

European Olympiad of Experimental Science



Jahresbericht 2024/25

Vom

 **Bundesministerium**
Bildung, Wissenschaft
und Forschung

gefördert

Klagenfurt, 06. Mai 2025

Mag. Peter Holub



European Olympiad of Experimental Science (EOES)

Die EOES ist ein naturwissenschaftlicher Teamwettbewerb der Europäischen Union für Biologie, Chemie und Physik. Österreich war 2025 zum schon sechzehnten Mal mit zwei Teams bei der EOES, die heuer in Zagreb stattfand, vertreten.

Das Credo der EOES

- Begabten Schüler:innen die Möglichkeit geben, ihre Talente zu entfalten.
- Das Interesse an Wissenschaft und des forschenden Lernens zu wecken bzw. zu fördern.
- Durch die Eindrücke und Erfahrungen der EOES auf eine mögliche Teilnahme an weiteren internationalen Olympiaden vorzubereiten.

Ziele des Wettbewerbs

- Das öffentliche Interesse auf die naturwissenschaftliche Ausbildung lenken.
- Die Ermittlung der besten Schüler:innen der Europäischen Union im naturwissenschaftlichen Bereich.
- Wertschätzung der Wissenschaft in der Allgemeinheit.
- Intensivierung der Zusammenarbeit zwischen europäischen Bildungssystemen.
- Individuelle Ideen und Konzepte innerhalb der gesamten Europäischen Union zu verbreiten.
- Die Vorbereitung europäischer Schüler:innen auf die Internationalen Facholympiaden

Mehr dazu unter: www.eoes.science und www.eoes.at

Inhalt

1.	Vorbereitungswoche in der BIKO mach MINT	4
2.	Trainingstage an der BIKO mach MINT in Klagenfurt	5
3.	EOES 2025 in Zagreb 26.4. – 3. 5. 2025	5
4.	Team AUSTRIA 2025	6
5.	Einmal Silber, einmal Bronze in Zagreb!	7
6.	Unterstützung durch.....	8
7.	Anhang – Aufgabenstellungen 2025originalundvomösterreichischenbetreuer:innenteam übersetzt.....	8

1. Vorbereitungswoche in der BIKO mach MINT

32 Schüler:innen aus wurden, organisiert vom Verein für Begabungs- und Begabten förderung in Kärnten - INIZIA, vom 17.02. bis 21.02.2025 an der Bildungskoooperation BIKO mach MINT im Educational Lab des Lakeside Science & Technology Parks Klagenfurt auf den Teamwettbewerb in Kroatien vorbereitet.

Insgesamt beteiligte Schüler:innen im Auswahlverfahren

Bachinger	Carla	Sir Karl Popper Schule	Biologie
Bachmann	Elina	HTL Dornbirn	Chemie
Bösch	Fynn	HTL Dornbirn	Biologie
Ciochina	Denis-Daniel	BG/BRG Mössinger	Biologie
Fladenhofer	Katharina	Herta-Reich-Gymnasium	Physik
Gallob	Niklas	BG/BRG St. Martin	Physik
Grasser	Laurenz	Bischöflichen Gymnasium Graz	Physik
Heisenberg	Filipa	Sir Karl Popper Schule	Biologie
Himmer	Elisabeth	Bundesgymnasium Dornbirn	Biologie
Hradecky	Lilly	BRG Körösi	Physik
Jamernegg	Laura	Europagymnasium	Chemie
Kainer	Dominik	AHS Theodor-Kramer-Straße	Physik
Kazazic	Kei	Sir Karl Popper Schule	Chemie
Lauer	Alina	BG/BRG Mössinger	Biologie
Lykos	Nikias	Sir Karl Popper Schule	Chemie
Michenthaler	Samuel	BG/BRG St. Martin	Physik
Newerkla	Theodorika	Sir Karl Popper Schule	Biologie
Ofner	Sophie	BG/BRG Mössinger	Chemie
Orluc	Victor	Sir Karl Popper Schule	Chemie
Petsche	Benedikt	Sir Karl Popper Schule	Chemie
Pichler	Katharina	Peraugymnasium Villach	Biologie
Pichler	Lieselotte	BG/BRG Mössinger	Biologie
Praschnig	Flora	BG/BRG St. Martin	Physik
Prettenthaler	Johannes	Bischöflichen Gymnasium Graz	Physik
Raab	Christoph	TGM Wien	Physik
Schachner	Alexander	Sir Karl Popper Schule	Physik
Schmidt	Abel Fermin	Bundesgymnasiums Dornbirn	Chemie
Szinovatz	Elias	Sir Karl Popper Schule	Chemie
Tao	Leran	Alten Gymnasium Leoben	Physik
Vonach	Katharina	HTL Dornbirn	Chemie
Zahariev	Mihail	Sir Karl Popper Schule	Physik
Zhang	Yuyang	Sir Karl Popper Schule	Biologie

Während der Vorbereitungswoche wurden sechs Schüler:innen für die beiden Nationalteams ausgewählt. Sechs wurden Reservist:innen, falls es zu Ausfällen kommen sollte.

2. Trainingstage an der BIKO mach MINT in Klagenfurt

Sechs Jugendliche schafften es in die Qualifikation und somit zum Intensivtraining, das ebenfalls am Lakeside Science & Technology Park in Klagenfurt stattfand (22. – 26. April 2025). Auch die beiden Reserveteams wurden eingeladen, am Training teilzunehmen.

Insgesamt beteiligte Trainer:innen in Klagenfurt

Trainer:in	Stamminstitution
Mag. Brachtl Karl	Verein INIZIA
Mag. Holub Peter	Verein INIZIA
Hohl Elias	Student an der ETH Zürich und ehem. Teilnehmer
Klaus Elisabeth	Studentin an der LMU München und ehem. Teilnehmerin
Lassnig Christina	Studentin an der Medizinischen Universität Graz und ehem. Teilnehmerin
Leonard Caliskan	Student an der ETH Zürich und ehem. Teilnehmer

Sowohl die Trainingswoche im Februar als auch die Trainingstage im April wurden vom INIZIA koordiniert und fanden in den Experimentierräumen der Bildungskoooperation BIKO mach MINT im Educational Lab des Lakeside Science & Technology Parks Klagenfurt statt.

Mit den Trainer:innen Christina Lassnig, Elisabeth Klaus, Leonard Caliskan und Elias Hohl waren wieder ehemalige EOES-Teilnehmer:innen und aktuelle Studierende im Betreuer:innenteam, die einen wesentlichen Teil zum Erfolg geleistet haben.

3. EOES 2025 in Zagreb 26.4. – 3. 5. 2025

Die Organisation in Kroatien sehr gut vorbereitet. Das Freizeitprogramm war mit Exkursionen in eine Schiefermine sowie die Exkursionen spannend und gut organisiert. Die Aufgabenstellungen waren angemessen und vom wissenschaftlichen Team sehr gut aufbereitet.

Weitere Informationen finden sich auf der offiziellen Website:

<https://eoes2025.pmf.unizg.hr/>

4. Team AUSTRIA 2025

Delegationsleitung: Elias Hohl, Mentor Physik
Mentorin Biologie: Christina Lassnig
Mentor Chemie: Leonard Caliskan
Observer Biologie: Mag. Christian Koller

Team A: Carla Bachinger, Samuel Michenthaler, Katharina Vonach: *Silbermedaille*

Team B: Katharina Pichler, Elias Szinovatz, Alexander Schachner: *Bronzemedaille*



Österreich Team A – Silbermedaille

v.l.n.r.: Carla Bachinger – Sir Karl Popper Schule,
Katharina Vonach – HTL Dornbirn, Samuel Michenthaler – BG/BRG St. Martin Villach



Österreich Team B – Bronzemedaille

v.l.n.r.: Katharina Pichler – Peraugymnasium Villach,
Alexander Schachner – Sir Karl Popper Schule, Elias Szinovatz – Sir Karl Popper Schule

5. Einmal Silber, einmal Bronze in Zagreb!

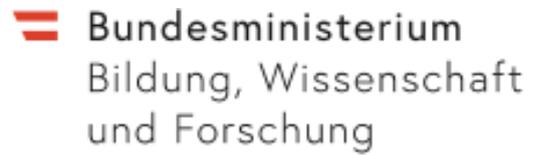
Anlässlich der diesjährigen Europäischen Science Olympiade EOES in Zagreb konnte sich Österreich sehr gut präsentieren. Team A erreichte eine Silbermedaille. Team B scheiterte knapp an einer Silberrnen und errang eine Bronzemedaille.

Die österreichische Delegation in Zagreb 2025



6. Unterstützung durch

Bundesministerium für Bildung,
Wissenschaft und Forschung



Verein INIZIA



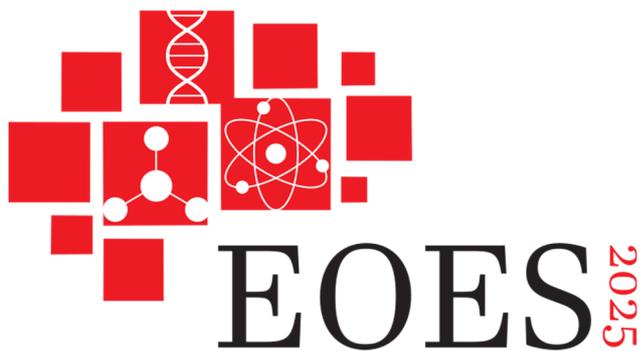
Land Kärnten, Abteilung 6



Wirtschaft für Bildung



7. Anhang – Aufgabenstellungen 2025 original und vom österreichischen Betreuer:innenteam übersetzt



Task 1
Task Sheet

**Waters of Croatia: From the Emerald
Rivers to the Deep Blue Sea**

EOES2025 Zagreb Croatia
26.04. – 03.05.2025

Introduction to the task:

Croatia is rich in many natural resources and is especially renowned for its crystal-clear sea, beautiful lakes and rivers. These natural features play a prominent role in its economy and cultural heritage, influencing sectors such as agriculture, industry, tourism and biodiversity.

The Adriatic Sea is a very popular tourist destination due to its deep blue color and beautiful beaches. The Croatian coastline is 1880 km long, and has more than 1000 islands, islets, rocks and reefs, making it one of the most indented coasts in Europe and world. The Adriatic Sea has great biodiversity, including some endemic species of algae and fish. Croatia has long held prominent maritime position due to its geographical position. The country is also home to the oldest saltworks in Europe, and possibly even in the world. The Ston saltworks date back to the 14th century and are still active today.

Another important natural resource of Croatia is its freshwater ecosystems, including lakes, rivers, streams and wetlands, which are home to many endemic species and are considered “biodiversity hotspots”. These ecosystems also attract millions of tourists, with popular destinations including the breathtaking waterfalls of Krka National Park and canyons of the Cetina and Zrmanja rivers. Among Croatia’s many beautiful lakes, Plitvice Lakes stand out with their impressive tufa formations and interconnected waterfalls. As the oldest and largest national park in the country, Plitvice Lakes are also a UNESCO World Heritage Site.

In summary, Croatia's natural resources - from its diverse freshwater systems and rich biodiversity to its stunning Adriatic coastline - are essential to the country's economy, cultural identity and deep-rooted historical traditions.

Here are the approximate times you will need to spend on each problem.

Problem 1 – Ready, Set, Go! - 3.5 hours (total marks: 47)

Problem 2 – Salts From Croatian Saltworks - 3.5 hours (total marks: 37)

Problem 3 – Bending Light in Aqueous NaCl Solution - 3.5 hours (total marks: 36)

Note: read the entire Task Sheet first and then start the experiment.

Problem 1. Ready, Set, Go!

Materials and equipment

- Eppendorf tubes with caps (2 mL) – 20
- Plastic Eppendorf tube holder (blue racks) – 1
- Plastic Petri dishes (∅ 6.5 cm) – 4
- Graduated plastic droppers (3 mL capacity) – 3
- Curved metal tweezers – 1
- Straight metal tweezers – 1
- Laboratory needle – 1
- Stereomicroscope with built-in light – 1
- Instructions for using the stereomicroscope (in the envelope) – 1
- Macroinvertebrate identification key (in the envelope) – 1

Solutions/liquids in bottles with droppers

- Ethanol solution, 70 % (v/v) (Et-OH) – 1 bottle (250 mL)
- Demineralized water (dH₂O) – 1 bottle (500 mL)

Samples

- in transparent plastic beakers with yellow lids, labeled:
Sample A – 1
Sample B – 1

Introduction

Freshwater macroinvertebrates is the term used in freshwater (river, stream, lake) ecology for invertebrates larger than 0.5 mm that live in or on sediments of freshwater bodies. They are excellent bioindicators of freshwater quality. Some of these organisms are streamlined, i.e. they have smooth, narrow bodies that reduce water resistance and thus facilitate movement through the water current, while others are more robust, heavier and/or worm-shaped so that they can remain anchored or burrowed into the soft sediment.

Your task is to sort and identify macroinvertebrates from two different freshwater ecosystems and then use them to calculate benthic density.

Step 1.1. The great macroinvertebrate sorting challenge

On your desks are samples from two different freshwater ecosystems (water bodies) labelled Sample A and Sample B. The organisms are preserved in 70% ethanol (v/v).

1. Transfer each sample from the plastic beakers with the yellow lid into several Petri dishes (preferably the deeper part of Petri dishes). **Make sure that you have transferred all the organisms** and that they are distributed so that you can clearly observe each one. Use the tweezers and/or needle to isolate the organisms and move them around as you observe them. You can also isolate them in another Petri dish to improve observation. Add a small amount of ethanol and/or demineralized water from the wash bottles to each Petri dish to **constantly keep the samples moist**.
2. Sort the organisms by taxonomic groups from both samples separately using the stereomicroscope and **Macroinvertebrate identification key**. Use tweezers and laboratory needles to

handle the specimens. **Warning:** *Some organisms are fragile and some body parts may be missing (e.g., legs, appendages, gills, ...), but specimens in your samples are well preserved, and correct identification is possible. Also note that the samples contain specimens at different life stages/sizes.*

- Place all individuals of the same taxonomic group into one Eppendorf tube and label each tube with the scientific name of the taxonomic group and sample code (A or B) using the permanent marker. **Warning:** *When labeling the samples, ethanol can erase the permanent marker. Add a small amount of ethanol and/or demineralized water from the wash bottles to each Eppendorf tube to **constantly keep the samples moist.***
- Count the number of organisms in each taxonomic group in both samples and fill in *Table 1.1.1.* on your Answer Sheet. Then, **hold up your red card** and ask the assistant to take a picture of your sorted material. Place Eppendorf tubes with sorted material in the sample containers with yellow lids and put team code stickers on the containers with yellow lids.
- In *Table 1.1.1.*, calculate the benthic density (number of individuals/m²) for each taxonomic group, based on the sample area of 0.049 m². Round the calculation to two decimal places.
- In *Table 1.1.1.*, also fill in the respective columns by checking whether your organisms are segmented (i.e., if they have distinct body segments along the longitudinal axis) and/or whether they have legs.

1.1.1. Complete Table 1.1.1. in the Answer Sheet by following the instructions provided above and on the Answer Sheet. (19.25 p)

1.1.2. How do segmentation and legs specifically contribute to organisms' adaptations to fast-flowing aquatic environments? Enter the corresponding letter in the Answer Sheet. (0.5 p)

- They help the organisms to adhere completely to the substrate.*
- They provide no advantage to the organism's survival in aquatic habitats.*
- They enable these organisms to live as part of the plankton in fast-flowing waters.*
- They help the organisms to anchor themselves in fast-flowing waters, providing stability.*

1.1.3. Some organisms are better adapted to faster-flowing waters, while others are better adapted to slower-flowing waters. How does flow velocity in an ecosystem influence macroinvertebrate composition and adaptations? Enter the letter corresponding to the correct answer on the Answer Sheet. (0.5 p)

- In slow-flowing waters, laterally flattened organisms are more common near the bottom.*
- In fast-flowing waters, streamlined bodies are more common than in slower-moving waters.*
- In slow-flowing waters, only dorsoventrally flattened organisms appear.*
- In fast-flowing waters, organisms with larger bodies are more common, as they can move more efficiently through the current.*

Step 1.2. Decoding the secret meaning of the Simpson Diversity Index

A diversity index is a quantitative measure that indicates the number of different taxa (e.g., species) in a community. In ecological contexts, a diversity index usually focuses on species, but it can also refer to other categories such as genera, families, or functional (feeding) groups. SDI (Simpson Diversity Index) can be calculated using the following formula:

$$SDI = 1 - \left\{ \sum_{i=1}^S \left(\frac{n_i}{N} \right)^2 \right\} = 1 - \left\{ \left(\frac{n_1}{N} \right)^2 + \left(\frac{n_2}{N} \right)^2 + \dots + \left(\frac{n_S}{N} \right)^2 \right\}$$

n_i = the number of individuals in species / taxonomic group i

N = total number of individuals of all species / taxonomic groups

$n_i/N = p_i$ (proportion of individuals of species / taxonomic group i)

S = species / taxonomic group richness

The SDI value ranges from 0 to 1, where 0 represents no diversity and 1 indicates infinite diversity. In other words, the higher the SDI value, the greater the diversity.

1.2.1. Using the formula above and the data in the table below, calculate the SDI values for Sample C and Sample D, enter the calculated values (rounded to three decimal places) on your Answer Sheet and determine which sample has greater diversity based on your SDI calculations and record this on your Answer Sheet. (3 p)

Sample	Taxonomic group	Number of individuals in the sample
Sample C	Isopoda	6
	Ephemeroptera	2
	Diptera	45
	Oligochaeta	134
	Bivalvia	4
	Gastropoda	24
Sample D	Amphipoda	25
	Ephemeroptera	13
	Plecoptera	7
	Trichoptera	4
	Diptera	6

1.2.2. Which of the following factors can decrease SDI of an ecosystem? Enter the letter corresponding to the correct answer on the Answer Sheet. (0.5 p)

- A. Enhancing water quality and reducing pollutants.
- B. Introducing invasive species that outcompete native species.
- C. Increasing the variety of substrate types on the bottom of the ecosystem.
- D. The existence of diverse food sources in the ecosystem.

1.2.3. What would you expect to see in an ecosystem with a high SDI value? Enter the letter corresponding to the correct answer on the Answer Sheet. (0.5 p)

- A. A stable population of just one species.
- B. A few dominant species with low numbers of other species.
- C. A rapid change in the composition of species from year to year.
- D. A high number of species that are all relatively equally abundant.

Step 1.3. Using taxonomic metrics to reveal the health of aquatic ecosystems

Certain taxonomic groups of macroinvertebrates indicate better water quality and ecological status of freshwater ecosystems. Examples of such groups are mayflies (Ephemeroptera), stoneflies

(Plecoptera) and caddisflies (Trichoptera), all of which are highly sensitive to water pollution. Their higher share in the community can indicate a better ecological status. The proportion of dipterans (Diptera) and oligochaetes (Oligochaeta) gives a different response; their higher share indicates a lower ecological status and poorer water quality, as they are more tolerant of water pollution.

1.3.1. Calculate the proportion of individuals belonging to mayflies (Ephemeroptera), stoneflies (Plecoptera) and caddisflies (Trichoptera) in samples C and D, and express it as a percentage (%), rounded to one decimal place. Enter your answers in Table 1.3.1. on your Answer Sheet. (4 p)

1.3.2. Calculate the proportion of individuals belonging to the taxonomic groups Diptera and Oligochaeta in samples C and D, and express it as a percentage (%), rounded to one decimal place. Enter your answers in Table 1.3.2. on your Answer Sheet. (3 p)

1.3.3. Given the proportions you calculated, which sample is likely to have better water quality? Enter the letter corresponding to the correct answer on the Answer Sheet. (0.5 p)

- A. Sample C is likely to have better water quality because it does not contain any caddisflies.
- B. Sample D is likely to have better water quality because it has a higher proportion of pollution-tolerant taxa.
- C. Sample C is likely to have better water quality because it has a higher proportion of taxa sensitive to water pollution.
- D. Sample D is likely to have better water quality because it has a higher proportion of taxa sensitive to water pollution.

Step 1.4. Using ecological metrics to reveal the health of aquatic ecosystems

In this task, you will determine macroinvertebrates' **feeding types** in samples C and D.

1.4.1. Using the macroinvertebrate identification key provided, check for all possible feeding types of the taxonomic groups found in your Samples C and D. Enter your answers on your Answer Sheet in Table 1.4.1. (2.75 p)

1.4.2. Shredders feed on coarse particulate organic matter. Organisms belonging to shredders have (enter the corresponding letter on the Answer Sheet) (0.5 p):

- A. Poisonous glands to kill prey.
- B. Strong mandibles to bite food particles.
- C. Sucking mouthparts to ingest liquid food.
- D. Large gills to filter particles from the water.

1.4.3. If you find a plenty of predators in your sample, what might this suggest about **the ecosystem**? Enter the corresponding letter on the Answer Sheet. (0.5 p)

- A. It is overrun with algae and detritus.
- B. It is under threat from invasive species.
- C. It has poor water quality and low biodiversity.
- D. It has a well-balanced food web with a healthy diversity of organisms.

1.4.4. Which of the following could indicate a polluted ecosystem when considering the feeding types of the macroinvertebrates? Enter the corresponding letter in the Answer Sheet. (0.5 p)

- A. A high proportion of detritivores like oligochaetes.
- B. A balanced distribution of all feeding types across the sample.

- C. A high proportion of scrapers and predators like some stoneflies.
- D. A high proportion of filter-feeders and shredders like some caddisflies.

Step 1.5. Drift into action: Calculating macroinvertebrate drift density and propensity

In macroinvertebrate studies, the phenomenon known as **drift** refers to the downstream movement of organisms in the water column. The composition and appearance of drift can be influenced by various abiotic and biotic factors, categorizing it as either:

1. **Active drift:** Initiated by biotic factors, where organisms move downstream in search of food, new habitats, or due to life cycle changes.
2. **Passive drift:** Resulting from changes in physico-chemical parameters, such as flow velocity or nutrient and pollutant concentrations.

Drift sampling is conducted using drift samplers, which consist of a 1.5 m long drift net with a 214 μm mesh diameter attached to a cylindrical plastic tube measuring 50 cm x 7.5 cm, with an opening area of 44.2 cm^2 . During the sampling, three drift samplers are deployed to collect replicate samples (**Figures 1.5.1. and 1.5.2.**). After the designated sampling time, the drift nets are removed from the water, separated from the tubes, and their contents, including macroinvertebrates, are preserved in 70 % (v/v) ethanol.

