scardinius erythrophthalmus*, *Ancipenser ruthenus*, *Rhodeus sericeus amarus*, *Aspius aspius*, *Abramis brama*, *Tinca tinca*), sowie aquatische Makrophyten (z. B. *myriophyllum Sp.*, *Nuphar Sp.*).

Das Zusammenspiel zwischen Nährstoff-, Lichtangebot und Temperatur während eines Jahres ist für das Wachstum der Pflanzen verantwortlich. Nach dem Winter führt ein Anstieg der Temperatur sowie ein erhöhtes Angebot an Licht und Nährstoffen zu starker Phytoplankton-Entwicklung. Algen können die im Wasser gelösten Nährstoffe verbrauchen und sterben meist nach kurzer Zeit ab (früher Sommer). Hinzu kommt der auf die Algen wirkende Fraßdruck des Zooplanktons (Abb. 4). Durch vermehrtes Verfügbarmachen von autochthonen Nährstoffen (Mineralisierung der abgestorbenen Biomasse) und das Eintragen von allochthonen Nährstoffen (z.B. OM) kann es zum erneuten Anstieg des Algenwachstums kommen (vgl. Sommer und Lampert, 1999).

In den Sommermonaten ist der Planktonbestand deutlich in der Unterwasserstation zu erkennen. Das Wasser scheint eine grün-gelbe Verfärbung aufzuweisen (Abb. 5). Die Zielsetzung ist, neben Fischen und Wasserpflanzen auch Algen als Teil der Lebensgemeinschaft sichtbar zu machen. Hierfür wurden Algenproben entnommen, taxonomisch bestimmt und fotografiert, um eine Grundlage für die Erweiterung des Bildungsangebots der Unterwasserstation zu schaffen.

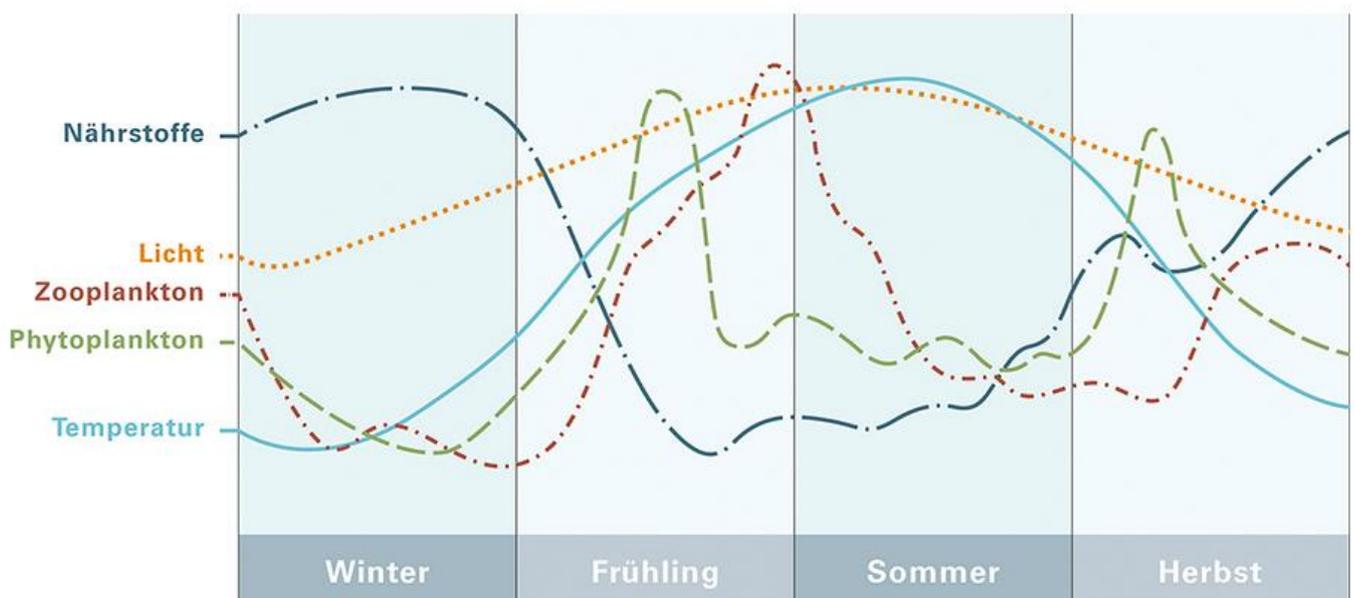


Abbildung 4: Jahresverlauf von Phytoplanktonproduktion im Zusammenhang mit Temperatur, Nährstoff- und Lichtverhältnissen (Spektrum.de, 2022)



Abbildung 5: Ausblick in der Unterwasserstation aus allen 3 Fenstern im August (Angelika Bauer, 2022)

METHODIK

MATERIALIEN

Tabelle 1: Materialien für das Phytoplankton sampling, Angelika Bauer 2022

Materialien	Anzahl	Verwendungszweck	Zugehörigkeit	Verfügbarkeit
Sampling				
Planktonnetz	1	Pp Probe nehmen	IHG-BOKU	*
Weithalsflasche	10	Probengefäß Pp	JG	vor Ort verfügbar
Zentrifugenröhrchen	5	Probengefäß Pp	JG	vor Ort verfügbar
Trichter	1	Proben in Probengefäß transferieren	JG	vor Ort verfügbar
Becherglas	1	Proben in Probengefäß transferieren	JG	vor Ort verfügbar
Spritzflasche	1	Pp von Netz in Probengefäß ausspülen	JG	vor Ort verfügbar
Kühlbox	1	Transport der Proben	AB	privat organisiert
Kühl Akku	~5	stabile Temperatur der Proben	AB	privat organisiert
Mikroskopieren				
Mikroskop	1	Taxa Bestimmung	IHG-BOKU	*
Objektträger	~40	Taxa Bestimmung	JG	vor Ort verfügbar
Deckglas	~60	Taxa Bestimmung	JG	vor Ort verfügbar
Pipette	1	Probe auf Objektträger aufbringen	JG	vor Ort verfügbar
Fotographie				
Mikroskop Kamera	1	Fotografie der Proben	IHG-BOKU	*
Affinity Photo	1	Bearbeitung der Fotos	BOKU	für Angehörige verfügbar