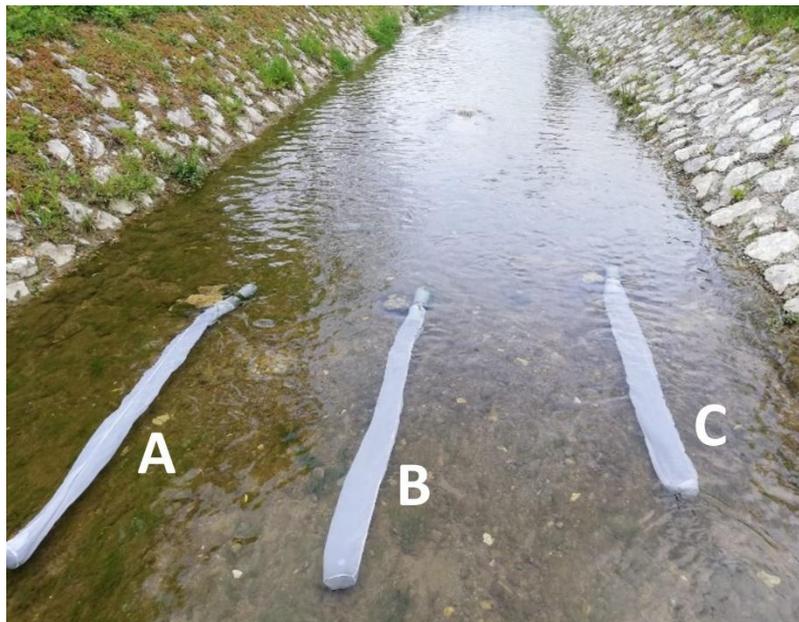


Figure 1.5.1. Drift sampling across stream width (A – Drift net 1, B – Drift net 2, C – Drift net 3)

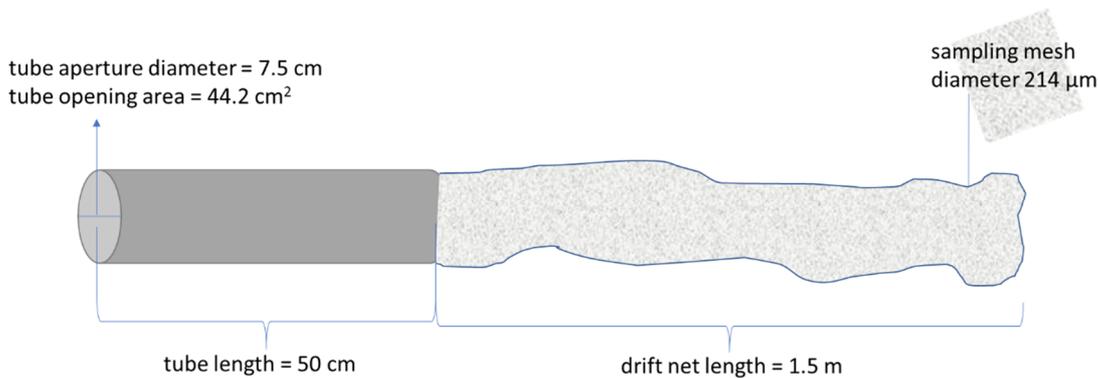


Figure 1.5.2. Scheme of a drift net with the corresponding dimensions

1.5.1. Here are the data obtained during and after the collection of the drift samples using the drift nets 1, 2 and 3, all of the same dimensions: each drift net has a length of 1.5 m, a sampling mesh diameter of 214 μm , with a cylindrical tube length of 50 cm, an aperture diameter of 7.5 cm, and an opening area of 44.2 cm^2 :

Drift net 1	Drift net 2	Drift net 3
Sampling duration: 13:20 to 14:05 Water flow velocity: 0.5 m/s Macroinvertebrate counts: <ul style="list-style-type: none"> ● Ephemeroptera: 22 ● Amphipoda: 36 ● Diptera: 12 	Sampling duration: 13:20 to 14:07 Water flow velocity: 0.7 m/s Macroinvertebrate counts: <ul style="list-style-type: none"> ● Ephemeroptera: 28 ● Amphipoda: 38 ● Diptera: 10 	Sampling duration: 13:20 to 14:10 Water flow velocity: 0.4 m/s Macroinvertebrate counts: <ul style="list-style-type: none"> ● Ephemeroptera: 15 ● Amphipoda: 22 ● Diptera: 17

Calculate the volume of water passing through each drift sampler during the sampling period and drift density (number of organisms/ m^3) for each taxonomic group in each drift sample and the average drift density for each group considering all three replicate drift samples. Enter the results (rounded to two decimal places) in Table 1.5.1. on your Answer Sheet. (8 p)

1.5.2. Calculate the drift propensity value for each taxonomic group (Ephemeroptera, Amphipoda, Diptera) using the following data (1.5 p):

	Benthic density (Number of individuals/ m^2)	Drift density (Number of individuals/ m^3)
Ephemeroptera	429	10
Amphipoda	3531	24
Diptera	122	12

Use the following formula to estimate the drift propensity:

$$\text{Drift propensity} = \text{Drift density} / \text{Benthic density}$$

1.5.3. A higher drift propensity value indicates that the organism is more likely to drift downstream. Enter the results (rounded to three decimal places) in Table 1.5.2. on the Answer Sheet and draw conclusions about which groups are more likely to drift downstream. Enter your answers in Table 1.5.3. on the Answer Sheet. (1.5 p)

Problem 2. Salts from Croatian Saltworks

Introduction

Iodine is an important nutrient needed for the proper functioning of thyroid. Not enough iodine in the diet can cause various health problems, such as enlarged thyroid gland and hypothyroidism.

Even though iodine can be found in trace amounts in dairy products, eggs and seafood, fortifying table salt with iodine increases iodine intake for human consumption. Iodine in nature can be found in various forms, such as iodine (I_2), or iodide (I^-) and iodate (IO_3^-) salts.

Salt for human consumption can be obtained by evaporating seawater or by mining mineral deposits. Croatia is known for its three saltworks in Ston, Nin and Pag. Only two of these saltworks fortify their table salts with iodine. Your task is to determine which saltworks add iodine to their salts, in what form(s) iodine is present in those salts, and in what concentration.

Step 2.1. Chemical reactions for determination of iodine species

Materials and equipment

- 6 mL test tube – 14
- Test tube holder
- 25 mL glass beaker – 3
- Glass dropper – 3
- Waste beaker and bottle
- Demineralized water (dH_2O)

Solutions in 20 mL bottles with droppers ($M = \text{mol dm}^{-3}$)

- KI, $c(KI) = 0.5 \text{ M}$
- I_2 in KI, $c(I_2) = 0.05 \text{ M}$
- KIO_3 , $c(KIO_3) = 0.05 \text{ M}$
- HNO_3 , $c(HNO_3) = 1.9 \text{ M}$
- $FeCl_3$, $c(FeCl_3) = 0.18 \text{ M}$
- Starch, $w = 0.2 \%$ (w/v)
- $AgNO_3$, $c(AgNO_3) = 0.1 \text{ M}$
- NH_3 , $c(NH_3) = 4.0 \text{ M}$
- NaCl, $c(NaCl) = 0.3 \text{ M}$

Sample solutions

- in bottles marked as Salt 1, Salt 2 and Salt 3 (**mass of salt and final volume of solution is given on the label**)

Your first task is to examine the specific reactions of iodine (I_2), iodate ion (IO_3^-), iodide ion (I^-) and chloride ion (Cl^-) in aqueous solution. Choose five test tubes (T1–T5) from the test tube holder. Add specific reagents into each test tube as follows in Table 2.1. Mix gently after each addition. Observe and note the changes in Table 2.1.1. in the Answer Sheet.

Table 2.1. Procedures for specific reactions of iodine (I₂), iodate ion (IO₃⁻), iodide ion (I⁻) and chloride ion (Cl⁻) in aqueous solution

Test tube		Procedure
T1	Detection of iodine	Into T1 add 1–2 drops of I ₂ and 1–2 drops of starch solution.
T2	Detection of iodate	Into T2 add 1–2 drops of KIO ₃ , followed by 1–2 drops of HNO ₃ , then 1–2 drops of starch solution, and finally 1–2 drops of KI. $IO_3^-(aq) + 5I^-(aq) + 6H^+(aq) \rightarrow 3I_2(aq) + 3H_2O(l)$
T3	Detection of iodide	Into T3 add 1–2 drops of KI, followed by 1–2 drops of starch solution, and then 1–2 drops of FeCl ₃ . $2Fe^{3+}(aq) + 2I^-(aq) \rightarrow 2Fe^{2+}(aq) + I_2(aq)$
T4	Detection of iodide	a) Into T4 add 1–2 drops of KI, and then 1–2 drops of AgNO ₃ . b) Then add 4–5 drops of NH ₃ solution to the same test tube (T4).
T5	Detection of chloride	a) Into T5 add 1–2 drops of NaCl solution, followed by 1–2 drops of AgNO ₃ . b) Then add 4–5 drops of NH ₃ solution to the same test tube (T5).

2.1.1. Fill the Table 2.1.1. (Answer Sheet) with your results by marking the observed change with an X. (3.5 p)

2.1.2. Write the balanced chemical reactions in test tubes T4a and T5a (write states of matter) into Table 2.1.2. (Answer Sheet). (1 p)

Step 2.2. Testing salt solutions

Your task is to determine the form in which iodine is present in the table salt samples marked as Salt **1**, Salt **2** and Salt **3**.

Pour approximately 5 mL of each of these salt solutions into three small glass beakers. Choose nine test tubes from test tube holder (T6–T14). Into the first three test tubes (T6–T8) add 1–2 drops of solution of Salt **1**. Into the second three test tubes (T9–T11) add 1–2 drops of Salt **2** solution. Into the last three test tubes (T12–T14) add 1–2 drops of Salt **3** solution.

Determine the form in which iodine is present in Salt **1**, **2** and **3** by adding specific reagents for determination of iodine (I₂), iodate ion (IO₃⁻), and iodide ion (I⁻) as described in Table 2.1., reactions in T1–T3:

- T6, T9 and T12 – perform experiment for detection of iodine (T1)
- T7, T10 and T13 – perform experiments for detection of iodate (T2)
- T8, T11 and T14 – perform experiments for iodide (T3)

(NOTE: I⁻ over time oxidizes to I₂ which gives a false positive reaction even if IO₃⁻ is not present. Therefore, only note the changes observed **up to 1 minute** after the addition of reagents).

2.2.1. Fill in Table 2.2.1. on the Answer Sheet by marking the observed change with an X. (1.5 p)

2.2.2. Fill in Table 2.2.2. on the Answer Sheet by marking the observed change with an X. (1.5 p)

2.2.3. Fill in Table 2.2.3. on the Answer Sheet by marking the observed change with an X. (1.5 p)

2.2.4. In Table 2.2.4. mark with an X the correct form of iodine that is present in table salt samples or mark no iodine if it is not present. (1.5 p)

Step 2.3. Measuring iodine in table salts

Materials and equipment

- 50 mL pipette – 2
- Pipette bulb
- 25 mL burette and stand
- 5 mL pipette – 3
- 300 mL Erlenmeyer flask – 3
- Glass funnel
- Red card
- Waste beaker and bottle
- Demineralized water (dH₂O)

Solutions in 100 mL bottles (M = mol dm⁻³)

- KI, c(KI) = 0.005 M
- H₂SO₄, c(H₂SO₄) = 1.5 M
- Starch, w(starch) = 0.2 % (w/v)
- NaClO, c(NaClO) = 0.02 M
- HCOOH, c(HCOOH) = 0.5 M
- Na₂S₂O₃, c(Na₂S₂O₃) ≈ 0.001 M standardized solution (**exact concentration is given on the label**)

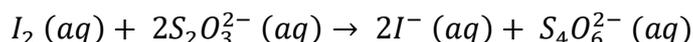
Sample solutions

- in bottles marked as Salt 1, Salt 2 and Salt 3 (**mass of salt and final volume of solution is given on the label**)

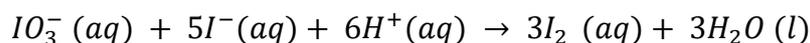
Your next task is to analyze **only** salt sample(s) that are fortified by iodine in the form of I₂, I⁻ or IO₃⁻ and to determine the amount of iodine in them.

The iodine content in salt samples can be determined by iodometric titration. The process is similar for all three forms of iodine, with the primary difference occurring in the initial step, where all iodine anionic forms are converted to I₂:

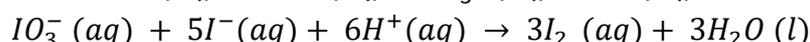
A) Iodine is present in the form of I₂, and it can be directly titrated with thiosulfate in the presence of starch.



B) Iodine is present in the form of IO₃⁻ so the first step is reduction of iodate to iodine.



C) Iodine is present in the form of I⁻ so the first step is oxidation of iodide, removal of excess oxidant and addition of potassium iodide to form free iodine.



Subsequently, the iodine can be titrated with a standard sodium thiosulfate solution in the presence of starch.

Your first task is to choose the samples you will analyze and then select the procedure for the form of iodine present in the table salt samples, based on the results from 2.2.4.

2.3.1. Determine the oxidation states of iodine in iodine molecule, iodate ion and iodide ion. Write the answer in Table 2.3.1. on the Answer Sheet. (1.5 p)

2.3.2. In the reaction of iodine and thiosulfate ion, determine what species is being reduced and what species is being oxidized. Indicate your answer by X in appropriate cell in Table 2.3.2. on the Answer Sheet. (1 p)

2.3.3. What is the role of starch solution in the titration of iodine with the standard solution of sodium thiosulfate? Enter the corresponding letter in the Answer Sheet. (0.5 p)

- a) starch is used as indicator in the detection of endpoint of reaction involving iodine solution.
- b) starch is used to stabilize the solution of iodine.
- c) starch is used to achieve acid medium needed for the reduction of iodate ions into iodine.

2.3.4. In Table 2.3.4. mark with an X which salt samples have you chosen based on the previous results. (1 p)

2.3.5. In Table 2.3.5. write which of the following procedure you have chosen, and raise the red card so the lab assistant can check your answer. Only after that can you start with the experiment. The lab assistant will check answers for tasks 2.2.4, 2.3.4. and 2.3.5. and sign them if the answers are correct. If the answers are incorrect, you will not get points for these tasks, but the lab assistant will provide you with correct answers. (1.5 p)

Based on the results of Step 2.2. or correct answers provided by lab assistant select one of the following procedures for quantitation of iodine in the table salts:

- A) If the iodine is present in the form of I₂ procedure is as follows:
Use a pipette to transfer 50 mL of salt solution into the Erlenmeyer flask.
Titrate solution of salt samples with sodium thiosulfate solution until salt solution changes color from yellow to a very pale yellow.
Add 1 mL of starch solution and continue titrating until blue color completely disappears.
- B) If the iodine is present in the form of IO₃⁻ procedure is as follows:
Use a pipette to transfer 50 mL of salt solution into the Erlenmeyer flask.
Add 5 mL of potassium iodide solution and 2 mL of sulfuric acid solution.
Titrate solution of salt samples with sodium thiosulfate solution until salt solution changes color from yellow to a very pale yellow.
Add 1 mL of starch solution and continue titrating until blue color completely disappears.
- C) If the iodine is present in the form of I⁻ procedure is as follows:
Use a pipette to transfer 50 mL of salt solution into the Erlenmeyer flask.
Add 2.5 mL of sodium hypochlorite solution and stir well.
Add 5 mL of formic acid solution and swirl to remove excess oxidant.
Add 2.5 mL of potassium iodide solution and 2 mL of sulfuric acid solution.
Titrate with the sodium thiosulfate solution until salt solution changes color from yellow to a very pale yellow.
Add 1 mL of starch solution and continue titrating until blue color completely disappears.

Perform the chosen procedure **AT LEAST** three times for each sample. Write the volumes of $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$ used for each titration on the Answer Sheet (Problems 2.3.6–2.3.8).

Note: Use the 50 mL pipettes for pipetting samples, and 5 mL pipettes for pipetting reagents solutions.

(Total marks for 2.3.6 + 2.3.7 + 2.3.8: 12 p)

2.3.6. If you analyzed sample Salt 1, in Table 2.3.6. on the Answer sheet write the volumes of $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$ used for titration, calculate the mean volume and circle the volumes used in your calculation. If you didn't analyze sample Salt 1 write "/" in the cells of Table 2.3.6.

2.3.7. If you analyzed sample Salt 2, in Table 2.3.7. on the Answer sheet write the volumes of $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$ used for titration, calculate the mean volume and circle the volumes used in your calculation. If you didn't analyze sample Salt 2 write "/" in the cells of Table 2.3.7.

2.3.8. If you analyzed sample Salt 3, in Table 2.3.8. on the Answer sheet write the volumes of $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$ used for for titration, , calculate the mean volume and circle the volumes used in your calculation. If you didn't analyze sample Salt 3 write "/" in the cells of Table 2.3.8.

2.3.9. Calculate the molar mass (in g mol^{-1} units) of sodium thiosulfate ($\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$), iodine molecule (I_2), potassium iodate (KIO_3) and potassium iodide (KI). Write the answer in the Table 2.3.9 (Answer sheet). (2 p)

2.3.10. In the table 2.3.10. on the Answer sheet calculate the amount (in moles) of sodium thiosulfate used for titration of samples. Indicate the sample you are performing calculation for (sample Salt 1, Salt 2 or Salt 3). (1 p)

2.3.11. In the table 2.3.11. on the Answer sheet calculate the amount (in moles) of iodine species (I^- , I_2 or IO_3^- , according to the form of iodine which is present in the given sample) present in the initial sample solution (250 mL). Indicate the sample you are performing calculation for (sample Salt 1, Salt 2 or Salt 3). (2 p)

2.3.12. In the table 2.3.12. on the Answer sheet calculate the mass of iodine species (KI , I_2 or KIO_3 , according to the form of iodine which is present in the given sample) in the initial sample solution (250 mL). Indicate the sample you are performing calculation for (sample Salt 1, Salt 2 or Salt 3). (1 p)

2.3.13. In the table 2.3.13. on the Answer sheet calculate the fraction (as mg per kg of salt) of iodine species (KI , I_2 or KIO_3 , according to the form of iodine which is present in the given sample) in the sample(s), rounded to 1 decimal place. Indicate the sample you are performing calculation for (sample Salt 1, Salt 2 or Salt 3). (1 p)

2.3.14. Based on the results, mark on the map the saltworks from which the salt samples (Salt 1, Salt 2 and Salt 3) came, if you know that the saltwork in Ston does not add iodine into their salt, and that saltwork in Pag adds more iodine into their salt than the saltwork in Nin. (2 p)



Figure 2.1. Map of Croatia with marked capital city (Zagreb) and cities where the saltworks are located.

Problem 3: Bending Light in Aqueous NaCl Solution

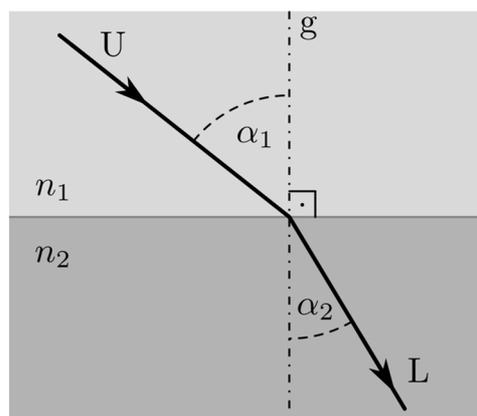
Materials and equipment

- A plexiglass tub, with external dimensions 28 cm x 14.5 cm x 8 cm
- Table salt
- A kitchen scale
- Graphing papers – 3 (you can ask the assistant for additional papers if needed)
- 100 pins (used to track the path of the light rays, and to fix graphing papers)
- A ruler
- Styrofoam pieces – 2
- Weights – 2
- Bottle of demineralized water
- Two plastic spoons
- A paper/plastic cup for salt weighing
- A computer

3.1. Introduction

In this problem you will measure the refractive index of light in demineralized water and in a 20 % *mass fraction* aqueous table salt (NaCl) solution.

In a (partially) transparent homogeneous optical medium (e.g. air, vacuum, water, glass ...) light propagates in a straight line. When light passes from one medium to another, it refracts as described by Snell's law, and as shown on Figure 3.1. The constants n_1 and n_2 are called the indices of refraction of corresponding media and are numbers without units.



Snell's law
$$n_1 \sin \alpha_1 = n_2 \sin \alpha_2$$

Figure 3.1. The propagation of a light ray passing from one medium to another. 'U' - incoming ray, 'L' - refracted ray, 'g' - a line normal to the plane border of the media, α_1 (α_2) - angles of the incoming and the refracted ray from the line 'g'. n_1 and n_2 - indices of refraction of the media.

The approximate value of the refractive indices of some materials is given in Table 3.1. In this task, we use the approximate value for air $n_{\text{air}} = 1.000$.

Table 3.1: Several approximate values of refractive indices n for visible light.

Substance	Refractive index n	Substance	Refractive index n
vacuum	1.000	glycerin	1.473
air	1.0003	ethanol	1.362
glass	1.551	ice	1.310
plexiglass	1.495	sapphire	1.770

3.2. Light ray propagation

3.1.1. In Figure 3.2 a) and b) the incoming beam (gray dashed line) reaches the boundary between two media (full black line), in this case between sapphire and ethanol. (Two protractors are also drawn on the Figure, one on each side of a border between two media.) Based on the data from Table 3.1 and Snell's law, draw the refracted rays for both cases on the Answer Sheet. (The accuracy of the drawing may not be worse than ± 1 degree.) Show your calculation. (2 p + 2 p)

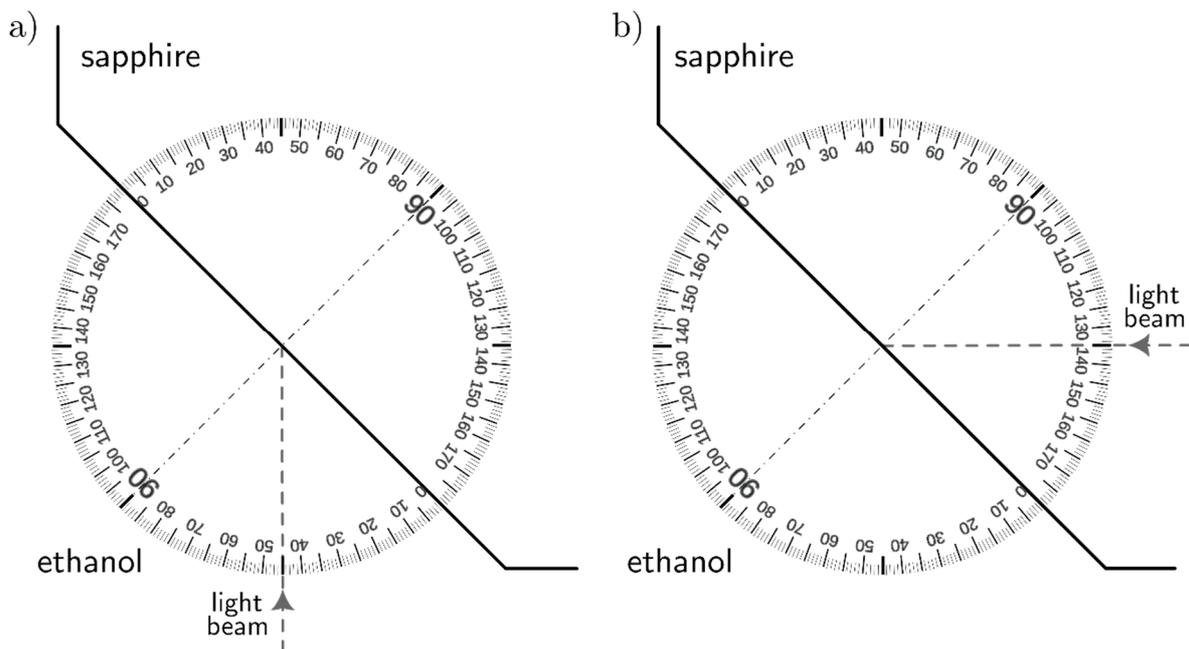
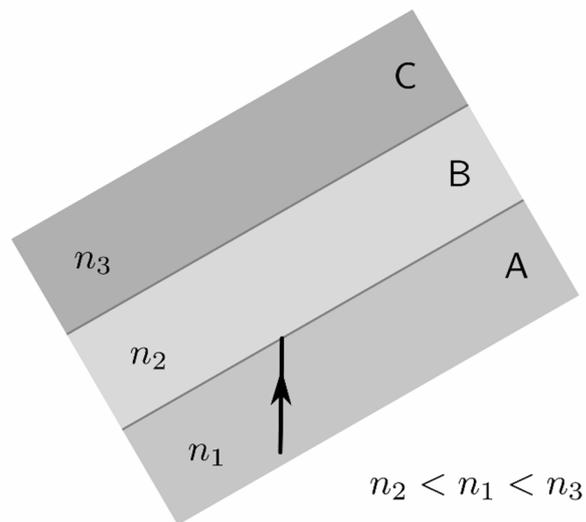


Figure 3.2. Full black line: the boundary between ethanol and sapphire. Gray dashed line: the incoming light beam (the arrow indicates the direction of the propagation).

Figure 3.3. The black line with an arrow represents the direction of the incoming light ray in medium A (with refractive index n_1).



3.1.2. In Figure 3.3, a ray of light is successively refracted at several boundaries of different media. For the incoming ray in medium A, as indicated in the figure, qualitatively sketch the approximate path of the light ray in media B and C on the Answer Sheet. Pay special attention to the relative direction of the rays in media A and C. (3 p)

3.3. Measurement of the refractive index

3.3.1. Introduction

To measure the refractive index of demineralized water (and later also the aqueous table salt solution), we will use the set-up sketched in Figure 3.4. which is based on tracking a light beam, i.e. its refraction at the air-water interface, by measuring the entry angle of the light beam and the distance d .

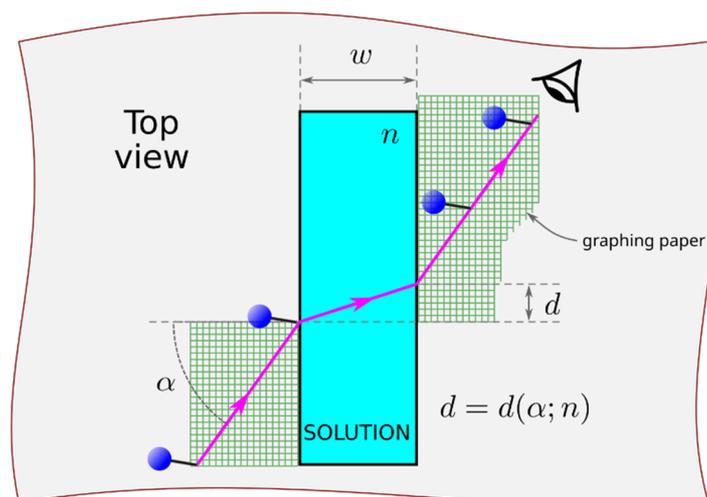


Figure 3.4. A sketch of the setup used to measure the refractive index n of a liquid.

We see that the distance d between the perpendicular lines to the points where the light ray enters and exits the water depends on the angle of incidence α . From Snell's law we can obtain the relation

$$d(\alpha; n) = w \frac{\sin \alpha}{\sqrt{n^2 - \sin^2 \alpha}} \quad (3.1)$$

This is the main relation we will use to determine the value of the refractive index of the liquid by using the measured data for various angles α and distances d . Measuring distance d for various angles α we can determine refractive index n .

Given that the values of the refractive indices of demineralized water and an aqueous salt solution are very similar, it is of particular interest to perform the measurements as accurately as possible.

3.3.2 Experimental setup

To measure the value of the refractive index, we will use the setup shown in Figure 3.5.

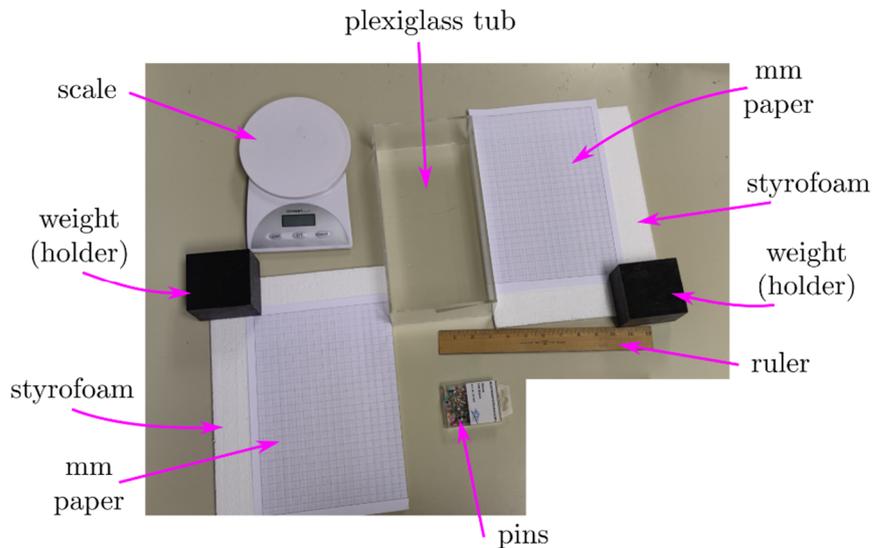


Figure 3.5. Photograph of the experimental setup. The incoming light beam enters the setup from the left side of the photograph and the observation of the beam is made from the right side of the photograph.

On the Answer Sheet is a partially completed Table in which you can enter your measured and calculated values. The explanation of the columns in the Table is:

Column title	Meaning
α (deg)	The angle of incident light rays.
x exact (cm) ----- y exact (cm)	Exact (calculated) values of the distances from the origin, which depend on angle α .
x (cm) ----- y (cm)	The values of the x and y coordinates which will approximately correspond to the angle α , and which use a half-integer value in centimeters (such suitable values are, for example, 2.0 cm or 4.5 cm, while inappropriate values are, for example, 2.3 cm or 4.6 cm).
d (cm) 0% ----- d (cm) 20%	Experimentally determined distance values d for the demineralized water (0%) and for aqueous table salt solution (20% mass fraction).

3.3.2.1 Determination of the angle α

As the values of the refractive indices of water and the aqueous salt solution are slightly different, we will set angles α by choosing convenient positions/coordinates on the graphing paper. We will start with integer angles and try to choose the coordinates on the graphing paper that approximately correspond to them. This will enable us to determine the angles more precisely (e.g. instead of choosing the coordinate 1.487 cm which would correspond to an integer angle, it is more accurate to choose the coordinate 1.5 cm). The partially filled Table will help us for this purpose (see an example in Table 3.3).

α (deg)	x exact (cm)	y exact (cm)	x (cm)	y (cm)	d (cm) 0%	d (cm) 20%
0	17	0	17	0	0	0
5	17	1.487	17	1.5
10	17	2.998	17	3.0
15		
20		
...		
70						
75						

Table 3.3: An example of a Table used to enter the measured and the calculated values.

In the first column are predetermined angles α for which we want to determine the distances d . We set the beam path by sticking two pins into the graphing paper placed on the Styrofoam. One pin is placed in the corner of the graphing paper next to the tub containing the liquid (see Figure 3.6. a). This pin is given the coordinates $(x, y) = (0,0)$. The other pin is placed on the graphing paper on given (x, y) coordinates. We can trace light direction by looking from the side, when pins overlap in your view.

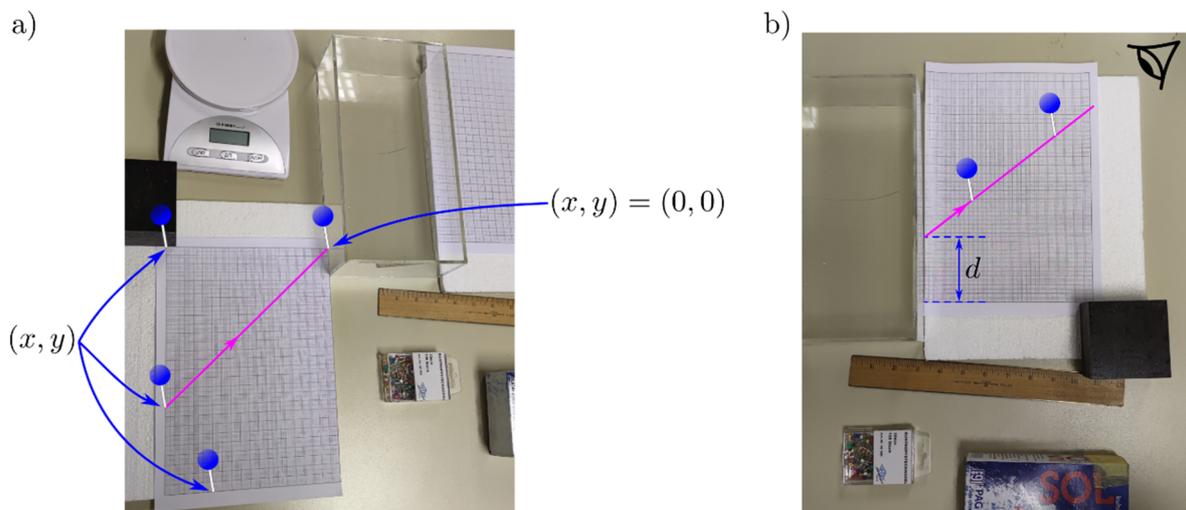


Figure 3.6. a) Sketch of the position of the pins for the incoming light ray. b) Sketch of the position of pins for the outgoing light ray.

3.2.1. To define the angle α as accurately as possible, the pins should be as far as possible from each other. Given the dimensions of the graphing paper, fill in the columns 'x exact (cm)' and 'y exact (cm)' in the Table 3.3 on the Answer Sheet. (For non-integer values you may specify only three significant digits.) Make sure that all the coordinates can be placed on the given graphing paper! (1 p)

3.2.2. Since 'exact' coordinates have a decimal part, placing the pin in the specified coordinates would require an accuracy that is smaller than a millimeter. That's why we replace the 'exact' coordinates with coordinates that are close to them, expressed in halves of centimeters. Fill in the 'x(cm)' and 'y(cm)' columns in Table 3.3 on the Answer Sheet accordingly. Make sure that all coordinates can be placed on the given graphing paper! (3 p)

The coordinates 'x (cm)' and 'y (cm)' are the coordinates for which we can now accurately determine the new angle α , and where you can place your pins.

3.3.2.2 Determination of the distance d

You can follow the path of the imagined light beam exiting the tub by looking from the side and placing two pins on the second graphing paper (see Figure 3.6. b). Pay attention to the placement and the alignment of the graphing paper to make sure you determine the distances d correctly. To maximize the accuracy of the measurement for an individual light beam, do not place the two pins too close to each other. **Plan your experimental setup as to not move graphing papers while tracing various rays, as it would incur additional errors in measurements.**

3.2.3. Fill less than half of the tub with demineralized water and place the pins on the graphing paper as described. After placing (all) the pins on the second graphing paper, use a ruler to draw lines connecting the pins for each of the rays, and extend them to the edge of the graphing paper. This will allow you to determine the distance d for each of the rays and enter it in Table 3.3 in the column 'd(cm) 0%' on the Answer Sheet (see Figure 3.6. b). (9 p)

3.2.4. Add the appropriate amount of table salt to the tub so that you get a 20 % mass fraction aqueous solution. (The '20 % mass fraction' means: for 24 g of demineralized water add 6 g of salt.) Write the mass and height of demineralized water, and mass of added salt on the Answer Sheet. Make sure all the salt is dissolved in water. (1 p)

3.2.5. To determine the distances d follow the procedure in 3.2.3., filling up the column 'd(cm) 20%'. (9 p)

3.3.3 Determination of the refractive indices

The expression for the dependence of the distance d on angle α (equation (3.1)) is complicated. However, we can reduce it to (the index i indicates a particular measurement):

$$\sin \alpha_i \sqrt{w^2 + d_i^2} = n d_i \quad (3.2)$$

(Here, angles α_i correspond to new angles with half-integer coordinates, and w is outer width of the tub.) By introducing the variables

$$\begin{aligned} X_i &= d_i \\ Y_i &= \sin \alpha_i \sqrt{w^2 + d_i^2} \end{aligned} \quad (3.3)$$

the above relation can be written as

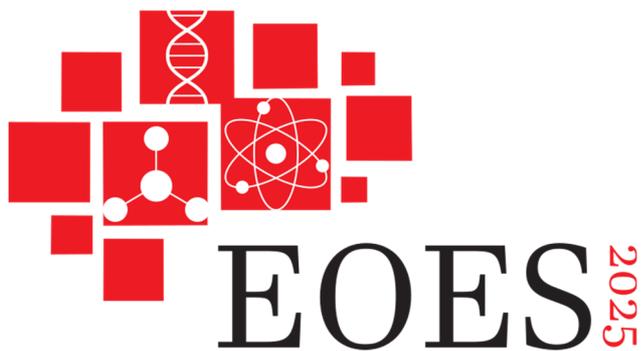
$$Y_i = nX_i \quad (3.4)$$

which is an equation of a line through the origin. Using this expression, we can easily find the value of the refractive index n as the slope of the line $Y = Y(X)$.

To find the slope of the line in expression (3.4), we will use a computer and the *MS Excel* program (use filename as: **COUNTRY-TEAM-A**.xlsx), which helps us do two things: calculate the pairs of values (X_i, Y_i) using the measured data and then determine the slope (and its error) of the line $Y = Y(X)$, which is equal to the refractive index n . To do this, enter the obtained measurements from the columns 'x(cm)', 'y(cm)', 'd(cm) 0%' and 'd(cm) 20%' in the Excel table on the computer. After that, form two columns in which you determine the angles α (both in radians and in degrees). Finally, form two additional columns in which you calculate the pairs of values (X_i, Y_i) according to expressions (3.3), and perform a linear fit using that data. Do not force the intercept of the fitted line to zero. (If you have problems when fitting, raise the red card for help.)

3.3.1. Using a linear fit, determine the slope of $Y = Y(X)$, and hence the refractive indices for demineralized water and the aqueous table salt solution. Write the obtained values (together with their errors with two significant digits) on the Answer Sheet. (4 p)

*3.3.2. In the experiment and the calculation, we ignored the influence of the plexiglass tub walls. Based on the value of the refractive index of plexiglass from Table 3.1, estimate whether the true values of the refractive indices of the liquids are **higher**, **the same**, or **lower** than the ones measured in the experiment. Check the answer () on the Answer Sheet. (2 p)*



Task 2
Task Sheet

**Chemistry, Physics, Biology – Tied by
Time and Change**

EOES2025, Zagreb, Croatia
26.04. – 03.05.2025.

Introduction to the task:

Time and change are at the heart of everything in the natural world. Chemical reactions, whether they happen in a fraction of a second or over millions of years, reshape matter. Biological systems evolve, grow, and adapt through processes bound by time. Physical forces drive changes from the smallest atomic motions to the vast movements of galaxies. Across all sciences, time and change are threads that connect discoveries, explain patterns, and reveal the dynamic nature of life and the universe. In this task, you will glimpse how different sciences capture transformations shaped by the passage of time.

Here are the approximate times you will need to spend on each problem.

Problem 1 – Kinetics of the reaction between crystal violet and hydroxide ions - 3.5 hours (total marks: 41.5)

Problem 2 – Velocity and Drag - 3 hours (total marks: 43.5)

Problem 3 – Heat it up! Speed it up! Step it up! - 3.5 hours including 1 h of incubation time (total marks: 40)

Note: read the entire Task Sheet first and then start the experiment.

Problem 1. Kinetics of the reaction between crystal violet and hydroxide ions

Materials and equipment

- Plastic UV-vis cuvettes with caps – 4
- Stand for UV-vis cuvettes – 1
- Bottles with stock solutions (**A** = NaOH, **B** = NaCl, **C** = crystal violet = CV)
- Volumetric flasks (3×50 mL, 1×10 mL)
- Graduated pipettes (5 mL and 10 mL)
- Pipetting bulb
- Bottle with distilled water
- Dropper – 2
- Automatic pipette (100-1000 μ L)
- Automatic pipette tips
- Beakers (1×100 mL, 1×50 mL, 4×25 mL)
- LEGO brick set with assembly instructions
- Power supply (phone charger)
- USB to crocodile clips – 1
- Banana-plug to crocodile clips – 2
- Double crocodile clips wire – 1
- 150 Ω resistor
- LED diodes – 2
- Multimeter
- Stopwatch
- Graphing paper
- Ruler
- Beaker for waste

Introduction

A photometer (more commonly a spectrophotometer) is an essential laboratory equipment with analytical applications. It is used to measure the light absorption of a specific wavelength in a solution, which allows to determine the concentration of the absorbing species (dissolved substance) in the sample. These instruments are expensive and often not available in schools. However, a very simple and cheap version of the instrument can be assembled from easily available parts – LEDs, wires, a phone charger, a multimeter, and LEGO bricks. That is your today's task. It is known that an LED connected to a power supply will light up, but it works also the opposite way – if one shines a light on the LED, a voltage will develop on it, which is approximately proportional to the intensity of light that reaches it. This is the basis for the light source and detector in the instrument you will assemble today (Fig. 1.1.).

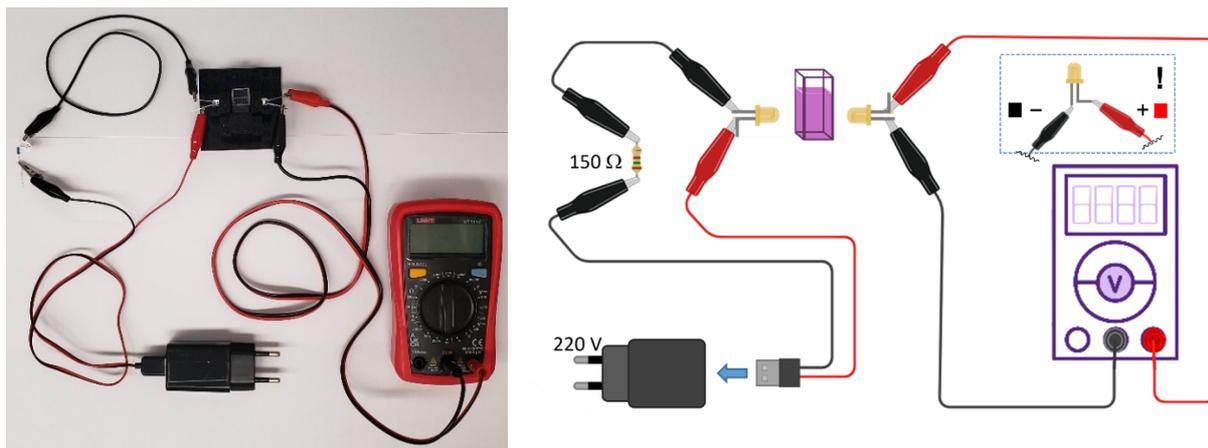


Figure 1.1. The instrument you will assemble today (left) and circuit diagram (right).

The sample solution in the cuvette between the light source and detector absorbs part of the light that enters it. In this experiment, you will use a solution of the dye crystal violet (CV), that is intensely violet in color. This means it transmits violet light while absorbing light of its complementary color—yellow. Therefore, the LED's you will use as a light source are yellow. The voltage you will read on the multimeter is approximately proportional to the intensity of light reaching the detector, which allows the measurement of the absorbance.

From the voltage measured on the multimeter, the absorbance (A) can be calculated, which is directly proportional to the concentration of the absorbing species in the solution, given by the Lambert-Beer's law equation:

$$A = \varepsilon \cdot l \cdot [\text{CV}] \quad (1)$$

where:

ε – molar absorption coefficient ($\text{M}^{-1} \text{cm}^{-1}$)

l – absorption optical path length (cm)

$[\text{CV}]$ – molar concentration (M) of the dissolved species, in this case crystal violet

In this task, the term 'concentration' written in the square brackets always refers to the total molar concentration ($\text{M} = \text{mol/L}$).

To obtain the absorbance, both the voltage for the solvent (distilled water, U_{BL}) and the solution (U_{CV}) should be measured. According to the following equation, the absorbance can be calculated:

$$A_{\text{CV}} = \log \left(\frac{U_{\text{BL}}}{U_{\text{CV}}} \right) \quad (2)$$

From the obtained absorbance and known molar absorption coefficient (ε), the concentration of the absorbing species in the solution can be calculated:

$$[\text{CV}] = \frac{A_{\text{CV}}}{\varepsilon \cdot l} = \frac{\log\left(\frac{U_{\text{BL}}}{U_{\text{CV}}}\right)}{\varepsilon \cdot l} \quad (3)$$

This opens up the possibility to monitor the concentration of the colored species during a chemical reaction and thus study the reaction rate, *e.g.* chemical kinetics, which is a very important area of chemistry with the main goal of determining the reaction mechanism.