* War nur einmalig verfügbar

JG

schlossORTH Nationalpark-Zentrum, Schlossplatz 1, 2304 Orth/Donau

Pp Phytoplankton

IHG-BOKU

Hydrobiologie & Gewässermanagement, Gregor-Mendel-Straße 33, 1180 Wien

AB Materialien privat zu Verfügung gestellt

SAMPLING

Im Rahmen des Samplings wurden zwei qualitativ Teiche beprobt (vgl. Wolfram und Dokulil, 2010). Beide Teiche sind im Besucherzentrum des Nationalpark Donauauen auf dem Gelände der Schlossinsel gelegen (schlossORTH Nationalpark-Zentrum, Schlossplatz 1, 2304 Orth/Donau). Der größere Teich (**JG-ST**) ist Teil der Unterwasserstation des Besucherzentrums und der kleinere Teich (**JG-KT**) wird als Amphibien-Teich im Besucherzentrum genutzt. Von JG-ST wurden 11 und von JG-KT 4 Proben bearbeitet. Alle Proben wurden am 8. August 2022 im Zeitraum von 12:00-17:00 genommen. Die Proben wurden mit einem Planktonnetz von 100 μm Maschenweite entnommen (Abb. 6), in Behältnisse (Abb. 7) abgefüllt und bei 7°C gelagert (Tabelle 1). Die Algen in allen 15 Proben wurden am 9. und 10. August taxonomisch bestimmt und es wurden Fotos für das **Projekt LE: Schlossinsel, Arbeitspaket 5** angefertigt.



Abbildung 6: Probennahme (Angelika Bauer, 2022)



Abbildung 7: Abfüllen der Proben (Angelika Baue, 2022)

TAXA BESTIMMUNG UND FOTOGRAFIE

Aus den Proben wurden Algen qualitativ mit Hilfe der Phasenkontrastmikroskopie (phase contrast - 2 Nikon, Ph 4, 4 x40D, LAS X) bestimmt und einige Individuen wurden fotografiert (Abb. 8). Zur Bestimmung wurde aus allen 15 Proben jeweils 4-mal Material entnommen und unter dem Mikroskop auf Gattungslevel zugeordnet (vgl. Wehr et al. 2015, Belcher und Swale, 1978). Die aufgenommenen Fotos wurden mit dem Programm Affinity Photo (Serif, 2021) bearbeitet.

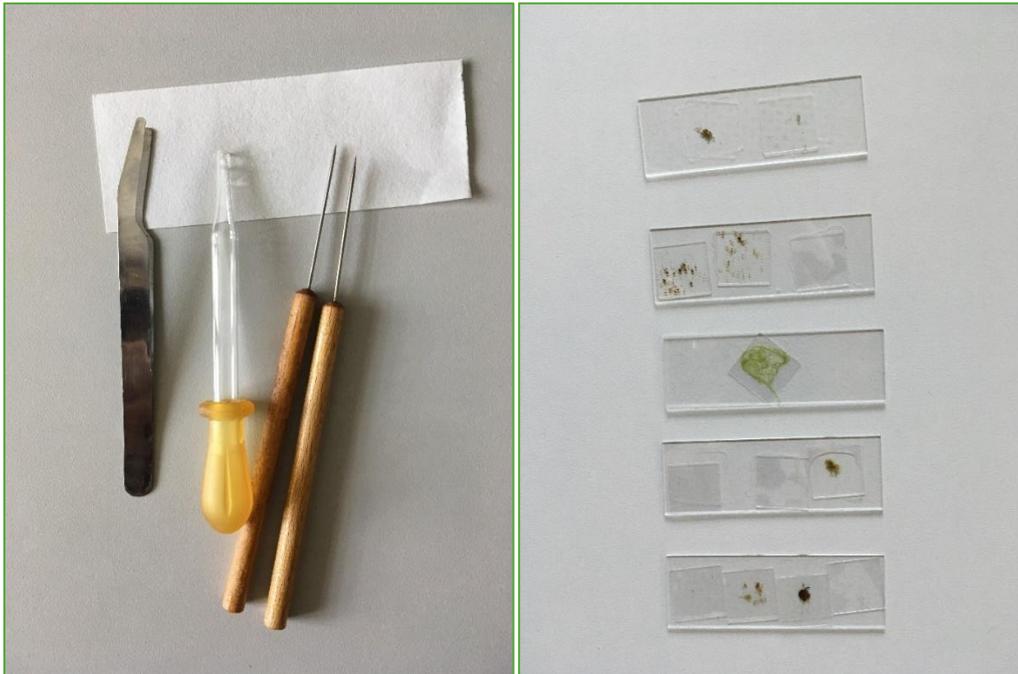
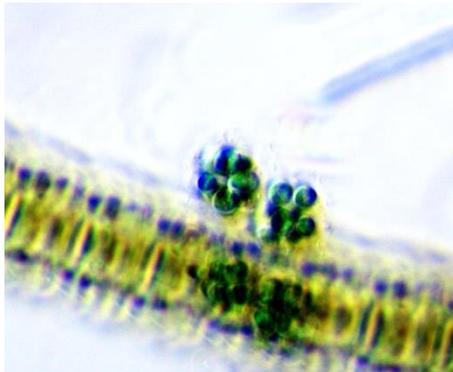


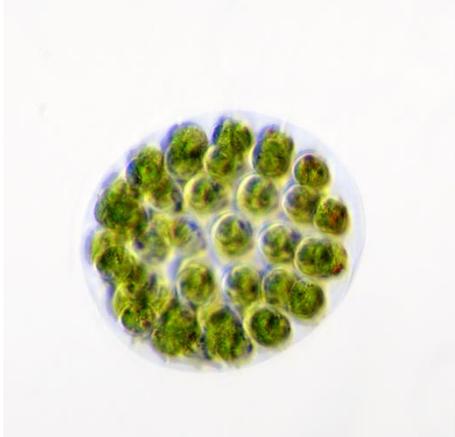
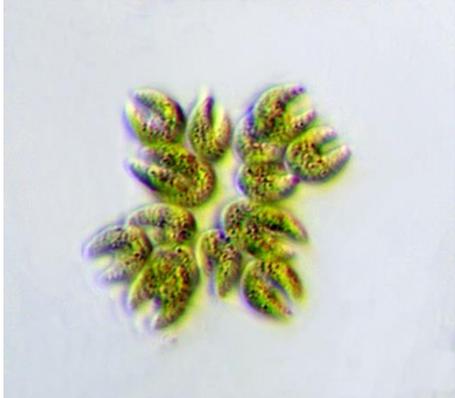
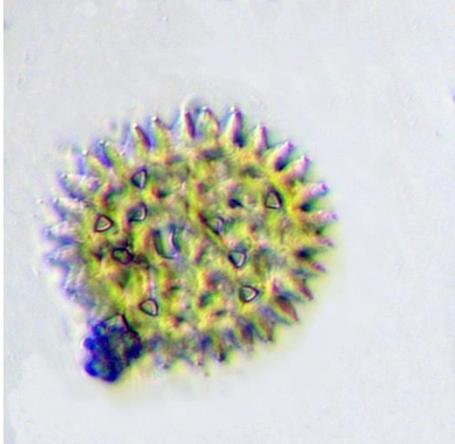
Abbildung 8: Herstellen der Algenproben zur für die Mikroskopie (Angelika Bauer, 2022)

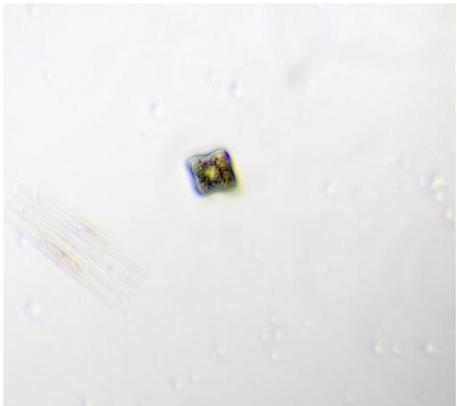
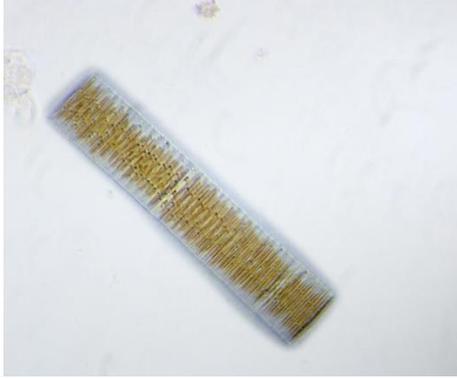
OUTPUT

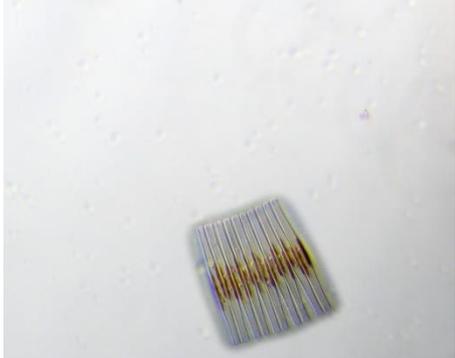
TAXA- UND FOTO-LISTE JG-ST UND JG-KT

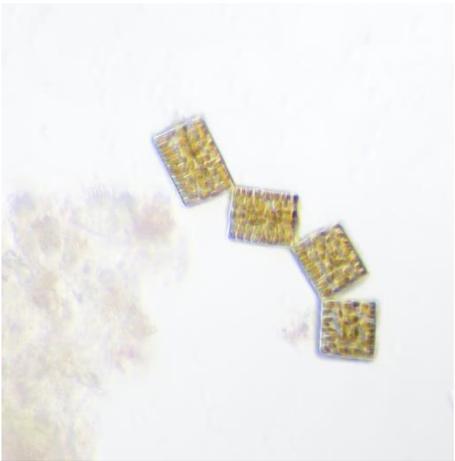
Tabelle 1: Taxa- Und Foto-Liste JG-ST Und JG-KT, Angelika Bauer 2022

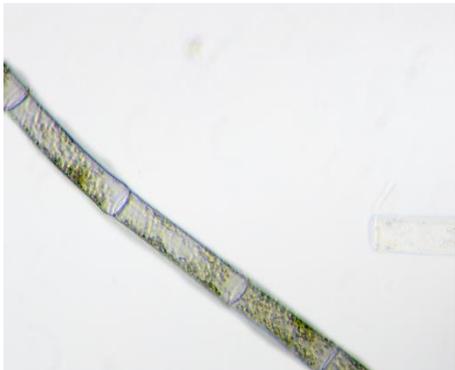
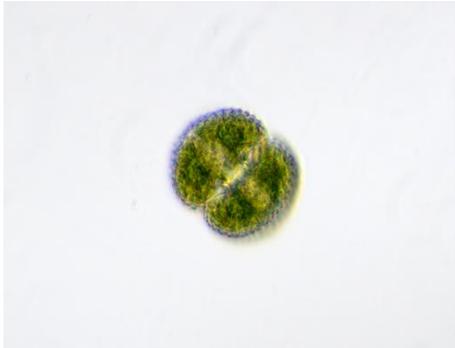
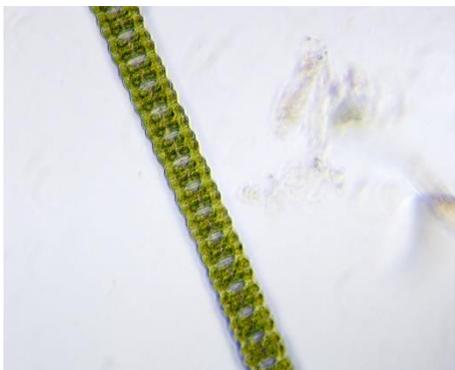
<p>Chlorophyceans</p> <p><i>Coelastrum Sp</i></p>	
---	--

<p><i>Eudorina Sp</i></p>	
<p><i>Kirchneriella Sp</i></p>	
<p><i>Pediastrum Sp</i></p>	
<p><i>Scenedesmus Sp</i></p>	

<p><i>Tetraedron Sp</i></p>	
<p>Cyanobacteria</p> <p><i>Oscillatoria</i></p>	
<p>Diatoms</p> <p><i>Cymbella Sp</i></p>	
<p><i>Fragilaria Sp</i></p>	