In this experiment, you will study the kinetics of the reaction between CV and hydroxide ions in an aqueous solution (Fig. 1.2.). Crystal violet exists as a cation ($\text{C}_{25}\text{H}_{30}\text{N}_3^+$) with chloride as its counterion ($\text{C}_{25}\text{H}_{30}\text{N}_3\text{Cl}$). Chloride ion does not absorb in the visible spectrum and does not influence the reaction between the CV cation and OH^- , thus it can be omitted from equations like in Fig. 1.2.

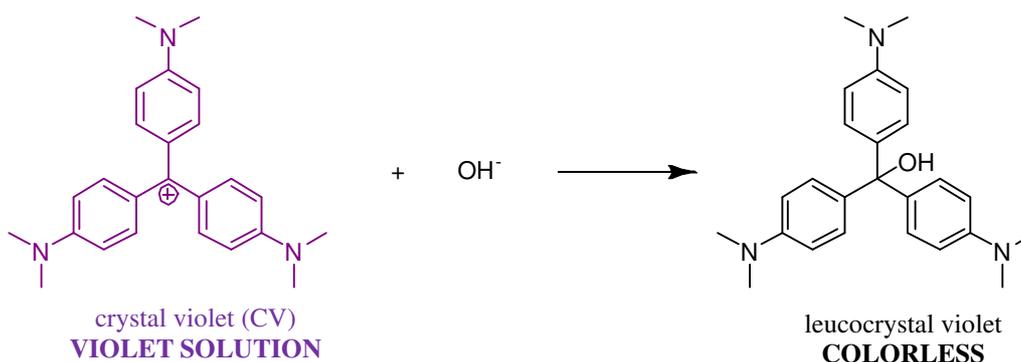


Figure 1.2. Reaction of crystal violet with hydroxide ions.

In this reaction, two species are involved (CV and OH^-), meaning the reaction rate depends on frequency of their collisions, which is directly proportional to their concentrations. In today's experiment, the concentration of OH^- is significantly higher than that of the CV (by a factor of 300-500). As a result, the concentration of OH^- can be considered constant during the reaction which leads to pseudo-first-order rate of reaction, depending only on concentration of CV. The integrated rate law can be expressed as:

$$\ln\left(\frac{[\text{CV}]_t}{[\text{CV}]_0}\right) = -k't \quad (4)$$

where:

$$k' = k[\text{OH}^-] \quad (5)$$

and where:

t – time

$[\text{CV}]_t$ – concentration of CV at time t

$[\text{CV}]_0$ – concentration of CV at time $t = 0$

k' is pseudo-first order rate coefficient

k is the second order rate coefficient

However, determining [CV] would typically require knowledge of its molar absorptivity (ϵ) and optical path length (l). In this experiment, this will not be necessary, as substituting the absorbance into expression (4) causes the terms ϵ and l to cancel out:

$$\ln\left(\frac{[\text{CV}]_t}{[\text{CV}]_0}\right) = \ln\frac{\frac{A_t}{\epsilon \cdot l}}{\frac{A_0}{\epsilon \cdot l}} = \ln\left(\frac{A_t}{A_0}\right) = \ln(A_t) - \ln(A_0) \quad (6)$$

where:

A_t – absorbance of the solution at time t

A_0 – absorbance of the solution at time $t = 0$

Finally, combining eqns. (4) and (6) yields the expression that will be used to process the data from today's experiment:

$$\ln(A_t) = \ln(A_0) - k't \quad (7)$$

Your task is to assemble the photometer and use it to determine rate constants k' and k . The rate constant k' depends on the $[\text{OH}^-]$ (acc. to eqn. (5)), while the rate constant k is independent of the molar concentration of the reactants.

Step 1.1: Assembling the photometer (2 p)

1. Assemble the instrument from LEGO bricks according to the instructions.
2. Insert the LEDs into each of the 2×1 LEGO elements with holes. Press the diodes into the holes firmly. *Note: Make sure they are not tilted.* Space the wires a little to avoid short-circuiting later.
3. Position the photometer far from the edge of the table and connect the circuit as shown in Fig. 1.1. *Note: Take care to connect the wires with the correct polarity, otherwise, the LED will not light.* The power supply will be provided after the lab assistant checks that everything is connected correctly.

Before continuing, raise the red card so the lab assistant can check whether you have assembled the instrument correctly. If it is not assembled correctly, you will not receive points for this specific question, but the assistant will assemble the instrument correctly.

4. Set the multimeter to the 2000 mV setting before starting the experiment. Ensure that the LED and the multimeter remain ON throughout the entire experiment. *Note: The multimeter automatically turns off after a prolonged period of inactivity (you will hear a beep). Press the blue button to keep it on.*

Step 1.2: Preparation of solutions for measurement

1.2.1. Preparation of sodium hydroxide solutions

Stock solutions **A** ($[\text{NaOH}]_{\text{ST}} = [\text{OH}^-] = 0.080 \text{ M}$) and **B** ($[\text{NaCl}]_{\text{ST}} = 0.30 \text{ M}$) are provided for the preparation of three solutions that will be used in the experiment (**I**, **II**, and **III**). Each solution should be prepared in a 50 mL volumetric flask and will contain a mixture of NaOH and NaCl. Label flasks and beakers with **I**, **II** or **III** using a permanent marker. The concentrations of NaOH are: $1.20 \times 10^{-2} \text{ M}$, $9.60 \times 10^{-3} \text{ M}$, $7.20 \times 10^{-3} \text{ M}$ for experiments **I**, **II** or **III**, respectively. The concentrations of NaCl need to be calculated, all in accordance with **Table 1.2.1** (Answer Sheet). The purpose of adding NaCl is to keep the total ion concentration constant for all three experiments. This means that the sum of NaOH and NaCl concentrations for each solution (**I**, **II**, and **III**) must be equal in each experiment:

$$[\text{NaOH}] + [\text{NaCl}] = \text{const.} = 3.00 \times 10^{-2} \text{ M} \quad (8)$$

- 1.2.1. Fill in **Table 1.2.1**. and detail your calculations only for the first line on the Answer Sheet below **Table 1.2.1**.! Indicate your final result for $[\text{NaCl}]$ using the scientific notation with 3 significant figures (example: 1.21×10^{-5}). For calculated volumes of solutions A and B, indicate the result as a number with 2 significant figures. (4.5 p + 1.5 p)

1.2.2. Preparation of CV solution

From stock solution **C** ($[\text{CV}]_{\text{ST}} = 4.80 \times 10^{-4} \text{ M}$) prepare 10 mL of the CV solution with the concentration $[\text{CV}]_1 = 2.16 \times 10^{-5} \text{ M}$. Using a permanent marker, write corresponding labels on the flask and beakers (CV stock, CV diluted).

- 1.2.2. Show details of your calculations on the Answer Sheet. Indicate your final result for $V_{\text{ST}}(\text{CV})$ as a number without decimal places in the μL units. (1 p)

Step 1.3: Measurement of the reaction rate

1.3.1. Voltage measurement for the blank sample (distilled water) (1.6 p)

First, measure the voltage (light intensity) for the blank sample (pure solvent, in this case distilled water). Fill the empty UV-Vis cuvette with distilled water ($\geq 2 \text{ mL}$) and place it in the instrument. Note: During all measurements, make sure that the cuvette is turned the right way - the clear sides must face the diodes. It is also important that there are no air bubbles in the liquid and that you do not touch the cuvette during the kinetic experiment. The value on the multimeter screen will stabilize quickly, so you can read and write it down immediately. It has been found that room lighting does not interfere with the measurements, so you do not need to cover the photometer while measuring.

Before continuing, raise up the red card for the lab assistant to check the result. If there is a large deviation from the expected value, the assistant will replace the diodes and you will NOT receive negative points for this.

Remove the cuvette from the instrument, wait for the value on the multimeter to stabilize and return the cuvette to the instrument. Repeat the measurement two more times.

- Record the values in **Table 1.3.1**. (on the Answer Sheet).
- 1.3.1. Calculate the average value ($\overline{U_{\text{BL}}}$) for the blank sample on the Answer Sheet. That is the value you will use in data processing. Show details of your calculations and indicate your final result for $\overline{U_{\text{BL}}}$ as a number without decimal places in mV units.

1.3.2. Instructions for measuring reaction kinetics

When you have prepared all the solutions from parts 1.2.1. and 1.2.2., you can start the measurements. You will perform measurements for 3 samples having the same concentration of CV but different concentrations of OH^- . Each measurement lasts 21 minutes. The diode voltage must be read from the multimeter every 3:00 minutes precisely and recorded on the Answer Sheet in **Tables 1.4.1.**

Before continuing, raise the red card for the lab assistant to record the temperature in the lab. The rate constant is temperature-dependent and it is very important to record the temperature.

Method:

1. Take a clean, dry UV-Vis cuvette and use an automatic pipette to transfer 1.000 mL of solution I into it.
2. Using an automatic pipette, add 1.000 mL of the CV solution that you prepared in part 1.2.2. *Note: Use a new pipette tip for each experiment.*
3. Put the cap on the cuvette and turn it 3-4 times to mix the solution. *Note: Do not shake vigorously, as foam will form, which can greatly affect the measurement results.*
4. Place the cuvette in the instrument, immediately read the voltage and write it down in the **Table 1.4.1.** (Answer Sheet) ($t = 0:00$ min), and at the same time start the stopwatch. *Note: The stopwatch should be started at the moment of the first reading, not immediately at the moment of mixing the solution! For all samples, the delay between mixing and first reading should be as similar as possible to ensure consistency.*
5. Continue to read the voltage every 3:00 minutes until 21:00 minutes have elapsed (8 measuring points).
6. All measured voltage data should be recorded in **Tables 1.4.1.** on the Answer Sheet.

Repeat the measurements in the same way using solution II and III instead of solution I.

Before continuing, raise the red card for the lab assistant to record the temperature in the lab. The rate constant is temperature-dependent and it is very important to record the temperature.

Step 1.4: Data processing

1.4.1. Calculation of the absorbances and $\ln(A_t)$ (10.8 p + 1 p)

- From the measured voltages, calculate the data needed to draw a graph and fill in **Tables 1.4.1.** on the Answer Sheet. Absorbances and $\ln(A)$ must be indicated as numbers with 4 decimal places.

- Detail your calculations **only for the first line of Table 1.4.1/Experiment I** on the Answer Sheet. Absorbances and $\ln(A)$ must be indicated as numbers with 4 decimal places.

1.4.2. Calculation of the k' (11.1 p)

- 1.4.2.1. Draw a graph of $\ln(A_t)$ versus t on the graphing paper. Data for all three experiments must be shown in the same graph. Data points must be shown as \times , points used for the calculation of the slope must be shown as \otimes . Label the paper with your team/country's sticker.
- 1.4.2.2. Determine the reaction rate constants k' for each of the three measurements from **Graph 1.4.2.1**. Detail your calculations **only for the Experiment with solution I** on the Answer Sheet. Express the values in units min^{-1} having 4 decimal places and fill in the Table 1.4.2.
-

1.4.3. Calculation of the rate constant k (8 p)

- 1.4.3.1. Assuming the OH^- concentration remains constant during the experiment, calculate its concentration in the cuvette for all three experiments. Results must be given using the scientific notation with 1 decimal place (example: 1.2×10^{-5}).

Determined k' depends on the $[\text{OH}^-]$. Now, you have all the necessary data to calculate the reaction rate constant k , which is independent of the reactant concentrations.

- 1.4.3.2. Draw the graph on the graphing paper using the data from **Table 1.4.2.** and concentrations of $[\text{OH}^-]$ in all three experiments calculated in 1.4.3.1. Data points must be shown as \times , points used for the calculation of the slope must be shown as \otimes . Label the paper with your team/country's sticker.
- 1.4.3.3. From **Graph 1.4.3.1.** calculate the value of the rate constant k . Show the details of your calculations. Final value of k that you report must be in $\text{M}^{-1} \text{min}^{-1}$ units and have 2 significant figures.

Problem 2. Velocity and Drag

Materials and equipment

- Plastic body with string (the pendulum)
- Styrofoam (larger than A3 paper)
- Plastic Styrofoam holder
- A3 paper with printed angles
- Clamp stand with three angle clamps
- Pins
- Stopwatch
- Plastic pivot holder (S-shaped shaft)
- Papers of varying dimensions (3.5 cm, 5.0 cm, 7.0 cm, 14.0 cm and 21.0 cm), with a marked line of symmetry – multiple copies
- Scotch tape
- Ruler

2.1 Introduction

In this problem, we will examine the drag that a rigid body experiences in a fluid. In general, this drag depends on many factors: the shape of the body, the viscosity of the fluid, the speed of the body relative to the fluid, etc. Here we will study the case in which the speed of the body is low and the drag is directly proportional to the speed.

For this experiment we will utilize (a physical) pendulum consisting of a cylindrical body of varying heights. The time dependence of the pendulum's angular displacement on time when drag is neglected, and for small displacements, is sinusoidal (see the dashed gray line in Figure 2.1), and the movement corresponds to that of a simple harmonic oscillator. However, with drag proportional to speed, the time dependence of the displacement θ decreases (Figure 2.1, solid red line), with maxima that decrease exponentially (Figure 2.1, dashed blue line). The expression used to describe the blue dashed line is:

$$\theta(t) = \theta(0) e^{-\gamma t} \quad (2.1)$$

where $\theta(0)$ is the deflection at time $t = 0$, and γ is the so-called damping constant.

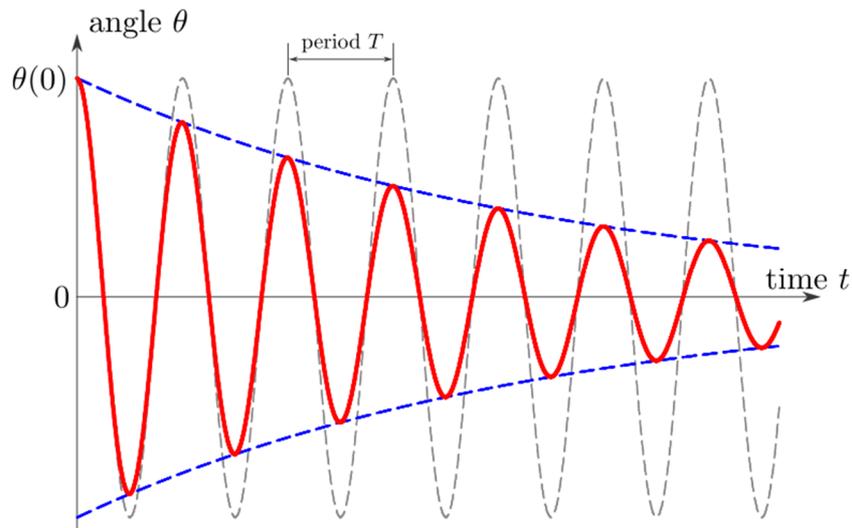


Figure 2.1 Time dependence of the pendulum displacement θ without drag (gray dashed line), and with drag (solid red line). The blue dashed line shows the exponential decrease of the maxima of the pendulum with drag. $\theta = 0$ corresponds to pendulum equilibrium position. Period T is time between two maxima, either without or with drag. (Here we present the simplified case valid for small damping constant γ).

Your task is to measure the damping constants γ for cylindrical bodies of different dimensions L , by measuring the time dependence of the falloff of the maximal displacement at prescribed points. Furthermore, you will check whether the damping constant is proportional to the dimensions L .

2.2 Experimental Setup

The experimental setup we will use consists of a pendulum – a cylindrical body suspended from a string (see Figure 2.2 a)). The mass of the body is 30.0 g, and its center of mass is 18.0 mm below its upper edge (Figure 2.2 b)). The position of the center of mass is denoted with a thin groove. The string is assumed to be massless and unstretchable. Attach the string to the pivot point, as shown on Figure 2.2 c).

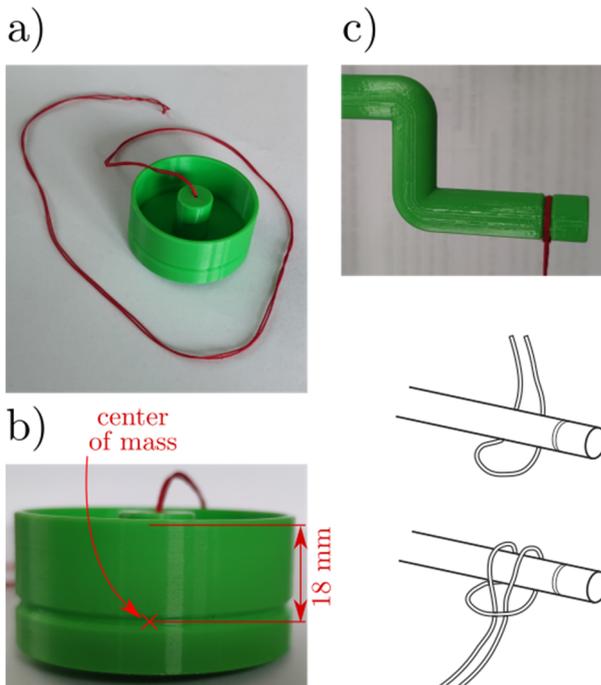


Figure 2.2

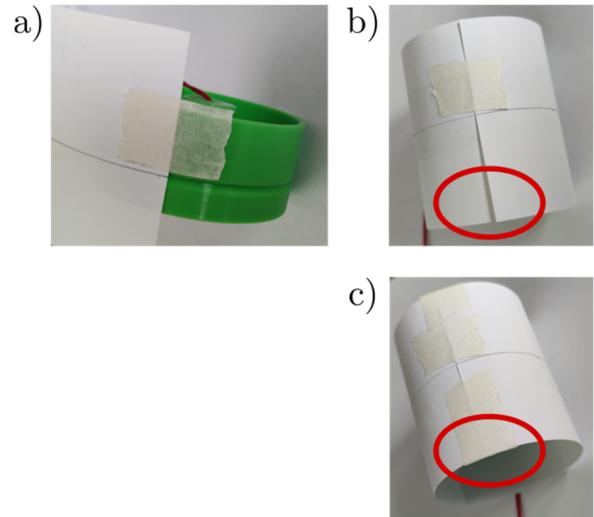


Figure 2.3

Cylindrical bodies of different heights will be made by securing papers of different dimensions $L = 3.5 \text{ cm}$, 5.0 cm , 7.0 cm , 14 cm , and 21 cm with a Scotch tape (see Figure 2.3.a)). Align the middle of the paper with the groove. Wind the paper several turns and secure it with additional Scotch tape (see Figure 2.3.b)). In order to eliminate unwanted air friction effects, use Scotch tape to straighten and secure any loose paper ends or edges, as seen on Fig. 2.3.c). The mass of paper is not negligible and can be calculated from using paper's surface density of 80 g/m^2 . (Mass of the tape can be ignored.)

The angle of the pendulum's displacement from equilibrium can be measured using the paper with printed angle markings, which you will pin to the polystyrene board (Figure 2.4 a)). Attach the plastic board holder to the other side (Figure 2.4 b)).

Assemble everything on a clamp stand as shown in Figure 2.5 a) and b). Adjust the two upper right angle clamps so that the zero degree marking corresponds to the position of the pendulum in equilibrium. Ensure that the pendulum's pivot is aligned with the origin marked on paper. Adjust the polystyrene board to be as vertical as possible by rotating the third right angle clamp.

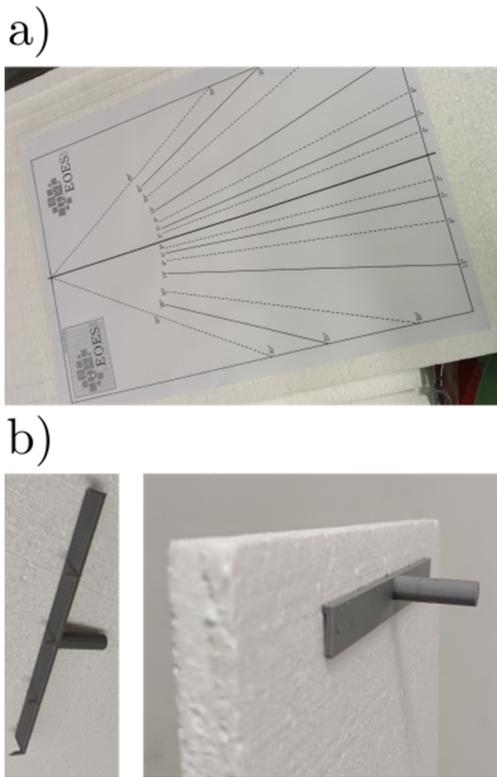


Figure 2.4



Figure 2.5

The measurement process consists of measuring the time elapsed from the initial maximum angle (20 deg) to several other marked angles. It is easiest to keep these angles fixed, so the experimental setup is set up according to the following table:

angle θ	comment
20 deg	The maximum deflection that we consider as the initial maximum deflection $\theta(0)$
13 deg	The values of the maximum deflection angles for which you will measure the elapsed time
8 deg	
5 deg	
3 deg	

Table 2.1 Fixed angles used for measurements.

To measure time use the included stopwatch.

2.3. Measurements

2.1. Using the Scotch tape attach the paper with dimension of $L = 3.5$ cm to a pendulum, forming a cylindrical-like body. Make sure that the middle line of the paper (thin line) is aligned with the center-of-mass groove. Start the pendulum by releasing it from rest so that its initial deflection is at least 25 deg. Then observe when the maximum deflection coincides with 20 deg and start timing with the stopwatch. Measure the time it takes for the maximum deflection to reach the values in Table 2.1. Record your measurements in Table 2.2 marked ' $L = 3.5$ cm' on the Answer Sheet. Repeat the described series of measurements once more. (3.2 p)

2.2. Determine the period of oscillations more accurately, by measuring the time required for at least 20 consecutive periods. (For period measurements, ensure that the deflection is not larger than approximately 8 deg.) Write the value in Table 2.2 marked ' $L = 3.5$ cm' on the Answer Sheet. (0.4 p)

The expression for the period T of a pendulum of length R , when drag is neglected, is

$$T = 2\pi \sqrt{\frac{R}{g}} \quad (2.2)$$

where R is the distance between the pivot and the center of mass of the pendulum (Figure 2.2 a)), and g is the acceleration due to gravity ($g = 9.81$ m/s²).