<p><i>Fragilaria Sp</i></p>	
<p><i>Navicula Sp</i></p>	
<p><i>Nitschia Sp</i></p>	
<p><i>Rhopalodia Sp</i></p>	

<p><i>Synedra Sp</i></p>	
<p><i>Tabellaria Sp</i></p>	
<p>Euglenoids</p> <p><i>Euglena Sp</i></p>	

<p><i>Trachelomonas Sp</i></p>	
<p>Xanthophyceans</p> <p><i>Tribonema Sp</i></p>	
<p>Zygnemophyceans</p> <p><i>Cosmarium Sp</i></p>	
<p><i>Desmidium Sp</i></p>	

EINLEITUNG

Der Schlossinselteich soll eine Altarm aus den Donauauen repräsentieren. Hier kann Besucherinnen und Besuchern ein Einblick in die aquatische und Semi-aquatische Vegetation der Donauauen vermittelt werden. In dem folgenden Kapitel wurde das vorhandene Choriotop aufgenommen und bezüglich seiner Eignung für die standorttypische Flora bewertet. Weiters wurde ein Versuch zur Optimierung der Sedimentzusammensetzung und zur Förderung der Ufervegetation schematisch skizziert und eine erste Versuchspflanzung dokumentiert. Das Ziel der Substratversuche ist zu evaluieren, ob eine Veränderung des Substrates (Korngröße, Rundung, Form und Oberflächenstruktur) einen positiven Einfluss auf die Ufervegetation hat. Eine Anleitung und Auswertungstabelle zur saisonalen Aufnahme der Versuchspflanzungen auf den unterschiedlichen Sedimenten wurde erstellt.

CHORIOTOP AUFNAHME

Am Ufer des Schlossteiches wurden 3 Choriotop Aufnahmen (ISO 14688) durchgeführt (Abb. 9). Das Sediment hat einen dominierenden Anteil an Grobkies (2-6,5 cm) und einen geringen Anteil an Steinen (6,3-20 cm). Tabelle 2 und Abb. 10.

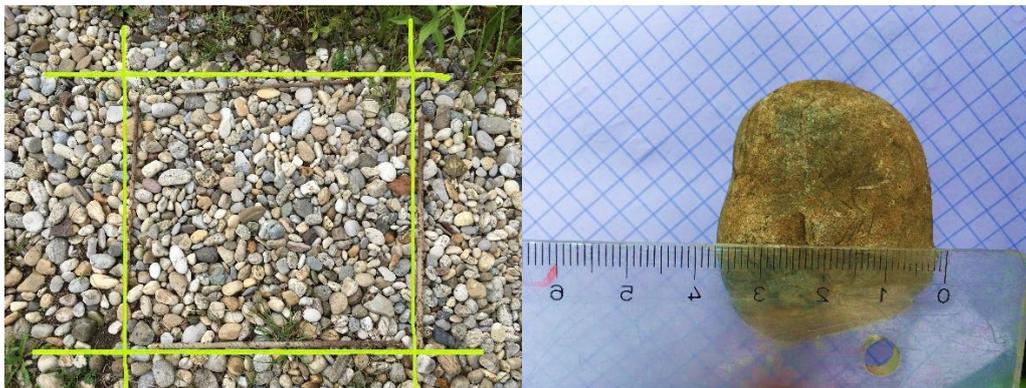


Abbildung 9: Choriotop Aufnahme (Angelika Bauer, 2022)

Korngrößen	
2 cm	18 Stück
3 cm	39 Stück
4 cm	33 Stück
5 cm	
6 cm	3 Stück
7cm	9 Stück
8cm	6 Stück

Tabelle 2: KorngröÙeneinteilung der 3 Aufnahmen, Angelika Bauer, 2022

German Grain size classification according to DIN 4022

Size range (metric)	Name (accord. DIN 4022)	Other names	German names
> 20 cm	Boulder		(Fels-)Blöcke
6,3 - 20 cm	Cobble		Gerölle, Steine
2 - 6,3 cm	Coarse gravel	Pebble	Grobkies (Schotter)
0,63 - 2 cm	Medium gravel	Pebble	Mittelkies
0,2 - 0,63 cm	Fine gravel	Granule	Feinkies
0,63 - 2 mm	Coarse sand		Grobsand
0,2 - 0,63 mm	Medium sand		Mittelsand
0,063 - 0,2 mm	Fine sand		Feinsand
0,02 - 0,063 mm	Coarse silt	Mud	Grobschluff
0,0063 - 0,02 mm	Medium silt	Mud	Mittelschluff
0,002 - 0,0063 mm	Fine silt	Mud	Feinschluff
< 0,002 mm	Clay	Mud	Ton

Abbildung 10: ISO 14688 KorngröÙen Kategorien (Reagan et al., 2015)

Die Kornform weist eine abgerundete (subrounded) und eine gerundete (rounded) Ausprägung mit vorwiegend glatter Oberflächenstruktur auf. Die Sortierung der einzelnen Korngrößen wurde als sehr sortiert (well sorted) definiert (Reagan et al., 2015). Anhand dieser Aufnahmen wurde das Choriotop als wenig divers definiert (Abb. 11).

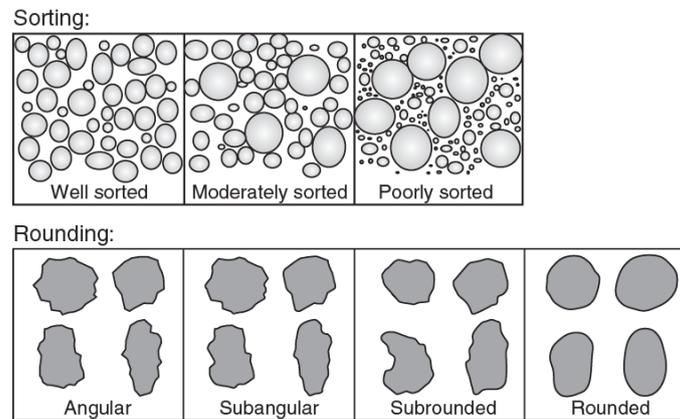


Abbildung 11: Sortierung der Korngrößen (Reagan et al., 2015)

METHODIK

Es wurde davon ausgegangen, dass für die für einen Altarm in den Donauen typische Ufervegetation auf einem vielfältigeren und feinkörnigeren Substrat ein höheres Wachstumspotential hat (Reagan et al., 2015). Um Variation in Korngröße und Sortierung zu erlangen, wurden zwei neue Substrattypen auf Versuchsflächen eingeführt. Es wurden zwei Versuchsbeete geplant, die jeweils in einem Teil des Versuchssubstrat und im anderen Teil eine Kontrollfläche mit dem vor Ort vorhandenen Substrat enthalten (Abb. 12). Für die Versuchspflanzungen soll über den Zeitraum von einem Jahr (September 2022- September 2023) monatlich der Zustand der gesetzten Pflanzen erhoben und dokumentiert werden (siehe Kapitel Ausblick und Monitoring).