2.3. Calculate the period of oscillation using equation (2.2). Determine the relative error between the measured and the calculated period values (relative to calculated value) and enter them on the Answer Sheet. Show your calculations. (3 p)

2.4. Repeat the measurements described in 2.1 and 2.2, but with attached paper of the dimensions $L = 5.0$ cm, 7.0 cm, 14.0 cm, and 21.0 cm Enter all measurements in the appropriate Table(s) 2.2 on the Answer Sheet. (14.4 p)

2.5. Since we expect an exponential decay of the maximum deflections, we need the values of the natural logarithms of the predefined angles. For this purpose, fill in the lower right table in Table 2.2 on the Answer Sheet. (1 p)

We say that the influence of drag on the period of the pendulum is negligible (non-negligible) if the measured values differ by less (more than or equal to) 5%.

2.6. Given the measured values of the oscillation period T , is the drag caused by the paper cylinder negligible, or non-negligible? Write the answer on the Answer Sheet. Show your calculations. Does the period T of the pendulum decrease or increase as the height of the cylinder increases? (1 p)

Taking the natural logarithm of both sides of Eq. (2.1), we get:

$$\ln \theta(t) = \ln \theta(0) - \gamma t, \quad (2.3)$$

which means that the time dependence of the logarithm of the maximum deflections on time has a slope ' $-\gamma$ '.

2.7 Using the values from Table 2.2, plot time dependence of calculated values of the logarithm of the angle ($\ln \theta$), on graphing paper (Plot 2.1) on the Answer Sheet. Plot ALL data, without averaging. (6.5 p)

2.8. For each dimensions L , draw a straight line that best follows the points, and from the slope of that line determine the damping factor γ to three significant figures. Fill in the first two columns of Table 2.3. on the Answer Sheet with the obtained values. (7.5 p)

From theoretical considerations it can be shown that the constant γ is proportional to the length of the cylinder (L) and inversely proportional to the total mass m of the pendulum:

$$\gamma = C \frac{L}{m}, \quad (2.4)$$

where C is some constant. Since we increased the mass suspended from the pendulum by adding paper (but did not change the distance of the center of mass from the suspension point), the measured values depend not only on L , but also on the total mass m of the pendulum and the paper. The dependence on m , however, can be 'absorbed' in the dimension L , so we *renormalize* it (m_0 is the mass of the cylinder without paper):

$$L_i \longrightarrow L_i \frac{m_0}{m_i} = L_i \frac{m_0}{m_0 + m_{i,\text{paper}}} = L_{\text{ren},i} \quad (2.5)$$

and expression (2.4) can be written as

$$\gamma = \left(\frac{C}{m_0}\right) \left(L_i \frac{m_0}{m_0 + m_{i,\text{paper}}}\right) = \left(\frac{C}{m_0}\right) L_{\text{ren},i} \quad (2.6)$$

2.9. For each value of the cylinder dimension L_i , determine the corresponding renormalized value $L_{\text{ren},i}$, and enter the value in the last column of Table 2.3 on the Answer Sheet. (2.5 p)

2.10. On the graphing paper (Plot 2.2) on the Answer Sheet, plot values of γ as a function of the renormalized dimension $L_{\text{ren},i}$. (2 p)

2.11. Using a ruler, draw the line of best fit on the graphing paper (Plot 2.2), and from its slope determine the value of constant C and enter it on the Answer Sheet. Show your calculations. (2 p)

Problem 3. Heat it up! Speed it up! Step it up!

Materials and equipment

- Pre-weighed dry yeast (labelled)
- Pre-weighed glucose powder (labelled)
- 500 mL laboratory beaker with demineralized water – 1
- 300 mL Erlenmeyer flask – 1
- 100 mL graduated cylinder – 1
- Glass rod – 1
- Glass tubes – 10
- Rubber stopper designed for glass tubes - 10
- Sterile medical needles – 10
- Plastic syringe (5 mL volume) – 10
- Thermostat/incubator – in the laboratory, set at 35 °C
- Tube rack
- Indoor air thermometer and clock located in the laboratory
- Light microscope
- Microscopic glass slides – clean (x 3)
- Microscopic glass slides – marked (x 3)
- Pencil, marker pen
- Bunsen burner – 1; in the laboratory, operated by lab assistant
- Laboratory tweezers – 1
- Sterile swabs – 3
- Disposable gloves
- Paper towel (for protecting the table and drying stained samples)
- Staining dish, plastic – 1
- Crystal violet stain in a dropper
- Wash bottle with demineralized water
- Wash bottle with ethanol
- Immersion oil for microscopy in a dropper

Introduction

Note: This task is divided into several parts, so be sure to read the entire assignment thoroughly before starting. Take a moment to review the answer sheet to ensure you are fully prepared—this will help you manage your time effectively. While waiting for the results of Step 3.1. (which takes approximately one hour), you should begin working on Step 3.5. Remember: Only answers recorded on the Answer Sheet will earn you points.

In this task, we will continue exploring kinetics, focusing on how metabolic rate influences microbial metabolism. You will investigate this relationship and its real-life implications. Additionally, you'll discover another interesting use of purple dye (Crystal violet) —a key element in the chemistry task your colleagues are working on!

The growth and metabolism of microorganisms, such as bacteria and yeasts, are highly temperature-dependent. A widely accepted metric, the Q_{10} temperature coefficient, quantifies how the metabolic rate of biological systems increases with a 10 °C rise in temperature. For both bacteria and yeasts, this coefficient is typically around 2, meaning their metabolism doubles for every 10 °C increase.

Simplifying further, we can assume that under ideal conditions, the rate of microbial division also doubles with each 10 °C rise. For example, if a cell takes 10 hours to divide at 5 °C, it will take only 75 minutes at 35 °C. Microbes thrive in warmth!

STEP 3.1. Do an experiment to determine the Q_{10} coefficient for baker's yeast.

In this assignment, you will use baker's yeast *Saccharomyces cerevisiae* as a model organism, providing a safer alternative to bacteria, even though there are billions of bacteria actively living in your mouth as you read this!

Experimental setup:

1. Prepare a 1 % w/v solution in an Erlenmeyer flask by adding all of the previously weighed glucose powder from the labelled package in 300 mL of demineralized water.
2. Dissolve the pre-weighed dry yeast in the glucose solution to create your working suspension, using a laboratory glass rod to stir and assist the process.
3. Prepare 10 glass tubes for the experiment.
4. Distribute the yeast suspension into the tubes, **filling each tube all the way to the top**. Place a paper towel under the rack to catch any spillage, but don't worry - you'll clean it up later. **Note:** As you distribute the suspension, be sure to gently stir the suspension continuously to ensure even distribution in each tube. If left unstirred, the yeast will quickly settle at the bottom of the flask. **Work quickly and efficiently to avoid inaccurate results.**
5. After filling the tubes with the yeast suspension, securely cap each tube with a rubber stopper designed for glass tubes. The stoppers will not go all the way, but this will be fine once you proceed with the next step.
6. Insert a sterile medical needle into each tube by carefully puncturing the rubber stopper (See **Figure 1.1.**). Now you can press the stoppers all the way. **Note: Be extremely cautious with the needles to avoid injuring yourself or puncturing your finger!**



Figure 1.1. Experimental setup: Inserting a medical needle into a glass tube by puncturing the rubber stopper and then attaching the syringe.

7. Now, attach a 5 mL plastic syringe to each needle. Ensure the syringe is without the plunger. **Note:** If you have trouble removing the plunger from the syringe, simply pull with a bit more force. **To prevent false results, first insert the needles into all the tubes, and only attach the plastic syringes just before placing the samples in the incubator.**
8. Incubate 5 glass tubes at room temperature (you can leave them on the desk) and 5 glass tubes at 35 °C (in the pre-set thermostat) for 60 minutes. Be sure to label the tubes with marker pen; indicate your team name and treatment temperature, so that you can recognize your rack after 1 hour. Measure the room temperature by checking the indoor air thermometer located in the laboratory (ask the lab assistant for its location). **Write down the treatment temperatures in Table 3.1.1. on your Answer Sheet.**
9. As the yeast ferments during the incubation, it will expel water into the syringe, allowing you to measure the volume of expelled suspension. **After 60 min, as soon as you get back to your work desk** read the volume of water expelled into the syringe. Then, calculate the mean volume of expelled suspension in all treated tubes for each temperature treatment. **Enter the values in Table 3.1.1. on your Answer Sheet. (2 p)**

STEP 3.2. Calculate the Q₁₀ coefficient

To calculate the Q₁₀ coefficient, use the widely accepted Arrhenius model, that says:

$$Q_{10} = \left[\frac{k(t_2)}{k(t_1)} \right]^{10^{\circ\text{C}/(t_2-t_1)}}$$

If we assume that the value of k is proportional to the volume of expelled suspension in your experiment, we can define the following:

Q₁₀ – the Q₁₀ coefficient

$k(t_1)$ – the volume of expelled suspension at the lower temperature of incubation

$k(t_2)$ – the volume of expelled suspension at the higher temperature of incubation

t_1 – the lower temperature reading in degrees Celsius

t_2 – the higher temperature reading in degrees Celsius

3.2.1. Using the Arrhenius model, calculate the Q₁₀ coefficient and **write it down on the Answer Sheet**. Round it to one decimal place. The Q₁₀ is important because you will need it to solve the following steps. When you calculate the Q₁₀, please call the lab assistant for a check-up. If it is correct, carry on with your assignment. If wrong, the lab assistant will give you the right answer, but you will lose 3 points. (3 p)

STEP 3.3. Bacterial growth at different temperatures

Now, the Q₁₀ coefficient also applies to bacteria. Imagine yourself in a hypothetical situation, enjoying a delicious rice bowl, perhaps a “Risotto frutti di mare”. Since the risotto was properly cooked, it initially contains no bacteria. However, as you eat, you inadvertently transfer bacteria from your mouth to the meal. After having your meal, you decide to save the leftovers for later. But, it is very important where you leave them, as we will see next.

For next task, firstly you will need to determine the generation time of bacteria in your imaginary bowl. The definition of generation time is – *Time that takes the bacterial population to double in numbers*. However, it can be simplified, and considered as the time it takes the bacteria to divide in two. Your task is to calculate how many bacterial cells will be present in your bowl tomorrow (**after 24 hours**) if you store the bowl in the **refrigerator (4 °C)**, leave it outside on your balcony during autumn (**14 °C**), leave it in this laboratory (**24 °C**) or if you leave it **outside** at a constant temperature of **34 °C**, which is a common summer temperature in Zagreb. You started with transferring 500 bacterial cells from your mouth to the bowl during your meal.

To do this, you need to know how much faster the bacterial metabolism is at different temperatures, and the Q₁₀ coefficient tells you exactly that. So, for next calculations, you will assume that the Q₁₀ obtained from the yeast experiment also applies to bacteria in your bowl.

3.3.1. On the Answer Sheet, write down the generation time of bacteria in YOUR rice bowl by using the Q_{10} coefficient obtained from the yeast experiment. In your case, you have a given generation time at 4 °C which is 8 h. **Round generation time to a single decimal place.** (1.5 p)

EXAMPLE to help you: if the Q_{10} coefficient is, let's say three, and the generation time at 4 °C is 12 hours; that means that for each 10 °C the speed of bacterial metabolism triples, so the generation time at 14°C is 4 hours, etc. This example is written in the **Table 3.3.1.**

Table 3.3.1. Bacterial generation time

	Example of calculated generation time
Q_{10} coefficient	3.0
Generation time (h) at 4 °C	12.0
Generation time (h) at 14 °C	4.0
Generation time (h) at 24 °C	1.3
Generation time (h) at 34 °C	0.4

3.3.2. Calculate the number of bacteria in your bowl after 24 h, if stored at various temperatures. Write down the data in the Table 3.3.2. on the Answer Sheet. (4 p)

Instructions:

- The number of bacteria at given time point can be calculated according to following equation:

$$N = N_0 \times 2^n$$

where N is the number of bacteria at given time, N_0 is the starting number of the bacteria, and n is the number of divisions.

STEP 3.4. On the Answer Sheet, answer the questions from 3.4.1 to 3.4.8. using experimental observations and your knowledge. (total: 9 p)

STEP 3.5. Prove that there are bacteria in your mouth

While the yeast ferments (STEP 3.1.) your task is to prove that bacteria inhabit your mouth. The most effective method is to visualize them. Your assignment involves using Crystal violet to stain and observe the bacteria from your mouth.

Procedure (by following these steps, you will be able to personally see them, and thus confirm the presence of bacteria in your mouth!):

- Label the microscope glass slide(s) on a frosted edge with a pencil. You can choose the number of slides to prepare, but remember that duplicates are always a good idea. Write your

- initials and a label (e.g., UP) on the upper side of the glass slide, using a pencil. Ensure you write on the frosted edge to avoid interfering with the sample.
- Clean the microscope glass slide:** You will now need the Bunsen burner, and help of the lab assistant. Read the following and approach the lab assistant: hold one end of the slide with tweezers and briefly pass both sides through the tip of a blue rushing flame to remove any greasy residues. **Note:** *Do not hold the slide in the flame; just pass it quickly through. Place the slide on a work surface and allow it to cool for about two minutes.*
 - Collect a sample of your mouth epithelial cells:** Using a sterile swab, gather a sample from the inside of your cheek and along the teeth and gum line. Apply firm, rotating movements to ensure an adequate collection of cells from both cheeks. This should take at least 5-10 seconds – be sure to apply pressure so the mucosal cells and bacteria stick to the swab. If you are too gentle, you will not transfer epithelial cells and bacteria from your mouth to the swab. Once you remove the swab from your mouth, immediately spread the sample evenly across the entire surface of the microscope glass slide by rolling the swab. **Note:** *work quickly; if you delay, the bacteria may not transfer to the slide. Discard the swab in the waste bin and allow the slide to dry for about two minutes on the work surface.*
 - Fixate the sample:** Using tweezers, hold one end of the slide and pass the non-sample side (the lower side) through the blue rushing flame cone three times to fixate the sample. Lab assistants will assist with the fixation process. After fixation, place the slide back on the surface and allow it to cool for two minutes.
 - Stain the sample:** Cover your work area with paper and wear disposable gloves. Place the slide on the holder of the staining dish. Using a plastic dropper, completely cover the sample area with Crystal violet stain solution, ensuring the dropper does not touch the slide. Allow the stain to set for one minute.
 - Rinse the slide:** Place several paper towel sheets on your work surface under the staining dish. While holding one end of the slide with tweezers, tilt the slide and rinse it using the wash bottle: first rinse with ethanol (96 v/v/ %), and **quickly after** rinse with demineralized water. It's important to be quick, otherwise ethanol will destroy your sample. Keep rinsing with water until the runoff is clear. Now, place the rinsed slide on the prepared paper and blot with paper towels to remove excess water. **Note:** *It's important to remove all water to ensure proper viewing under the microscope with the immersion lens.*
 - Microscope examination:** Finally, examine the stained sample under the microscope using the immersion objective to observe the bacteria. **Note:** *if you are unable to find a picture, ask the lab assistant to help you, but in that case you will lose 1.5 points.*
 - IMPORTANT:** Kindly ask you, when you are done with microscopy, call the lab assistant to clean the immersion objective. Otherwise, the oil can dry out and harm the objective.

3.5.1. Observe and draw stained cells under the microscope, following the instructions on the Answer Sheet. (5.5 p)

STEP 3.6. Take a look at some other bacteria (3 p + 4 p + 5 p)

3.6.1. – 3.6.3. On the desk you have several microscopic slides marked: X1, X2 and X3. On these slides you have previously prepared samples of different microorganisms that are already fixated. So, do the same staining procedure as described above. Simply **repeat the steps from 5 to 7**.

Again, draw representative images of all three samples on the Answer sheet under the 3.6.1, 3.6.2 and 3.6.3. Mark key features, if there are any.

STEP 3.7. Finally, answer questions from the 3.7.1 to 3.7.3. in the Answer sheet, using experimental observations and your knowledge. (1 p + 1 p + 1 p)



Tag 1
Aufgabenblatt

Gewässer Kroatiens: Von smaragdfarbenen Flüssen bis zum tiefblauen Meer

EOES2025 Zagreb Kroatien
26.04. – 03.05.2025

Einführung in die Aufgabe:

Kroatien ist reich an natürlichen Ressourcen und besonders bekannt für sein kristallklares Meer sowie seine wunderschönen Seen und Flüsse. Diese natürlichen Gegebenheiten spielen eine zentrale Rolle in der Wirtschaft und im kulturellen Erbe des Landes und beeinflussen Bereiche wie Landwirtschaft, Industrie, Tourismus und Biodiversität.

Die Adria, berühmt für ihr tiefblaues Wasser und ihre traumhaften Strände, ist eines der beliebtesten Reiseziele Kroatiens. Mit einer Küstenlänge von 1.880 km sowie mehr als 1.000 Inseln, Inselchen, Felsen und Riffen besitzt Kroatien eine der am stärksten gegliederten Küsten Europas und der Welt. Die Adria zeichnet sich zudem durch eine hohe Artenvielfalt aus, darunter mehrere endemische Algen- und Fischarten. Aufgrund seiner geografischen Lage nimmt Kroatien seit jeher eine bedeutende maritime Stellung ein. Das Land beherbergt außerdem einige der ältesten Salinen Europas – darunter die Saline von Ston, die bereits im 14. Jahrhundert gegründet wurde und bis heute in Betrieb ist.

Neben der Küste zählen auch Kroatiens Süßwasserökosysteme zu seinen bedeutendsten natürlichen Ressourcen. Seen, Flüsse, Bäche und Feuchtgebiete bieten Lebensraum für zahlreiche endemische Arten und gelten als "Hotspots der Biodiversität". Diese Ökosysteme ziehen jährlich Millionen von Touristen an. Besonders beliebte Ziele sind unter anderem die spektakulären Wasserfälle des Krka-Nationalparks sowie die eindrucksvollen Schluchten der Flüsse Cetina und Zrmanja. Unter den zahlreichen Seen Kroatiens ragen die Plitvicer Seen heraus, bekannt für ihre beeindruckenden Tuffsteinformationen und die miteinander verbundenen Wasserfälle. Als ältester und größter Nationalpark Kroatiens zählen die Plitvicer Seen zum UNESCO-Weltnaturerbe.

Zusammengefasst sind Kroatiens natürliche Ressourcen – von seinen vielfältigen Süßwassersystemen und seiner reichen Artenvielfalt bis hin zur atemberaubenden Adriaküste – von entscheidender Bedeutung für die Wirtschaft, die kulturelle Identität und die historischen Traditionen des Landes.

Ungefähre Zeitvorgaben für die einzelnen Aufgaben:

- Aufgabe 1 – Auf die Plätze, fertig, los! – 3,5 Stunden (Gesamtpunktzahl: 47)
- Aufgabe 2 – Meersalz aus kroatischen Salinen – 3,5 Stunden (Gesamtpunktzahl: 39)
- Aufgabe 3 – Lichtbeugung in wässriger NaCl-Lösung – 3,5 Stunden (Gesamtpunktzahl: 36)

Hinweis: Lese das gesamte Aufgabenblatt sorgfältig durch, bevor du mit den Experimenten beginnst.

Problem 1. Auf die Plätze, fertig, los!

Materialien und Geräte:

- Eppendorfgefäße mit Deckel (2,5 mL) – 20 Stück
- Kunststoffhalter für Eppendorfgefäße (blaue Racks) – 1 Stück
- Kunststoff-Petrischalen (Ø 6,5 cm) – 4 Stück
- Graduierte Kunststoffpipetten (32,5 mL Fassungsvermögen) – 3 Stück
- Gebogene Metallpinzette – 1 Stück
- Gerade Metallpinzette – 1 Stück
- Präpariernadel – 1 Stück
- Stereomikroskop mit integrierter Beleuchtung – 1 Stück
- Anleitung zur Benutzung des Stereomikroskops (im Umschlag) – 1 Stück
- Bestimmungsschlüssel für Makroinvertebraten (im Umschlag) – 1 Stück

Lösungen/Flüssigkeiten in Flaschen mit Tropfaufsatz:

- Ethanol-Lösung, 70 % (v/v) (Et-OH) – 1 Flasche (250 mL)
- Demineralisiertes Wasser (dH₂O) – 1 Flasche (500 mL)

Proben:

- In durchsichtigen Kunststoffbechern mit gelbem Deckel, beschriftet:
 - Probe A – 1 Stück
 - Probe B – 1 Stück
-

Einführung

Der Begriff **Makroinvertebraten** bezeichnet in der Süßwasserökologie (von Flüssen, Bächen und Seen) wirbellose Tiere, die größer als 0,5 mm sind und im oder auf dem Sediment leben. Sie sind hervorragende Bioindikatoren für die Wasserqualität.

Einige dieser Organismen sind stromlinienförmig gebaut, d.h. sie besitzen schmale, glatte Körper, die den Wasserwiderstand verringern und die Fortbewegung erleichtern. Andere wiederum sind kräftiger, schwerer oder wurmförmig gebaut, um sich besser im weichen Sediment zu verankern oder einzubuddeln.

Deine Aufgabe:

Sortiere und bestimme Makroinvertebraten aus zwei unterschiedlichen Süßwasserökosystemen. Anschließend berechnest du die **benthische Dichte** und interpretierst verschiedene Kennzahlen zur Bewertung des ökologischen Zustands dieser Lebensräume.

Schritt 1.1: Die große Makroinvertebraten-Sortier-Challenge

Auf euren Tischen befinden sich Proben aus zwei verschiedenen Süßwasserökosystemen, beschriftet mit **Probe A** und **Probe B**. Die Organismen sind in 70%iger Ethanol-Lösung konserviert.

1. **Übertragen der Proben:**

Gießt jede Probe aus den Kunststoffbechern mit gelbem Deckel vorsichtig in mehrere Petrischalen (am besten in den tieferen Teil der Schale). Achtet darauf, dass alle Organismen jeder Probe vollständig übertragen und gleichmäßig verteilt sind, sodass sie gut beobachtet werden können.

Nutzt die Pinzetten und/oder die Präpariernadel, um die Organismen zu isolieren und zu bewegen. Um die Beobachtung zu erleichtern, könnt ihr einzelne Exemplare in eine weitere Petrischale umsetzen. Fügt bei Bedarf etwas Ethanol und/oder demineralisiertes Wasser hinzu, damit die Proben stets feucht bleiben.

2. **Sortieren der Organismen:**

Sortiert die Organismen jeder Probe getrennt nach taxonomischen Gruppen mithilfe des Stereomikroskops und des Bestimmungsschlüssels für Makroinvertebraten.

Achtung: Manche Organismen sind empfindlich, und es könnten Körperteile (z.B. Beine, Anhänge, Kiemen) fehlen. Trotzdem sind die Proben gut erhalten, sodass eine korrekte Bestimmung möglich ist. Beachtet auch, dass die Proben Individuen in verschiedenen Entwicklungsstadien und Größen enthalten können.

3. **Lagern und Beschriften:**

Legt alle Individuen derselben taxonomischen Gruppe jeweils in ein Eppendorfgefäß. Beschriftet jedes Gefäß mit dem **wissenschaftlichen Namen** der Gruppe und dem **Proben-Code (A oder B)** mit einem Bleistift oder einem wasserfesten Marker.

Achtung: Ethanol kann den Permanentmarker wegwaschen!

Fügt auch hier eine kleine Menge Ethanol oder demineralisiertes Wasser hinzu, um die Organismen feucht zu halten.

4. **Zählen und Dokumentieren:**

Zählt die Anzahl der Organismen jeder taxonomischen Gruppe und tragt sie in Tabelle 1.1.1. auf eurem Antwortbogen ein. Danach haltet ihr eure **rote Karte** hoch, damit ein Laborassistent ein Foto eures sortierten Materials machen kann. Lagert die beschrifteten Eppendorfgefäße anschließend in den Probenbehältern mit gelbem Deckel und bringt euren Teamcode-Aufkleber an.

5. **Berechnung der benthischen Dichte:**

Berechnet in Tabelle 1.1.1. die **benthische Dichte** (Individuenanzahl/m²) für jede Gruppe. Grundlage ist eine Probenfläche von 0,049 m². Rundet auf zwei Dezimalstellen.

6. **Zusätzliche Merkmale erfassen:**

Vermerkt in Tabelle 1.1.1. außerdem, ob die Organismen segmentiert sind (deutliche Körperabschnitte entlang der Längsachse) und/oder Beine besitzen.

1.1.1. Füllt die Tabelle 1.1.1. im Antwortbogen aus, indem ihr die oben und auf dem Antwortbogen angegebenen Anweisungen befolgt. (19,25 Punkte)

1.1.2. *Wie tragen Segmentierung und Beine speziell zur Anpassung an schnell fließende Gewässer bei?*

(Tragt den entsprechenden Buchstaben auf dem Antwortbogen ein.) (0,5 Punkte)

- A. *Sie helfen den Organismen, vollständig mit dem Untergrund zu verschmelzen.*
- B. *Sie bieten keinen Vorteil für das Überleben in aquatischen Lebensräumen.*
- C. *Sie ermöglichen es, als Plankton im schnell fließenden Wasser zu leben.*
- D. *Sie helfen den Organismen, in schnell fließenden Gewässern einen Anker zu finden und stabil zu bleiben.*

1.1.3. *Wie beeinflusst die Fließgeschwindigkeit die Zusammensetzung und Anpassung der Makroinvertebraten in einem Ökosystem?*

(Tragt den entsprechenden Buchstaben auf dem Antwortbogen ein.) (0,5 Punkte)

- A. *In langsam fließenden Gewässern kommen häufiger seitlich abgeplattete Organismen am Boden vor.*
- B. *In schnell fließenden Gewässern sind stromlinienförmige Körper häufiger als in langsameren Gewässern.*
- C. *In langsam fließenden Gewässern kommen nur dorsoventral abgeflachte Organismen vor.*
- D. *In schnell fließenden Gewässern überwiegen größere Organismen, da sie sich besser durch die Strömung bewegen können.*

Schritt 1.2: Die geheime Bedeutung des Simpson-Diversitätsindex entschlüsseln

Ein Diversitätsindex ist ein quantitatives Maß zur Bestimmung der Anzahl und Verteilung unterschiedlicher Taxa (z.B. Arten) innerhalb einer Gemeinschaft. In ökologischen Kontexten bezieht sich ein Diversitätsindex meist auf Arten, kann aber auch auf Gattungen, Familien oder funktionale Gruppen (z.B. nach Nahrungsweise) angewendet werden. Der **Simpson-Diversitätsindex (SDI)** kann nach folgender Formel berechnet werden:

$$\text{SDI} = 1 - \left\{ \sum_{i=1}^S \left(\frac{n_i}{N} \right)^2 \right\} = 1 - \left\{ \left(\frac{n_1}{N} \right)^2 + \left(\frac{n_2}{N} \right)^2 + \dots + \left(\frac{n_S}{N} \right)^2 \right\}$$

n_i = die Anzahl der Individuen der Art / taxonomischen Gruppe i

N = Gesamtzahl der Individuen aller Arten/taxonomischen Gruppen

$n_i/N = p_i$ (Anteil der Individuen der Arten / taxonomischen Gruppe i an allen Individuen)

S = Arten-/taxonomischer Gruppenreichtum

Der SDI-Wert reicht von 0 bis 1, wobei 0 für keine Diversität und 1 für unendliche Diversität steht. Mit anderen Worten: Je höher der SDI-Wert, desto größer die Vielfalt.

1.2.1. *Berechnet mithilfe der oben angegebenen Formel und der weiter unten stehenden Tabelle die Simpson-Diversitätsindex (SDI)-Werte für die Proben C und D.*

Tragt eure berechneten Werte (auf drei Dezimalstellen gerundet) auf eurem Antwortbogen ein.

Basierend auf euren Berechnungen bestimmt ihr außerdem, welche Probe die höhere Diversität aufweist und tragt dies ebenfalls ein. (3 Punkte)

Probe	Taxonomische Gruppe	Anzahl der Individuen
C	Isopoda	6
	Ephemeroptera	2
	Diptera	45
	Oligochaeta	134
	Bivalvia	4
	Gastropoda	24
D	Amphipoda	25
	Ephemeroptera	13
	Plecoptera	7
	Trichoptera	4
	Diptera	6

1.2.2. Welcher der folgenden Faktoren kann den SDI eines Ökosystems verringern? Tragt den Buchstaben der richtigen Antwort auf eurem Antwortbogen ein. (0,5 Punkte)

- A. Verbesserung der Wasserqualität und Reduzierung von Schadstoffen
- B. Einführung invasiver Arten, die einheimische Arten verdrängen
- C. Erhöhung der Vielfalt der Substrattypen am Gewässerboden
- D. Existenz vielfältiger Nahrungsquellen im Ökosystem

1.2.3. Was würdet ihr in einem Ökosystem mit einem hohen SDI-Wert erwarten? Tragt den Buchstaben der richtigen Antwort auf eurem Antwortbogen ein. (0,5 Punkte)

- A. Eine stabile Population nur einer einzigen Art
- B. Einige dominierende Arten mit nur wenigen anderen Arten
- C. Einen schnellen Wechsel der Artenzusammensetzung von Jahr zu Jahr
- D. Eine große Anzahl von Arten, die alle relativ gleich häufig vertreten sind

Schritt 1.3: Mit taxonomischen Merkmalen die Gesundheit von Gewässern erkennen

Bestimmte Gruppen von Makroinvertebraten gelten als Indikatoren für eine gute Wasserqualität und einen guten ökologischen Zustand von Süßwasserökosystemen. Dazu gehören insbesondere die Eintagsfliegen (Ephemeroptera), Steinfliegen (Plecoptera) und Köcherfliegen (Trichoptera), die sehr empfindlich auf Wasserverschmutzung reagieren. Ein hoher Anteil dieser Gruppen spricht für eine bessere Wasserqualität. Ein hoher Anteil an Zweiflüglern (Diptera) und Wenigborster (Oligochaeta) hingegen deutet auf eine schlechtere Wasserqualität hin, da diese Arten toleranter gegenüber Verschmutzungen sind.

1.3.1. Berechnet den Anteil (in %) der Individuen, die zu den Eintagsfliegen (Ephemeroptera), Steinfliegen (Plecoptera) und Köcherfliegen (Trichoptera) in den beiden Proben C und D gehören. Rundet auf eine Nachkommastelle und tragt eure Ergebnisse in Tabelle 1.3.1. auf dem Antwortbogen ein. (2 Punkte)

1.3.2. Berechnet den Anteil (in %) der Individuen, die zu den Gruppen Diptera und Oligochaeta gehören für die beiden Proben C und D. Rundet ebenfalls auf eine Nachkommastelle und tragt die Ergebnisse in Tabelle 1.3.2. auf eurem Antwortbogen ein. (2 Punkte)

1.3.3. Auf Basis der von euch berechneten Anteile: Welche Probe weist voraussichtlich eine bessere Wasserqualität auf? Tragt den Buchstaben der richtigen Antwort auf eurem Antwortbogen ein. (0,5 Punkte)

A. Probe C zeigt wahrscheinlich eine bessere Wasserqualität, weil sie keine Köcherfliegen enthält.

B. Probe D zeigt wahrscheinlich eine bessere Wasserqualität, weil sie einen höheren Anteil an verschmutzungstoleranten Taxa hat.

C. Probe C zeigt wahrscheinlich eine bessere Wasserqualität, weil sie einen höheren Anteil an verschmutzungsempfindlichen Taxa hat.

D. Probe D zeigt wahrscheinlich eine bessere Wasserqualität, weil sie einen höheren Anteil an verschmutzungsempfindlichen Taxa hat.

Schritt 1.4. Verwendung ökologischer Kennzahlen zur Aufdeckung der Gesundheit aquatischer Ökosysteme

In dieser Aufgabe verbindet ihr die Organismen, die ihr bestimmt habt, mit den Arten von Nahrung, die sie bevorzugen – ihr ermittelt also die **Ernährungstypen der Makroinvertebraten** in den Proben C und D.

1.4.1.

Verwendet den bereitgestellten Bestimmungsschlüssel für Makroinvertebraten und prüft für alle in euren Proben C und D gefundenen taxonomischen Gruppen die möglichen Ernährungstypen. Tragt eure Antworten in Tabelle 1.4.1. auf eurem Antwortbogen ein. (2,75 Punkte)

1.4.2.

Zerkleinerer ("Shredders") ernähren sich von groben organischen Partikeln.

Organismen, die zu den Zerkleinerern gehören, besitzen... (tragt den entsprechenden Buchstaben auf dem Antwortbogen ein) (0,5 Punkte):

A. Giftige Drüsen, um Beutetiere zu töten.

B. Starke Mandibeln, um Nahrungsstücke zu zerkleinern.

C. Saugmundwerkzeuge, um flüssige Nahrung aufzunehmen.

D. Große Kiemen, um Partikel aus dem Wasser zu filtern.

1.4.3.

Wenn ihr viele Räuber in eurer Probe findet, was könnte das über das Ökosystem aussagen?
Tragt den entsprechenden Buchstaben auf dem Antwortbogen ein. (0,5 Punkte)

- A. Es ist überwuchert von Algen und Detritus.
- B. Es ist durch invasive Arten bedroht.
- C. Es weist eine schlechte Wasserqualität und geringe Biodiversität auf.
- D. Es verfügt über ein ausgewogenes Nahrungsnetz mit einer gesunden Vielfalt an Organismen.

1.4.4. Welche der folgenden Beobachtungen könnte auf ein verschmutztes Ökosystem hindeuten, wenn ihr die Ernährungstypen der Makroinvertebraten betrachtet?

Tragt den entsprechenden Buchstaben auf dem Antwortbogen ein. (0,5 Punkte)

- A. Ein hoher Anteil an Detritusfressern wie Wenigborster.
- B. Eine ausgewogene Verteilung aller Ernährungstypen in der Probe.
- C. Ein hoher Anteil an Schabern und Räubern wie einige Steinfliegen.
- D. Ein hoher Anteil an Filtrierern und Zerkleinerern wie einige Köcherfliegen.

Schritt 1.5. Drift in Aktion: Berechnung der Driftdichte und -neigung von Makroinvertebraten

In der Makroinvertebratenforschung bezeichnet **Drift** die stromabwärts gerichtete Bewegung von Organismen innerhalb der Wassersäule.

Die Zusammensetzung und das Auftreten des Drifts werden von verschiedenen abiotischen und biotischen Faktoren beeinflusst und können eingeteilt werden in:

1. Aktiver Drift:

Verursacht durch biotische Faktoren, z.B. wenn Organismen auf Nahrungssuch bzw. auf der Suche nach neuen Lebensräumen oder aufgrund von Lebenszyklusänderungen stromabwärts treiben.

2. Passiver Drift:

Verursacht durch Veränderungen physikalisch-chemischer Parameter wie Strömungsgeschwindigkeit oder Nährstoff- und Schadstoffkonzentrationen.

Die Driftprobenahme erfolgt mit speziellen Driftfängern, die aus einem 1,5 m langen Treibnetz mit einer Maschenweite von 214 μm bestehen. Dieses Netz ist an ein zylindrisches Kunststoffrohr (50 cm Länge, 7,5 cm Durchmesser, Öffnungsfläche 44,2 cm^2) angebracht.

Während der Probenahme werden drei Driftfänger eingesetzt, um Replikatproben zu sammeln (siehe Abbildungen 1.5.1 und 1.5.2).

Nach Ablauf der vorgesehenen Sammelzeit werden die Driftnetze aus dem Wasser genommen, vom Rohr getrennt und die enthaltenen Makroinvertebraten in 70 % Ethanol konserviert.

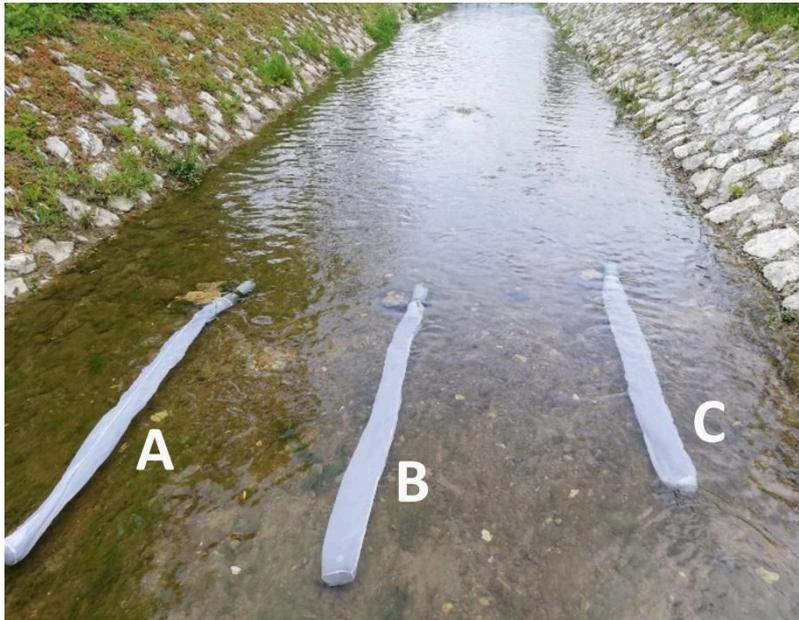


Abbildung 1.5.1. Drift-Probenahme über die Breite des Baches (A – Treibnetz 1, B – Treibnetz 2, C – Treibnetz 3)

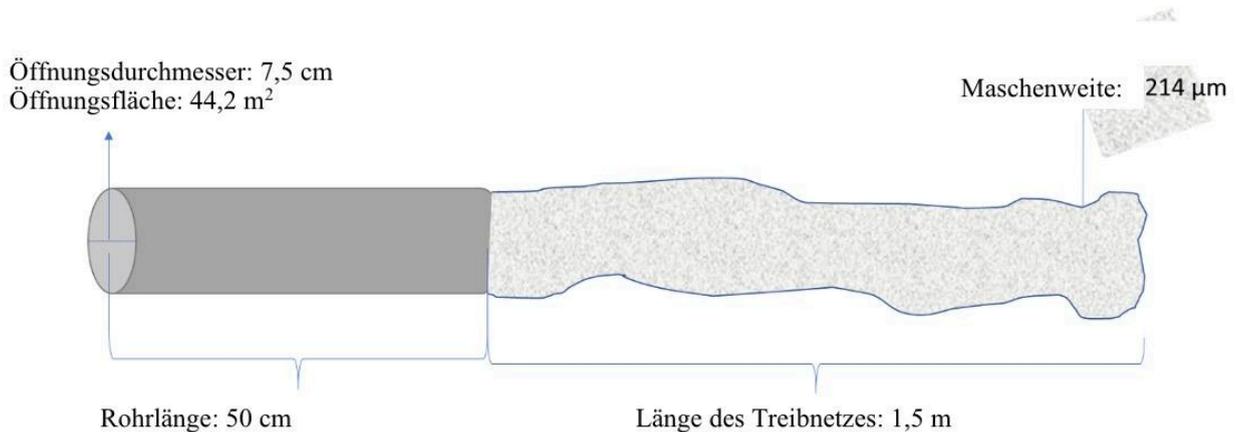


Abbildung 1.5.2. Schema eines Treibnetzes mit den entsprechenden Abmessungen

1.5.1. Hier sind die Daten, die während und nach der Sammlung der Driftproben mit den Treibnetzen 1, 2 und 3 erhalten wurden, die alle die gleichen Abmessungen haben: Jedes Treibnetz hat eine Länge von 1,5 m, einer Maschenweite von 214 µm, eine Rohrlänge von 50 cm, einen Öffnungsdurchmesser von 7,5 cm und eine Öffnungsfläche von 44,2 cm²:

Treibnetz 1	Treibnetz 2	Treibnetz 3
Probenahmedauer: 13:20 bis 14:05 Uhr	Probenahmedauer: 13:20 bis 14:07	Probenahmedauer: 13:20 bis 14:10 Uhr
Wasserströmungsgeschwindigkeit: 0,5 m/s	Wasserströmungsgeschwindigkeit: 0,7 m/s	Wasserströmungsgeschwindigkeit: 0,4 m/s
Anzahl der Makroinvertebraten: <ul style="list-style-type: none"> ● Ephemeropteren: 22 ● Amphipoden: 36 ● Dipteren: 12 	Anzahl der Makroinvertebraten: <ul style="list-style-type: none"> ● Ephemeropteren: 28 ● Amphipoden: 38 ● Dipteren: 10 	Anzahl der Makroinvertebraten: <ul style="list-style-type: none"> ● Ephemeropteren: 15 ● Amphipoden: 22 ● Diptera: 17

Berechnet das Wasservolumen, das während des Probenahmezeitraums durch jeden Driftfänger fließt, und die Driftdichte (Anzahl der Organismen/m³) für jede taxonomische Gruppe in jeder Driftprobe und die durchschnittliche Driftdichte für jede Gruppe unter Berücksichtigung aller drei Replikatdriftproben. Tragt die Ergebnisse (auf zwei Dezimalstellen gerundet) in Tabelle 1.5.1 auf eurem Antwortbogen ein. (8 Punkte)

1.5.2. Berechnet die Driftneigung für jede taxonomische Gruppe (Ephemeroptera, Amphipoda, Diptera) anhand der folgenden Daten (1,5 Punkte):

	Benthische Dichte (Anzahl der Individuen/m²)	Driftdichte (Anzahl der Individuen/m³)
Ephemeropteren	429	10
Amphipoda	3531	24
Diptera	122	12

Verwendet die folgende Formel, um die Driftneigung zu bestimmen:

$$\text{Driftneigung} = \text{Driftdichte} / \text{benthische Dichte}$$

1.5.3. Ein höherer Wert für die Driftneigung gibt an, dass der Organismus mit größerer Wahrscheinlichkeit flussabwärts driftet. Tragt die Ergebnisse (auf drei Dezimalstellen gerundet) in Tabelle 1.5.2 ein und zieht Schlussfolgerungen darüber, welche Gruppen mit größerer Wahrscheinlichkeit stromabwärts abdriften. Tragt eure Antworten in Tabelle 1.5.3 auf dem Antwortbogen ein. (1,5 Punkte)

Aufgabe 2: Meersalz aus kroatischen Salinen

Einleitung

Iod ist ein wichtiger Nährstoff, der für das ordnungsgemäße Arbeiten der Glandula thyreoidea (Schilddrüse) benötigt wird. Ein Iodmangel in der Ernährung kann zu verschiedenen gesundheitlichen Problemen führen, z. B. zu einer vergrößerten Schilddrüse sowie Schilddrüsenunterfunktion.

Obwohl Iod in Spuren in Milchprodukten, Eiern und Meeresfrüchten vorkommt, erhöht die Anreicherung von Speisesalz mit Iod die Iodzufuhr für den menschlichen Verzehr. Iod kommt in der Natur in verschiedenen Formen vor, z. B. elementar (I_2) oder als Iodid- (I^-) und Iodat- (IO_3^-) Salze.

Kochsalz für den menschlichen Verzehr kann durch Verdampfen von Meerwasser oder durch den Abbau von Steinsalz gewonnen werden. Kroatien ist für seine drei Salinen in Ston, Nin und Pag bekannt. Nur zwei dieser Salinen setzen ihrem Meersalz Iod zu. Eure Aufgabe ist es, herauszufinden, welche Salinen ihrem Meersalz Iod zusetzen, in welcher/n Form(en) und in welcher Konzentration Iod in diesem Meersalz enthalten ist.

Schritt 2.1. Chemische Reaktionen zur Bestimmung der Iodspezies

Materialien

- 6 mL Reagenzglas - 14
- Reagenzglasständer
- 25 mL Becherglas - 3
- Glaspasteurpipette mit Pipettierball - 3
- Abfallbecherglas und -flasche
- Deionisiertes Wasser (dH_2O)

Lösungen in 20-mL-Flaschen mit Tropfpipetten ($M = \text{mol dm}^{-3}$)

- KI, $c(\text{KI}) = 0,5 \text{ M}$
- I_2 in KI, $c(I_2) = 0,05 \text{ M}$
- KIO_3 , $c(KIO_3) = 0,05 \text{ M}$
- HNO_3 , $c(HNO_3) = 1,9 \text{ M}$
- $FeCl_3$, $c(FeCl_3) = 0,18 \text{ M}$
- Stärke, $w = 0,2 \% (w/v)$
- $AgNO_3$, $c(AgNO_3) = 0,1 \text{ M}$
- NH_3 , $c(NH_3) = 4,0 \text{ M}$
- NaCl, $c(NaCl) = 0,3 \text{ M}$

Probenlösungen

- in Flaschen mit den Bezeichnungen Salz **1**, Salz **2** und Salz **3** (**die Masse des Salzes und das Volumen der Lösung sind auf dem Etikett angegeben**)

Deine erste Aufgabe ist es, die Nachweisreaktionen für Iod (I_2), Iodat (IO_3^-), Iodid (I^-) und Chlorid (Cl^-) in wässriger Lösung durchzuführen. Wähle fünf Reagenzgläser (T1-T5) aus dem Reagenzglasständer. Gib die Reagenzien wie in Tabelle 2.1 angegeben in jedes Reagenzglas. Mische nach jeder Zugabe vorsichtig. Beobachte und notiere die Veränderungen in Tabelle 2.1.1. auf dem Antwortblatt.