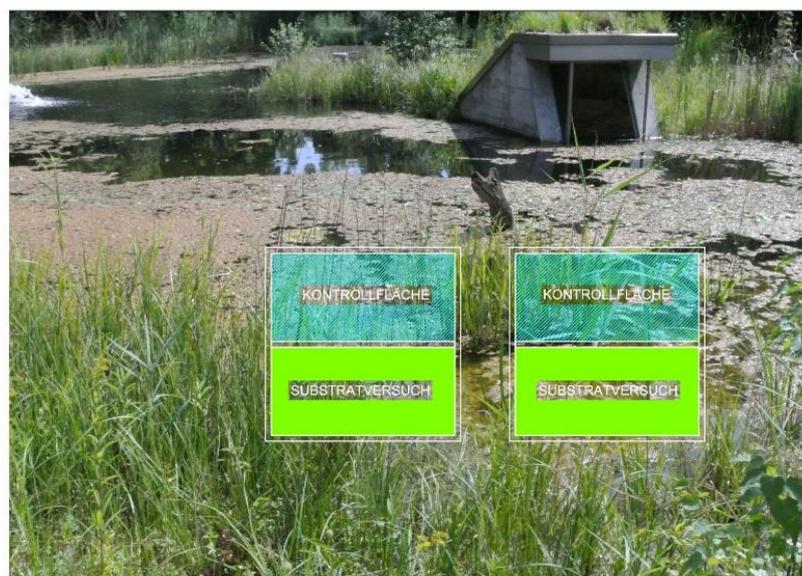


Abbildung 11: Skizze der Substratversuche (Angelika Bauer, 2011)

TECHNISCHE PLANUNG UND UMSETZUNG

Es wurden 2 Rahmen zur Abgrenzung der Versuchsbeete im Teich aus Lärchenholz angefertigt (Roland Pavek, Günter Landsmann, Angelika Bauer, 2022). Beide Rahmen sind 100 cm lang und breit, 12 cm hoch und die Materialstärke beträgt 3 cm (Abb. 12). Die Rahmen wurden in die Mitte unterteilt um zwei 100 cm lange und 50 cm breite Flächen zu schaffen. Für einen Rahmen wurde für die Hälfte Schwemmsand aus dem Nationalpark Donauauen (2301, Schönau/Donau) als Substrat verwendet (**SS**) und für die andere Hälfte wurde das, im Teich vorhandene Substrat als Kontrollfläche (**SS0**) verwendet. Für den anderen Rahmen wurde für eine Hälfte Rollschotter (Schlossplatz 1, 2304 Orth/Donau) als Versuchs-Substrat genutzt (**RS**) und im Teich vorhandene Substrat als Kontrollfläche (**RS0**) eingesetzt.



Abbildung 12: Bauplan der Rahmen für die Versuchsbeete (Angelika Bauer, 2022)

OUTPUT

Die Versuchsbeete wurden im Schlossinselteich in der Flachwasserzone im Litoral eingesetzt, mit Substraten befüllt und bepflanzt (Günter Landsmann, 2022). Für die beiden Versuchsflächen (SS, RS) und die korrespondierenden Kontrollflächen (SS0, RS0) wurden Individuen von *Typha minima*, *Baldellia ranunculoides*, *Alisma plantago-aquatica* und *Berula erecta* mit gleicher Höhe und Vitalität gepflanzt (Günter Landsmann, 2022).



Abbildung 13: Eingesetzte Versuchsbeete nach Bepflanzung (Angelika Bauer, 2022)

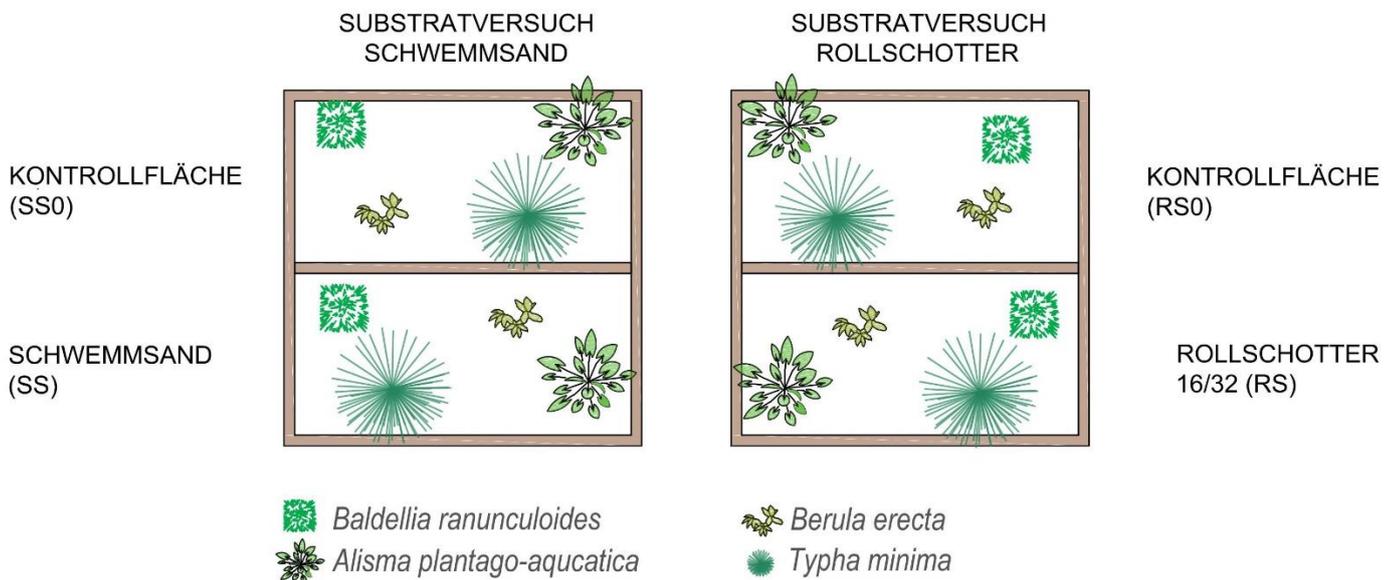


Abbildung 14: Bepflanzungsplan der Versuchsbeete (Angelika Bauer, 2022)

AUSBLICK UND MONITORING

Der Zustand der Pflanzen wurde zum Startzeitpunkt erhoben und soll in monatlichem Rhythmus über eine Vegetationsperiode (1 Jahr, ausgenommen November bis März) dokumentiert werden (Tabelle 3). Die Parameter, die erhoben wurden, beziehen sich auf die Wuchshöhe, ohne Blütenstände [cm] und auf den prozentualen Deckungsanteil an der Gesamtfläche der Versuchsfläche (vgl. Wilmanns, 1993 angepasst Angelika Bauer, 2022). Eine Fotodokumentation (Roland Pavek) der Versuchsbeete kann die Evaluierung der Eignung der Substrate unterstützen. Pflegemaßnahmen können den der Instandhaltung der Versuchsbeete dienen. Nachpflanzungen oder das Hinzufügen von weiteren, für den Standort passenden Arten zu Beginn der Vegetationsperiode können die Aussagekraft der Substratversuche optimieren (Günter Landsmann). Alle Abänderungen der Zusammensetzung der Bepflanzung sollen in

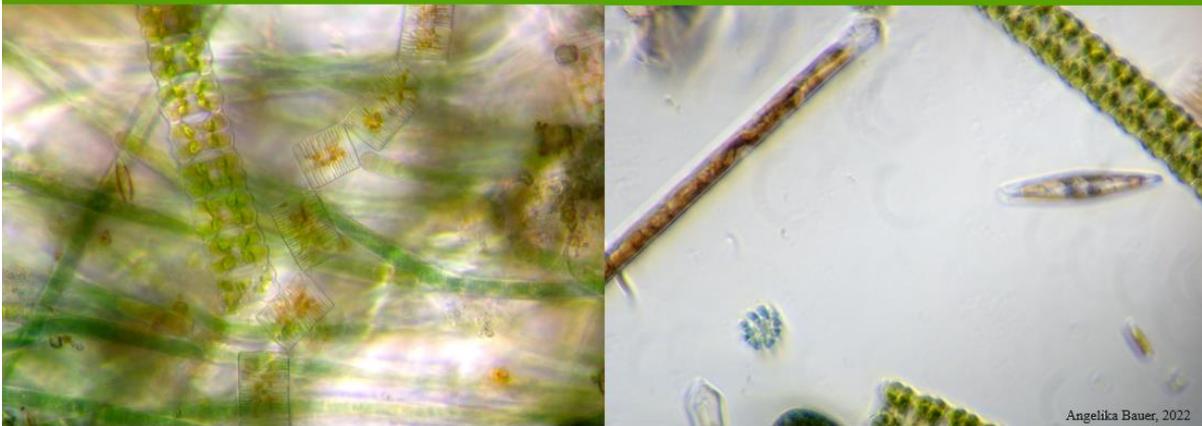
der Auswertungstabelle vermerkt werden. Die Auswertung der Substratversuche kann zu Ende der Vegetationsperiode 2023 stattfinden. Hier sollen Vergleiche der aufgenommenen Daten für die Flächen SS mit SSO, RS mit RSO sowie SS mit RS gemacht werden, um die Eignung der Substrate zu bewerten. In Folge können die Erkenntnisse als Entscheidungshilfe für Optimierungen des Schlossinselteichs im Rahmen des **Projekts LE: Schlossinsel, Arbeitspaket 5** werden.

Tabelle 3: Auswertungstabelle für das Monitoring der Substratversuche, Angelika Bauer 2022

ID		DATUM											
		Sep.2022	Okt.2022	Nov.2022	Dez.2022	Jän.2023	Feb.2023	Mär.2023	Apr.2023	Mai.2023	Jun.2023	Jul.2023	Aug.2023
SS													
<i>typha minima</i>	h in cm	34											
	D in %	> 5%											
<i>baldellia ranunculoides</i>	h in cm	10											
	D in %	> 5%											
<i>alisma plantago aquatica</i>	h in cm	NA											
	D in %	NA											
<i>berula erecta</i>	h in cm	22											
	D in %	> 5%											
SSO													
<i>typha minima</i>	h in cm	42											
	D in %	> 5%											
<i>baldellia ranunculoides</i>	h in cm	13											
	D in %	> 5%											
<i>alisma plantago aquatica</i>	h in cm	19											
	D in %	> 5%											
<i>berula erecta</i>	h in cm	19											
	D in %	> 5%											
RS													
<i>typha minima</i>	h in cm	47											
	D in %	> 5%											
<i>baldellia ranunculoides</i>	h in cm	10											
	D in %	> 5%											
<i>alisma plantago aquatica</i>	h in cm	5											
	D in %	> 5%											
<i>berula erecta</i>	h in cm	25											
	D in %	> 5%											
RSO													
<i>typha minima</i>	h in cm	50											
	D in %	> 5%											
<i>baldellia ranunculoides</i>	h in cm	19											
	D in %	> 5%											
<i>alisma plantago aquatica</i>	h in cm	20											
	D in %	> 5%											
<i>berula erecta</i>	h in cm	36											
	D in %	> 5%											