Tabelle 2.1. Vorgehensweise für die Nachweisreaktionen von Iod (I_2), Iodat (IO_3^-), Iodid (I^-) und Chlorid (Cl^-) in wässriger Lösung.

Reagenzglas		Verfahren
T1	Nachweis von Iod	Gib in T1 1-2 Tropfen I_2 und 1-2 Tropfen Stärkelösung.
T2	Nachweis von Iodat	Gib in T2 1-2 Tropfen KIO_3 , 1-2 Tropfen HNO_3 , 1-2 Tropfen Stärkelösung und 1-2 Tropfen KI. $IO_3^-(aq) + 5I^-(aq) + 6H^+(aq) \rightarrow 3I_2(aq) + 3H_2O(l)$
T3	Nachweis von Iodid	Gib in T3 1-2 Tropfen KI, 1-2 Tropfen Stärkelösung und 1-2 Tropfen $FeCl_3$. $2Fe^{3+}(aq) + 2I^-(aq) \rightarrow 2Fe^{2+}(aq) + I_2(aq)$
T4	Nachweis von Iodid	a) Gib in T4 1-2 Tropfen KI und 1-2 Tropfen $AgNO_3$.
		b) Gib dann 4-5 Tropfen der NH_3 -Lösung in dasselbe Reagenzglas (T4).
T5	Nachweis von Chlorid	a) Gib in T5 1-2 Tropfen $NaCl$ und 1-2 Tropfen $AgNO_3$.
		b) Gib dann 4-5 Tropfen der NH_3 -Lösung in dasselbe Reagenzglas (T5).

2.1.1. Fülle Tabelle 2.1.1. auf dem Antwortblatt mit deinen Ergebnissen aus, indem du die beobachtete Veränderung mit einem X markierst. (3,5P)

2.1.2. Trage die ausgeglichenen, indizierten Reaktionsgleichungen der Reaktionen, die in den Reagenzgläsern T4 und T5 im ersten Schritt stattgefunden haben, in Tabelle 2.1.2. auf dem Antwortblatt ein. (1P)

Schritt 2.2. Qualitative Analyse der Meersalzlösungen

Deine Aufgabe ist es, die Form zu bestimmen, in der Iod in den mit Salz **1**, Salz **2** und Salz **3** gekennzeichneten Meersalzproben enthalten ist.

Fülle jeweils ca. 5 mL dieser Salzlösungen in drei kleine Bechergläser. Wähle neun Reagenzgläser aus dem Reagenzglasalter (T6-T14). In die ersten drei Reagenzgläser (T6-T8) gibst du 1-2 Tropfen der Lösung von Salz **1**. In die zweiten drei Reagenzgläser (T9-T11) gibst du 1-2 Tropfen der Lösung von Salz **2**. In die letzten drei Reagenzgläser (T12-T14) gibst du 1-2 Tropfen der Lösung von Salz **3**.

Bestimme die Form, in der Iod in Salz **1**, **2** und **3** vorhanden ist, indem du spezifische Reagenzien zur Bestimmung von Iod (I_2), Iodat (IO_3^-) und Iodid (I^-) hinzufügst, wie es in Tabelle 2.1. beschrieben ist.

Reaktionen in T1-T3:

- T6, T9 und T12 - führe ein Experiment zum Nachweis von Iod durch (T1)
- T7, T10 und T13 - führe ein Experiment zum Nachweis von Iodat durch (T2)
- T8, T11 und T14 - führe ein Experiment zum Nachweis von Iodid durch (T3)

(**HINWEIS:** I^- oxidiert mit der Zeit zu I_2 , was zu einer falsch positiven Reaktion führt, auch wenn kein IO_3^- vorhanden ist. Notiere daher nur die Veränderungen, die **bis zu 1 Minute** nach der Zugabe der Reagenzien beobachtet werden).

2.2.1. Fülle Tabelle 2.2.1. auf dem Antwortblatt aus, indem du die beobachtete Veränderung mit einem X markierst. (1,5P)

2.2.2. Fülle Tabelle 2.2.2. auf dem Antwortblatt aus, indem du die beobachtete Veränderung mit einem X markierst. (1,5 P)

2.2.3. Fülle Tabelle 2.2.3. auf dem Antwortblatt aus, indem du die beobachtete Veränderung mit einem X markierst. (1,5P)

2.2.4. Kreuze in Tabelle 2.2.4. auf dem Antwortblatt die richtige Form von Iod, die in den Meersalzproben vorhanden ist, mit einem X an oder kreuze „Kein Iod“ an, wenn keines vorhanden ist. (1,5P)

Schritt 2.3. Quantitative Bestimmung der Iodspezies in Meersalz

Materialien

- 50 mL Vollpipette - 2
- Peleusball
- 25-mL-Bürette auf Stativ
- 5 mL Vollpipette - 3
- 300 mL Erlenmeyerkolben - 3
- Glastrichter
- Rote Karte
- Abfallbecherglas und -flasche
- Deionisiertes Wasser (dH_2O)

Lösungen in 100-mL-Flaschen ($\text{M} = \text{mol dm}^{-3}$)

- KI , $c(\text{KI}) = 0,005 \text{ M}$
- H_2SO_4 , $c(\text{H}_2\text{SO}_4) = 1,5 \text{ M}$
- Stärke, $w(\text{Stärke}) = 0,2 \% (w/v)$
- NaClO , $c(\text{NaClO}) = 0,02 \text{ M}$
- HCOOH , $c(\text{HCOOH}) = 0,5 \text{ M}$
- $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$, $c(\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3) \approx 0,001 \text{ M}$ standardisierte Lösung (**die genaue Konzentration ist auf dem Etikett angegeben**)

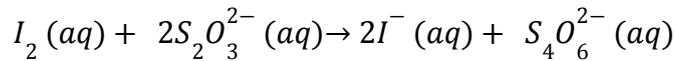
Probenlösungen

- in Flaschen mit den Bezeichnungen Salz **1**, Salz **2** und Salz **3** (**die Masse des Salzes und das Endvolumen der Lösung sind auf dem Etikett angegeben**)

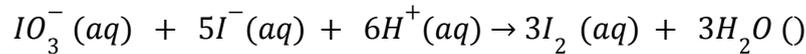
Deine nächste Aufgabe ist es, **nur** Salzproben zu analysieren, die Iod in Form von I_2 , I^- oder IO_3^- enthalten, und die Menge an Iod darin zu bestimmen.

Der Iodgehalt in Salzproben kann durch iodometrische Titration bestimmt werden. Das Verfahren ist für alle drei Iodformen ähnlich, wobei der Hauptunterschied im ersten Schritt besteht, in dem alle anionischen Iodformen in I_2 umgewandelt werden:

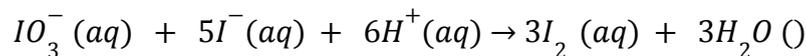
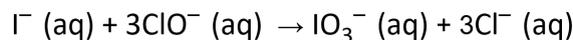
A) Iod liegt in Form von I_2 vor, kann in Gegenwart von Stärke direkt mit Thiosulfat titriert werden.



B) Iod liegt in Form von IO_3^- vor, sodass der erste Schritt die Reduktion von Iodat zu Iod ist.



C) Iod liegt in Form von I^- vor, sodass der erste Schritt die Oxidation von Iodid, die Entfernung des überschüssigen Oxidationsmittels und die Zugabe von Kaliumiodid ist, um freies Iod zu bilden.



Anschließend kann das Iod mit einer Natriumthiosulfatlösung in Gegenwart von Stärke titriert werden.

Deine erste Aufgabe ist es, die Proben auszuwählen, die du analysieren wirst, und dann das Verfahren für die Form des Iods in den Meersalzproben auszuwählen, das auf den Ergebnissen aus 2.2.4. basiert.

2.3.1. Bestimme die Oxidationszahl von Iod im Iodmolekül, Iodat-Ion und Iodid-Ion. Schreibe die richtige Antwort in Tabelle 2.3.1. auf dem Antwortblatt. (1,5P)

2.3.2. Bestimme bei der Reaktion von Iod mit Thiosulfat, welche Spezies reduziert und welche oxidiert wird. Kreuze deine Antwort mit X in der entsprechenden Zelle in Tabelle 2.3.2 auf dem Antwortblatt an. (1P)

2.3.3. Welche Rolle spielt Stärkelösung bei der Titration von Iod mit der Natriumthiosulfat-Lösung? Gebe den entsprechenden Buchstaben auf dem Antwortblatt an. (0,5P)

a) Stärke wird als Indikator beim Nachweis des Endpunkts der Reaktion mit Iod verwendet.

b) Stärke wird zur Stabilisierung der Iodlösung verwendet.

c) Stärke wird verwendet, um ein saures Milieu zu erreichen, das für die Reduktion von Iodat-Ionen zu Iod erforderlich ist.

2.3.4. Kreuze in der Tabelle 2.3.4. mit einem X an, welche Salzproben du aufgrund der vorherigen Ergebnisse ausgewählt hast. (1P)

2.3.5. Schreibe in Tabelle 2.3.5 auf dem Antwortblatt, welches Verfahren du gewählt hast (A, B, C oder keines) und hebe die rote Karte hoch, damit der Laborassistent deine Antwort überprüfen kann. Erst danach kannst du mit dem Experiment beginnen. Der Laborassistent prüft die Antworten auf die Aufgaben 2.2.4. und 2.3.4. und 2.3.5. und unterschreibt sie, wenn die Antworten richtig sind. Wenn die Antworten falsch sind, erhältst für diese Aufgaben keine Punkte, aber der Laborassistent wird dir die richtigen Antworten geben. (1,5P)

Wähle auf der Grundlage der Ergebnisse von Schritt 2.2. oder der richtigen Antworten des Laborassistenten eines der folgenden Verfahren zur Quantifizierung von Iod in den Meersalzproben aus:

- A) Liegt das Iod in Form von I_2 vor, wird wie folgt vorgegangen:
Pipettiere 50 mL der Meersalzprobe in den Erlenmeyerkolben.
Titriere die Meersalzprobe mit Natriumthiosulfatlösung, bis die Salzlösung ihre Farbe von gelb in ein sehr helles Gelb ändert.
Gib 1 mL Stärkelösung hinzu und titriere weiter, bis die blaue Farbe vollständig verschwunden ist.
- B) Liegt das Iod in Form von IO_3^- vor, wird wie folgt vorgegangen:
Pipettiere 50 mL der Meersalzprobe in den Erlenmeyerkolben.
Gib 5 mL Kaliumiodidlösung und 2 mL Schwefelsäurelösung hinzu.
Titriere die Lösung der Salzproben mit Natriumthiosulfatlösung, bis die Salzlösung ihre Farbe von gelb in ein sehr helles Gelb ändert.
Gib 1 mL Stärkelösung hinzu und titriere weiter, bis die blaue Farbe vollständig verschwunden ist.
- C) Liegt das Iod in Form von I^- vor, wird wie folgt vorgegangen:
Pipettiere 50 mL der Meersalzprobe in den Erlenmeyerkolben.
Gib 2,5 mL Natriumhypochloritlösung hinzu und rühre gut um.
Gib 5 mL Ameisensäurelösung hinzu und schwenke, um überschüssiges Oxidationsmittel zu entfernen.
Gib 2,5 mL Kaliumiodidlösung und 2 mL Schwefelsäurelösung hinzu.
Titriere mit der Natriumthiosulfatlösung, bis die Salzlösung ihre Farbe von gelb in ein sehr helles Gelb ändert.
Gib 1 mL Stärkelösung hinzu und titriere weiter, bis die blaue Farbe vollständig verschwunden ist.

Führe das gewählte Verfahren **MINDESTENS** dreimal für jede Probe durch. Schreibe die Volumina von $Na_2S_2O_3$, die für jede Titration verwendet wurden, auf das Antwortblatt (Aufgaben 2.3.6-2.3.8). **Hinweis:** Verwende die 50-mL-Pipetten zum Pipettieren von Proben und die 5-mL-Pipetten zum Pipettieren von Reagenzien.

(Gesamtpunktzahl für 2.3.6 + 2.3.7 + 2.3.8: 12P)

2.3.6. Wenn du Probe 1 analysiert hast, trage die Volumina von $Na_2S_2O_3$ für die Titration in Tabelle 2.3.6 auf dem Antwortblatt ein, kreise für die Auswertung geeignete Werte ein und berechne den Durchschnitt. Wenn du die Salzprobe 1 nicht analysiert hast, schreibe “/” in die Zellen von Tabelle 2.3.6.

2.3.7. Wenn du Probe **2** analysiert hast, trage die Volumina von $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$ für die Titration in Tabelle 2.3.7. auf dem Antwortblatt ein, kreise für die Auswertung geeignete Werte ein und berechne den Durchschnitt. Wenn du die Salzprobe **2** nicht analysiert hast, schreibe “/” in die Zellen von Tabelle 2.3.7.

2.3.8. Wenn du Probe **3** analysiert hast, trage die Volumina von $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$ für die Titration in Tabelle 2.3.8. auf dem Antwortblatt ein, kreise für die Auswertung geeignete Werte ein und berechne den Durchschnitt. Wenn du die Salzprobe **2** nicht analysiert hast, schreibe “/” in die Zellen von Tabelle 2.3.7.

2.3.9. Berechne die Molmasse (in g mol^{-1}). Natriumthiosulfat ($\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$), Iodmolekül (I_2), Kaliumiodat (KIO_3) und Kaliumiodid (KI). Schreibe die Antwort in die Tabelle 2.3.9. auf dem Antwortblatt. (2P)

2.3.10. Berechne die Stoffmenge (in mol) an Natriumthiosulfat, die für die Titration von Proben verwendet wurde, in Tabelle 2.3.10. auf dem Antwortblatt. Gebe die Proben an, für die du eine Berechnung durchführst (Probe **1, 2** oder **3**). (1P)

2.3.11. Berechne in Tabelle 2.3.11. auf dem Antwortblatt die Stoffmenge (in Mol) der Iodspezies (Γ , I_2 oder IO_3^- , je nach der in der jeweiligen Probe vorhandenen Form), die in der ursprünglichen Probenlösung (250 ml) enthalten ist. Gebe die Proben an, für die du eine Berechnung durchführst (Probe **1, 2** oder **3**). (2P)

2.3.12. Berechne in Tabelle 2.3.12. auf dem Antwortblatt die Masse der Iodspezies (KI , I_2 oder KIO_3 , entsprechend der in der jeweiligen Probe vorhandenen Form) in den Proben. Gebe die Proben an, für die du eine Berechnung durchführst (Probe **1, 2** oder **3**). (1P)

2.3.13. Berechne in der Tabelle 2.3.13. auf dem Antwortblatt den Anteil (in mg pro kg Salz) der Iodspezies (KI , I_2 oder KIO_3 , entsprechend der Form des Iods, das in der jeweiligen Probe vorhanden ist) in den Proben, gerundet auf 2 Dezimalstellen. Gebe die Proben an, für die du eine Berechnung durchführst (Probe **1, 2** oder **3**). (1P)

2.3.14. Ordne anhand der Ergebnisse auf der Karte auf dem Antwortblatt die Salinen zu, aus denen die Salzproben stammen (Salz 1, Salz 2 und Salz 3), wenn Sie wissen, dass die Saline in Ston ihrem Salz kein Iod hinzufügt und dass die Saline in Pag ihrem Salz mehr Iod hinzufügt als die Saline in Nin. (2P)



Abbildung 2.1. Karte von Kroatien mit eingezeichneter Hauptstadt (Zagreb) und Orten, in denen sich die Salinen befinden.

Aufgabe 3: Lichtbrechung in wässriger NaCl-Lösung

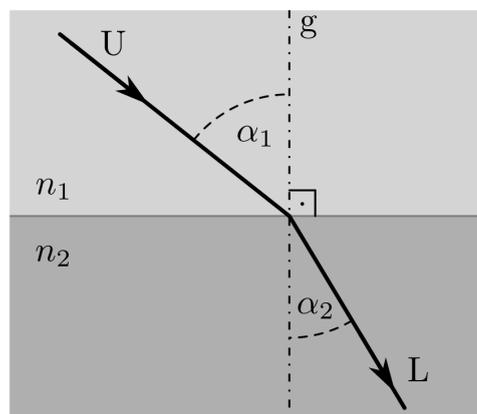
Materialien und Ausrüstung

- Eine Plexiglaswanne mit den Außenmaßen 28 cm x 14,5 cm x 8 cm
- Kochsalz
- Eine Küchenwaage
- Millimeterpapier - 3 (bei Bedarf kannst du den Assistenten um zusätzliche Papiere bitten)
- 100 Stecknadeln (zum Verfolgen des Weges der Lichtstrahlen und zum Fixieren von Millimeterpapier)
- Ein Lineal
- Styroporstücke - 2
- Gewichte - 2
- Flasche mit deionisiertem Wasser
- Zwei Plastiklöffel
- Ein Papier-/Plastikbecher zum Abwiegen von Salz
- Ein Computer

3.1. Einführung

In dieser Aufgabe sollst du den Brechungsindex von Licht in entionisiertem Wasser und in einer 20 %igen wässrigen Kochsalzlösung (NaCl) messen.

In einem (teilweise) transparenten homogenen optischen Medium (z.B. Luft, Vakuum, Wasser, Glas ...) breitet sich Licht geradlinig aus. Wenn Licht von einem Medium in ein anderes übergeht, wird es gebrochen, wie im Snellschen Gesetz beschrieben und in Abbildung 3.1 dargestellt. Die Konstanten n_1 und n_2 werden als Brechungsindex der entsprechenden Medien bezeichnet und sind Zahlen ohne Einheiten.



Snell's law
$$n_1 \sin \alpha_1 = n_2 \sin \alpha_2$$

Abbildung 3.1. Die Ausbreitung eines Lichtstrahls, der von einem Medium in ein anderes gelangt. 'U' - einfallender Strahl, 'L' - gebrochener Strahl, 'g' - eine Linie, die senkrecht auf der ebenen Grenze der Medien steht, α_1 , α_2 - Winkel des einfallenden und des gebrochenen Strahls von der Linie 'g'. n_1 und n_2 - Brechungsindizes der Medien.

Der ungefähre Wert der Brechungsindizes einiger Materialien ist in Tabelle 3.1 angegeben. In dieser Aufgabe verwenden wir den ungefähren Wert für Luft . $n_{air} = 1.000$

Tabelle 3.1: Verschiedene Näherungswerte der Brechungsindizes n für sichtbares Licht.

Substanz	n
Vakuum	1.000
Luft	1.0003
Glas	1.551
Plexiglas	1.495

Substanz	Brechungsindex n
Glycerin	1.473
Ethanol	1.362
Eis	1.310
Saphir	1.770

3.2. Ausbreitung des Lichtstrahls

3.1.1. In Abbildung 3.2 a) und b) erreicht der eintreffende Strahl (graue gestrichelte Linie) die Grenze zwischen zwei Medien (volle schwarze Linie), in diesem Fall zwischen Saphir und Ethanol. (In der Abbildung sind auch zwei Winkelmesser eingezeichnet, einer auf jeder Seite der Grenze zwischen zwei Medien). Zeichne anhand der Daten aus Tabelle 3.1 und dem Snellschen Gesetz die gebrochenen Strahlen für beide Fälle auf den Antwortbogen. (Die Genauigkeit der Zeichnung darf nicht schlechter als ± 1 Grad sein.) Zeige deine Berechnung. (2 p + 2 p)

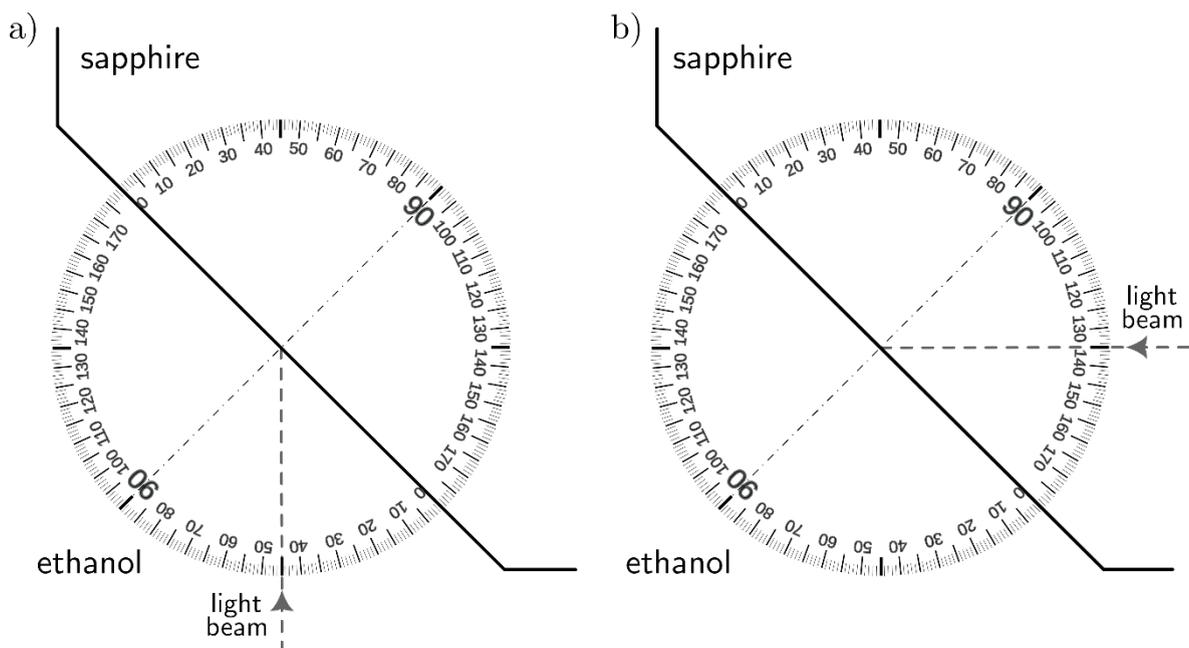


Abbildung 3.2. Durchgehende schwarze Linie: die Grenze zwischen Ethanol und Saphir. Grau gestrichelte Linie: der einfallende Lichtstrahl (der Pfeil zeigt die Richtung der Ausbreitung an).