ALGEN

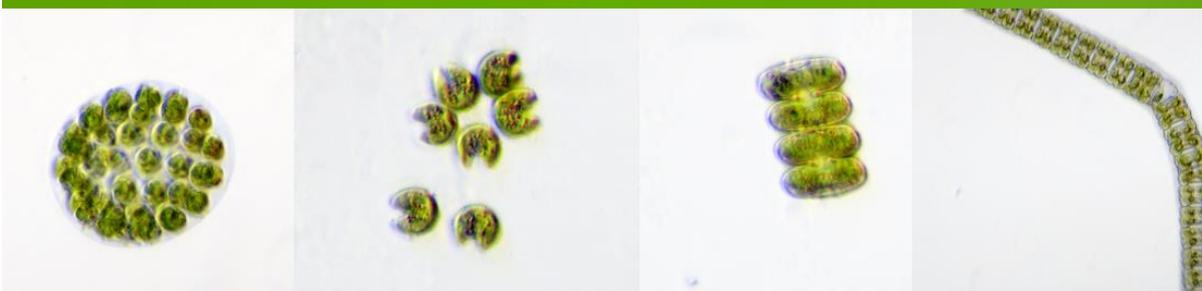
Der Begriff Algen ist keine taxonomische Klassifizierung – er wird verwendet, um eukaryotische Mikroorganismen zu beschreiben, die dank ihrer Chloroplasten im Zytoplasma der Zelle Photosynthese betreiben können. Ein Großteil der Algen gewinnt Energie durch Phototrophie, ein Mechanismus, bei dem Lichtenergie durch Photosynthese in Stoffwechselenergie umgewandelt wird. Genauer betrachtet betreiben Algen sauerstoffhaltige Photosynthese. Sie verbrauchen CO_2 und H_2O , um O_2 zu produzieren. Algen können entweder in der Wassersäule schwimmen (planktonisch) oder sich an Oberflächen anlagern (benthisch). Die verschiedenen Arten von Algen sind meist nach Farben gruppiert. Nach dem Winter führen ein Anstieg der Temperatur sowie ein erhöhtes Angebot an Licht und Nährstoffen zu starker Phytoplankton-Entwicklung. Algen können die im Wasser gelösten Nährstoffe verbrauchen und sterben meist nach kurzer Zeit ab (früher Sommer). Hinzu kommt der auf die Algen wirkende Fraßdruck des Zooplanktons. Durch vermehrtes Verfügbarmachen von autochthonen Nährstoffen (Mineralisierung der abgestorbenen Biomasse) und das Eintragen von allochthonen Nährstoffen (z.B. organisches Material) kann es zum erneuten Anstieg des Algenwachstums kommen.



Angelika Bauer, 2022

GRÜNALGEN

Grünalgen sind den Pflanzen am ähnlichsten. Sie haben Zellulose in ihren Zellwänden, enthalten die gleichen Chlorophylle wie Pflanzen und speichern Stärke. Die meisten Grünalgen sind Einzeller; andere sind jedoch entweder kolonial, fädig oder in der Lage, mehrzellige Strukturen zu bilden.



Eudorina Sp

Kirchneriella Sp

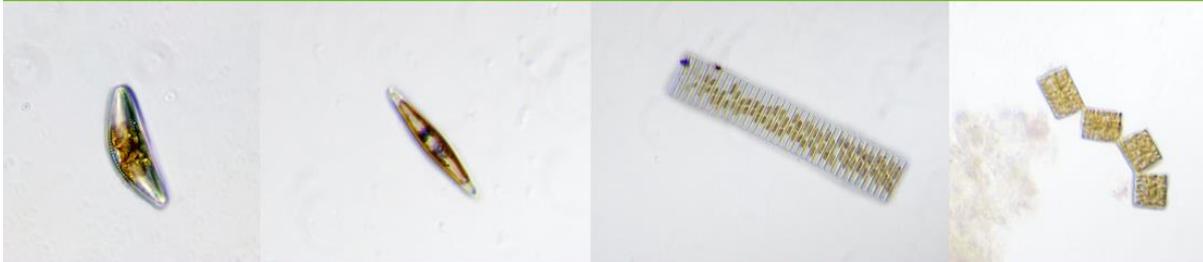
Scenedesmus Sp

Desmidium Sp

Angelika Bauer, 2022

KIESELALGEN

Kieselalgen (Diatomeen) sind ein Hauptbestandteil des Phytoplanktons. Sie nutzen Photosynthese zur Energiegewinnung, aber anstatt sie wie die Grünalgen in Stärke zu speichern, speichern sie Energie als Öl. Sie bilden eine Zellwand aus Kieselsäure, deren äußerster Teil Frustule (Schale) genannt wird; die Frustule bleibt lange nach dem Absterben der Zelle bestehen. Die Formen von Kieselalgenschalen weisen oft aufwendige Strukturen auf und sind entweder gefiedert (länglich) oder zentrisch (rund).



Cymbella Sp

Navicula Sp

Fragilaria Sp

Tabellaria Sp

Angelika Bauer, 2022

ALGEN - GRAZING DURCH ZOOPLANKTON

In Analogie zu grasenden Weidetieren werden Räuber-Beute-Beziehungen im Wasser, wo Algen und Bakterien die Beute darstellen, mit dem Begriff **Grazing** bezeichnet. Grazing durch Zooplankton hat eine große Wirkung auf die Entfaltung des Phytoplanktons (Algen, die in der Wassersäule schwimmen). So erklärt man auch das **Klarwasserstadium**, ein Phänomen, das sogar in eutrophen (mit hohem Nährstoffgehalt) Gewässern beobachtet werden kann. Durch den Fraßdruck des Zooplanktons kann es auch in Perioden mit maximaler Einstrahlung und Tageslänge zu signifikanten Rückgängen des Phytoplanktons kommen. Herbivores Zooplankton ernährt sich entweder durch Phagocytose (aktive Aufnahme von Partikeln), gezieltes Ergreifen von Futteralgen oder Filtrieren. Ein gutes Beispiel für filtrierendes Zooplankton sind Daphnien (Wasserflöhe), die mit ihren Filterborsten Algen aufnehmen. Daphnien können sich mit ihren Ruderantennen durch das Wasser bewegen und spielen somit eine große Rolle in der Gewässerreinigung und dienen selbst als Fischfutter.



Angelika Bauer, 2022

ALGEN SICHTBAR MACHEN

Die Algen sollen direkt in der Unterwasserstation sichtbar gemacht werden. Hierfür können die Algenfotos mit fluoreszierender Farbe auf Folien gedruckt werden und an den schwarzen Wänden angebracht werden. Mit Taschenlampen können so die Algen sichtbar gemacht werden. Hier wird auch der Begriff der Photosynthese eingebracht - Besucherinnen und Besucher können so Algen selbst wachsen lassen.

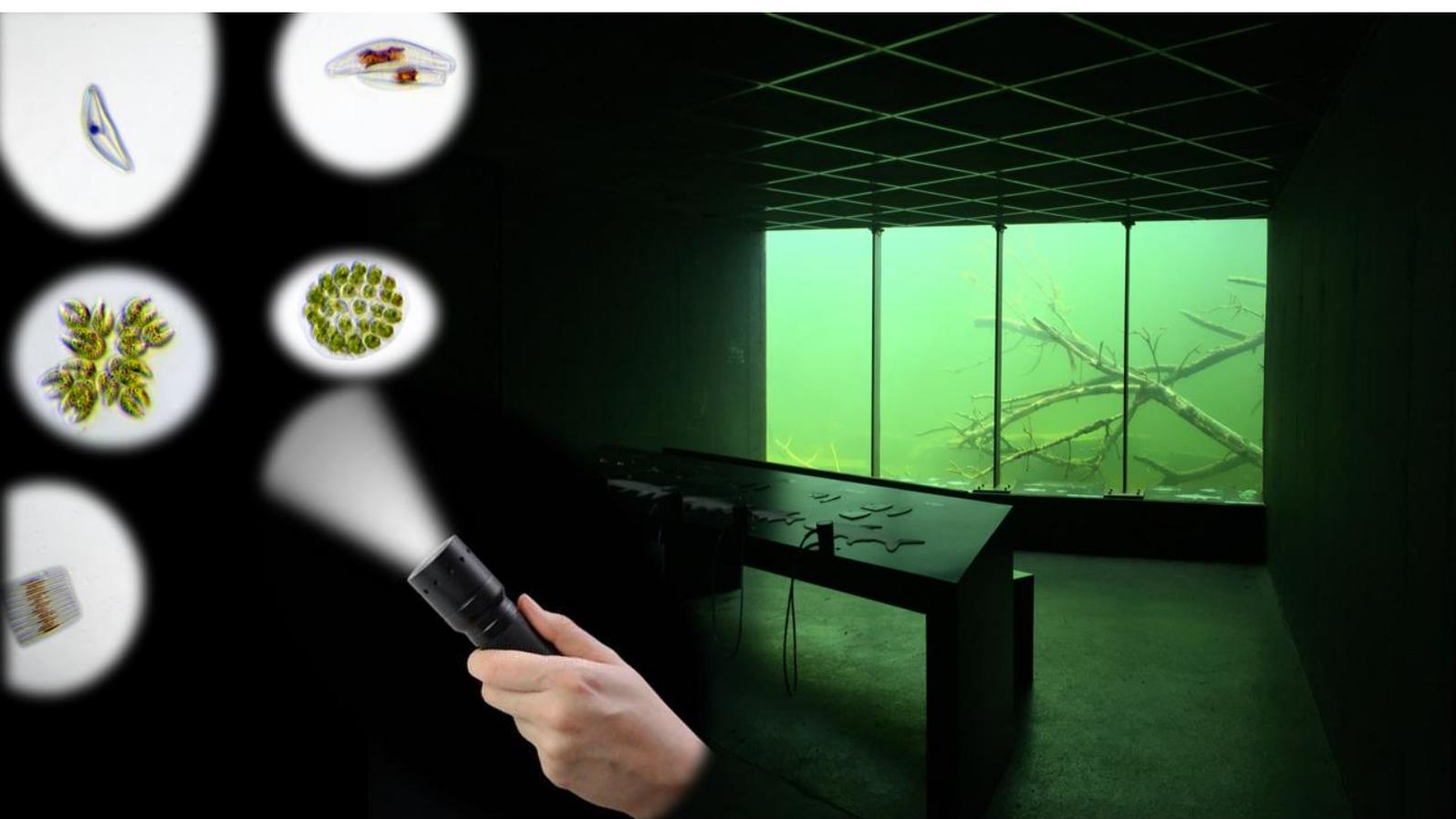


Abbildung 15: Algen in der UWS sichtbar machen, Angelika Bauer, 2022

LITERATURVERZEICHNIS

Wolfram, G.; Dokulil, M. T. 2010. Leitfaden Zur Erhebung Der Biologischen Qualitätselemente Teil B2 – Phytoplankton. Bundesministerium für Land- und Forstwirtschaft, Umwelt und Wasserwirtschaft

Wehr, J.D., R.G. Sheath, and J.P. Kociolek (eds.). 2015. Freshwater Algae of North America: Ecology and Classification 2nd ed. Academic Press. San Diego, CA.

Reagan, M.K., Pearce, J.A., Petronotis, K., and the Expedition 352 Scientists, (2015). Proceedings of the International Ocean Discovery Program, Volume 352

DIN EN ISO 14688-1 | 2020-11, Geotechnische Erkundung und Untersuchung — Benennung, Beschreibung und Klassifizierung von Boden — Teil 1: Benennung und Beschreibung 4 Allgemeines - Benennung und Beschreibung von Boden, Seite 10, Abschnitt 4

Wilmanns, Otti (1993): Ökologische Pflanzensoziologie, 5. Auflage, Verlag Quelle und Meyer Heidelberg/ Wiesbaden. (Überblick über die Gesellschaften mit methodischer Einführung)

<https://www.spektrum.de/lexikon/biologie-kompakt/chloroplasten/2352>

Sommer, U.; Lampert, W. 1999. Limnoökologie, 2. Auflage. Gerorg Thieme Verlag, Stuttgart.

Neil A. Campbell, Jane B. Reece, Lisa A. Urry, Michael L. Cain, Steven A. Wasserman, Peter V. Minorsky, Robert B. Jackson 2015. Biology, Pearson Verlag.

Belcher, H.; Swale, E. 1978. A beginner's guide to Freshwater Algae: Institute of Terrestrial Ecology, Natural Environment research council