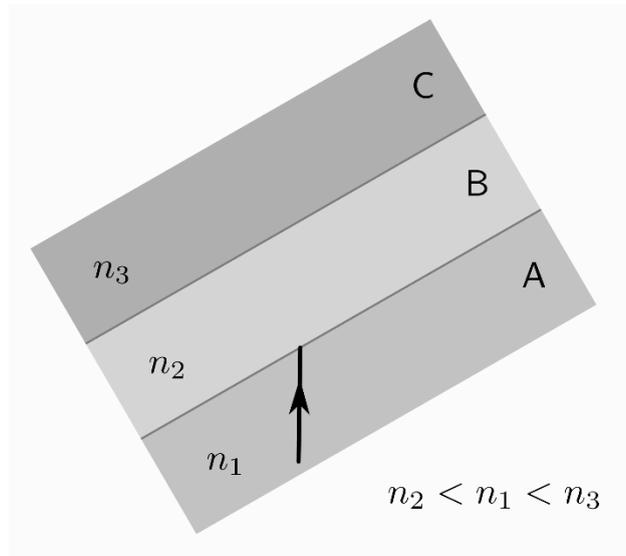


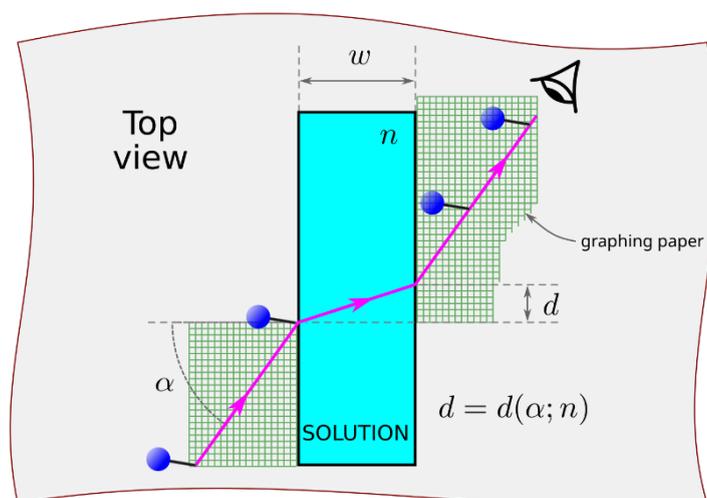
Abbildung 3.3. Die schwarze Linie mit einem Pfeil stellt die Richtung des einfallenden Lichtstrahls im Medium A (mit dem Brechungsindex n_1) dar.

3.1.2. In Abbildung 3.3 wird ein Lichtstrahl nacheinander an mehreren Grenzen verschiedener Medien gebrochen. Skizziere für den einfallenden Strahl in Medium A, wie in der Abbildung dargestellt, den ungefähren Weg des Lichtstrahls in den Medien B und C auf dem Antwortbogen. Achte dabei besonders auf die relative Richtung der Strahlen in den Medien A und C. (3 p)

3.3. Messung des Brechungsindex

3.3.1. Einführung

Um den Brechungsindex von deionisiertem Wasser (und später auch von wässriger Kochsalzlösung) zu messen, verwenden wir den in Abbildung 3.4 skizzierten Aufbau, der auf der Verfolgung eines Lichtstrahls, d.h. seiner Brechung an der Luft-Wasser-Grenzfläche, durch Messung des Eintrittswinkels des Lichtstrahls und dem Abstand d beruht.



Titel der Spalte	Bedeutung
α (deg)	Der Winkel der einfallenden Lichtstrahlen.
x genau (cm) ----- y genau (cm)	Genau (berechnete) Werte der Abstände vom Ursprung, die vom Winkel α abhängen.
x (cm) ----- y (cm)	Die Werte der x - und y -Koordinaten, die ungefähr dem Winkel α entsprechen und einen halbzahligen Wert in Zentimetern verwenden (geeignete Werte sind z. B. 2,0 cm oder 4,5 cm, während ungeeignete Werte z. B. 2,3 cm oder 4,6 cm sind).
d (cm) 0% ----- d (cm) 20%	Experimentell ermittelte Abstandswerte d für das deionisierte Wasser (0%) und für die wässrige Kochsalzlösung (20% Massenanteil).

3.3.2.1 Bestimmung von α

Da die Brechungsindizes von Wasser und der wässrigen Salzlösung leicht unterschiedlich sind, werden wir die Winkel α festlegen, indem wir geeignete Positionen/Koordinaten auf dem Millimeterpapier wählen. Wir beginnen mit ganzzahligen Winkeln und versuchen, Koordinaten auf dem Millimeterpapier zu finden, die ihnen ungefähr entsprechen. So können wir die Winkel genauer bestimmen (z. B. ist es genauer, die Koordinate 1,5 cm zu wählen, anstatt die Koordinate 1,487 cm, die einem ganzzahligen Winkel entsprechen würde). Die teilweise ausgefüllte Tabelle wird uns dabei helfen (siehe ein Beispiel in Tabelle 3.3).

α (deg)	x genau (cm)	y genau (cm)	x (cm)	y (cm)	d (cm) 0%	d (cm) 20%
0	17	0	17	0	0	0
5	17	1.487	17	1.5
10	17	2.998	17	3.0
15		
20		
...		
70						
75						

Tabelle 3.3: Ein Beispiel für eine Tabelle, in der die gemessenen und berechneten Werte eingetragen werden.

In der ersten Spalte sind vorgegebene Winkel α , für die wir die Abstände d bestimmen wollen. Wir legen den Strahlengang fest, indem wir zwei Stecknadeln in das Millimeterpapier auf dem Styropor stecken. Eine Stecknadel wird in die Ecke des Millimeterpapiers neben der Wanne mit der Flüssigkeit gesteckt (siehe Abbildung 3.6. a). Diese Stecknadel hat die Koordinaten $(x, y) = (0, 0)$. Die andere Stecknadel wird auf dem Millimeterpapier mit den Koordinaten (x, y) platziert. Du

kannst die Richtung des Lichts messen, indem du von der Seite schaust, wann die Stecknadeln in deinem Blickfeld genau hintereinander liegen.

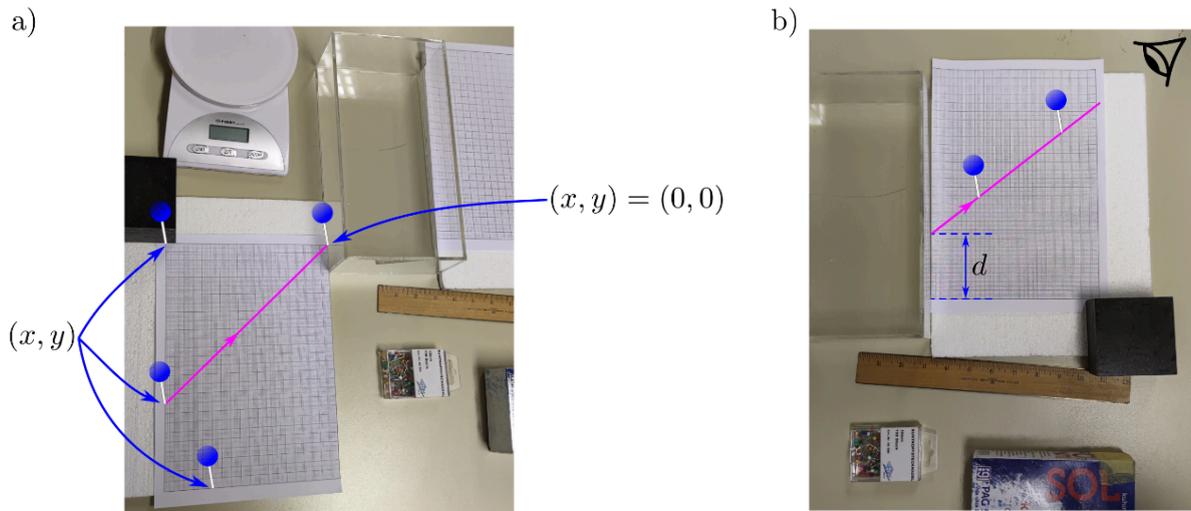


Abbildung 3.6. a) Skizze der Position der Stecknadeln für den eingehenden Lichtstrahl. b) Skizze der Position der Stecknadeln für den ausgehenden Lichtstrahl.

3.2.1. Um den Winkel α so genau wie möglich zu bestimmen, sollten die Stecknadeln so weit wie möglich voneinander entfernt sein. Fülle anhand der Abmessungen des Millimeterpapiers die Spalten 'x genau (cm)' und 'y genau (cm)' in der Tabelle 3.3 auf dem Antwortbogen aus. (Bei nicht ganzzahligen Werten reicht es aus, nur drei signifikante Stellen anzugeben.) Achte darauf, dass alle Koordinaten auf dem vorgegebenen Millimeterpapier untergebracht werden können! (1 p)

3.2.2. Da "exakte" Koordinaten einen Dezimalteil haben, würde die Platzierung der Stecknadel in den angegebenen Koordinaten eine Genauigkeit erfordern, die kleiner als ein Millimeter ist. Deshalb ersetzen wir die "exakten" Koordinaten durch Koordinaten, die ihnen sehr nahe kommen, ausgedrückt in halben Zentimetern. Fülle die Spalten "x (cm)" und "y (cm)" in Tabelle 3.3 auf dem Antwortbogen entsprechend aus. Achte darauf, dass alle Koordinaten auf das vorgegebene Millimeterpapier übertragen werden können! (3 p)

Die Koordinaten 'x (cm)' und 'y (cm)' sind die Koordinaten, für die wir nun den neuen Winkel α genau bestimmen können und wo du deine Stecknadeln platzieren kannst.

3.3.2.2 Bestimmung des Abstands d

Du kannst den Weg des gedachten Lichtstrahls, der aus der Wanne austritt, verfolgen, indem du von der Seite schaust und zwei Stecknadeln auf das zweite Millimeterpapier setzt (siehe Abbildung 3.6. b). Achte auf die Platzierung und die Ausrichtung des Millimeterpapiers, um sicherzustellen, dass du die Abstände d richtig bestimmst. Um die Genauigkeit der Messung für einen einzelnen Lichtstrahl zu maximieren, solltest du die beiden Stecknadeln nicht zu nahe beieinander platzieren. **Plane deinen Versuchsaufbau so, dass du das Millimeterpapier nicht verschiebst, während du die verschiedenen Strahlen aufzeichnest, da dies zu zusätzlichen Fehlern bei den Messungen führen würde.**

3.2.3. Fülle die Wanne weniger als zur Hälfte mit deionisiertem Wasser und platziere die Stecknadeln wie beschrieben auf dem Millimeterpapier. Nachdem du (alle) Stecknadeln auf dem zweiten Millimeterpapier platziert hast, zeichne mit einem Lineal Linien, die die Stecknadeln der einzelnen Strahlen verbinden, und verlängere sie bis zum Rand des Millimeterpapiers. So kannst du den Abstand d für jeden der Strahlen bestimmen und ihn in Tabelle 3.3 in der Spalte " d (cm) 0%" auf dem Antwortbogen eintragen (siehe Abbildung 3.6. b). (9 p)

3.2.4. Gib die entsprechende Menge Kochsalz in die Wanne, so dass du eine wässrige Lösung mit 20 % Massenanteil erhältst. (Der "20 %ige Massenanteil" bedeutet: Für 24 g entmineralisiertes Wasser gibst du 6 g Salz hinzu.) Schreibe die Masse und Höhe des deionisierten Wassers und die Masse des hinzugefügten Salzes auf den Antwortbogen. Achte darauf, dass das gesamte Salz im Wasser aufgelöst ist. (1 p)

3.2.5. Um die Abstände d zu bestimmen, gehe wie in 3.2.3. vor und fülle die Spalte ' d (cm) 20%' aus. (9 p)

3.3.3 Bestimmung der Brechungsindizes

Der Ausdruck für die Abhängigkeit des Abstands d vom Winkel α (Gleichung (3.1)) ist kompliziert. Wir können ihn jedoch reduzieren auf (der Index i bezeichnet eine bestimmte Messung):

$$\sin \alpha_i \sqrt{w^2 + d_i^2} = n d_i \quad (3.2)$$

(Hier entsprechen die Winkel α_i den neuen Winkeln mit halbzahligen Koordinaten und w ist die äußere Breite der Wanne.) Durch die Einführung der Variablen

$$\begin{aligned} X_i &= d_i \\ Y_i &= \sin \alpha_i \sqrt{w^2 + d_i^2} \end{aligned} \quad (3.3)$$

kann die obige Beziehung geschrieben werden als

$$Y_i = n X_i \quad (3.4)$$

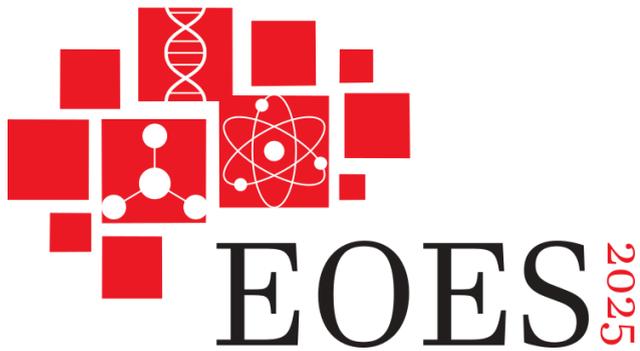
was die Gleichung einer Geraden durch den Ursprung ist. Mit diesem Ausdruck können wir den Wert des Brechungsindex n leicht als Steigung der Geraden $Y = Y(X)$ ermitteln.

Um die Steigung der Linie in Ausdruck (3.4) zu finden, verwenden wir einen Computer und das MS Excel-Programm (Dateiname: **AUSTRIA-TEAM-A**.xlsx), das uns dabei hilft, zwei Dinge zu tun: die Wertepaare (X_i, Y_i) anhand der gemessenen Daten zu berechnen und dann die Steigung (und ihren Fehler) der Linie $Y = Y(X)$ zu bestimmen, die gleich dem Brechungsindex n ist. Dazu trägst du die erhaltenen Messwerte aus den Spalten ' x (cm)', ' y (cm)', ' d (cm) 0%' und ' d (cm) 20%' in die Excel-Tabelle auf dem Computer ein. Danach bildest du zwei Spalten, in denen du die Winkel α (sowohl im Bogenmaß als auch in Grad) bestimmst. Bilde schließlich zwei weitere Spalten, in denen du die Wertepaare (X_i, Y_i) gemäß den Ausdrücken (3.3) berechnest, und führe mit diesen Daten eine lineare Regression durch. Erzwingen nicht, dass die Regressionsgerade durch den Ursprung geht. (Wenn du Probleme bei der Regression hast, kannst du die rote Karte heben, um Hilfe zu erhalten).

3.3.1. Bestimme mithilfe einer linearen Regression die Steigung von $Y = Y(X)$ und damit die Brechungsindizes für deionisiertes Wasser und die wässrige Kochsalzlösung. Schreibe die

ermittelten Werte (zusammen mit ihren Fehlern mit zwei signifikanten Stellen) auf den Antwortbogen. (4 p)

3.3.2. Im Experiment und in der Berechnung haben wir den Einfluss der Wände der Plexiglaswanne ignoriert. Schätze anhand des Wertes des Brechungsindex von Plexiglas aus Tabelle 3.1, ob die wahren Werte der Brechungsindizes der Flüssigkeiten **höher**, **gleich** oder **niedriger** sind als die im Experiment gemessenen. Kreuze die Antwort () auf dem Antwortbogen an. (2 p)



Task 2
Aufgabenblatt

Zeit bewegt: Reaktionen, Rhythmen, Wachstum

EOES2025, Zagreb, Kroatien
26.04. - 03.05.2025.

Einführung in die Aufgabe:

Zeit und Veränderung sind der Kern allen Geschehens in der Natur. Chemische Reaktionen – ob sie in einem Wimpernschlag oder über Millionen von Jahren ablaufen – formen Materie ständig neu. Biologische Systeme entwickeln sich, wachsen und passen sich durch zeitabhängige Prozesse an. Physikalische Kräfte treiben Veränderungen an, von den kleinsten atomaren Bewegungen bis hin zu den gewaltigen Verschiebungen ganzer Galaxien. In allen Naturwissenschaften sind Zeit und Veränderung die verbindenden Fäden: Sie erklären Muster, führen zu Entdeckungen und offenbaren die dynamische Natur des Lebens und des Universums. In dieser Aufgabe lernt ihr, wie verschiedene Wissenschaften, die durch den Lauf der Zeit bedingten Veränderungen erfassen.

Hier sind die ungefähren Zeiten, die ihr für jede Aufgabe braucht.

Aufgabe 1 - Kinetik der Reaktion zwischen Kristallviolett und Hydroxid-Ionen - 3,5 Stunden
(Gesamtpunktzahl: 41,5)

Aufgabe 2 - Geschwindigkeit und Widerstand - 3 Stunden (Gesamtpunktzahl: 43,5)

Problem 3 - Wärmer, schneller, lebendiger - 3,5 Stunden inklusive 1 Stunde Inkubationszeit
(Gesamtpunktzahl: 40)

Hinweis: Lest euch zuerst das gesamte Aufgabenblatt durch und startet dann die Aufgaben.

Aufgabe 1. Kinetik der Reaktion zwischen Kristallviolett und Hydroxid-Ionen

Materialien und Ausrüstung

- UV-Vis-Küvetten aus Kunststoff mit Deckel - 4
- Ständer für UV-Vis-Küvetten - 1
- Flaschen mit Stammlösungen (**A** = NaOH, **B** = NaCl, **C** = Kristallviolett = CV)
- Maßkolben (3×50 mL, 1×10 mL)
- Messpipetten (5 mL und 10 mL)
- Peleusball
- Flasche mit destilliertem Wasser
- Tropfpipette -2
- Mikropipette (100-1000 μ L)
- Mikropipettenspitzen
- Bechergläser (1×100 mL, 1×50 mL, 4×25 mL)
- LEGO-Set mit Bauanleitung
- Stromquelle (Handyladekabel)
- USB zu Krokodilklemme (Kabel) - 1
- Bananenstecker zu Krokodilklemme (Kabel) - 2
- Doppelte Krokodilklemmen (Kabel) - 1
- 150 Ω Widerstand
- LED Dioden - 2
- Multimeter
- Stoppuhr
- Millimeterpapier
- Lineal
- Abfallbecherglas

Einleitung

Ein Photometer (allgemeiner ein Spektrophotometer) ist ein wichtiges Laborgerät für analytische Messungen. Es wird verwendet, um die Lichtabsorption einer bestimmten Wellenlänge in einer Lösung zu messen, wodurch die Konzentration der absorbierenden Spezies (gelöste Substanz) in der Probe bestimmt werden kann. Diese Geräte sind teuer und in Schulen oft nicht erhältlich. Eine sehr einfache und billige Version des Instruments kann jedoch aus leicht erhältlichen Teilen zusammengesetzt werden - LEDs, Kabel, ein Handyladestecker, ein Multimeter und LEGO-Steine. Das ist eure heutige Aufgabe. Es ist bekannt, dass eine LED, die an eine Stromversorgung angeschlossen ist, leuchtet, aber es funktioniert auch umgekehrt - wenn man die LED mit Licht bestrahlt, entsteht an ihr eine Spannung, die abhängig von der Intensität des Lichts ist, das sie

erreicht. Das ist die Grundlage für die Lichtquelle und den Detektor in dem Instrument, das ihr heute zusammenbauen werdet (Abb. 1.1.).

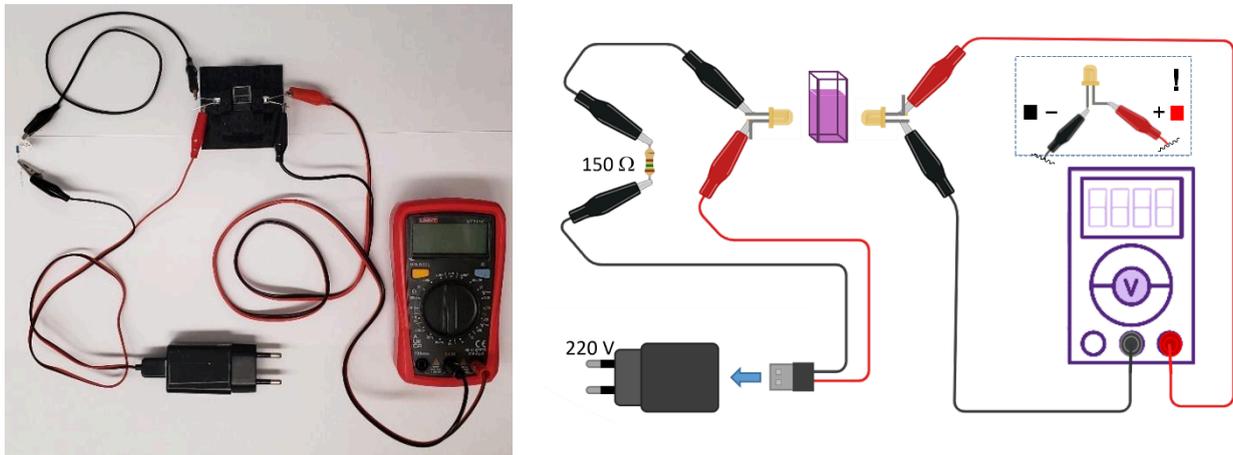


Abbildung 1.1. Das Gerät, das ihr heute zusammenbauen werdet (links) und Schaltplan (rechts).

Die Probenlösung in der Küvette zwischen der Lichtquelle und dem Detektor absorbiert einen Teil des einfallenden Lichts. In diesem Experiment werdet ihr eine Lösung des Farbstoffs Kristallviolett (CV) verwenden, der eine intensiv violette Farbe hat. Das bedeutet, dass er violettes Licht durchlässt und gleichzeitig Licht in seiner Komplementärfarbe Gelb absorbiert. Deshalb sind die LEDs, die du als Lichtquelle verwendest, gelb. Die Spannung, die ihr am Multimeter ablesen könnt, ist im Messbereich annähernd direkt proportional zur Intensität des Lichts, das den Detektor erreicht, was die Messung der Extinktion ermöglicht. Aus der am Multimeter gemessenen Spannung lässt sich die Extinktion (A) berechnen, die sich direkt proportional zur Konzentration der absorbierenden Spezies in der Lösung verhält, die durch das Lambert-Beer'sche Gesetz gegeben ist:

$$A = \varepsilon \cdot l \cdot [CV] \quad (1)$$

wo:

ε - Molarer Extinktionskoeffizient ($M^{-1} \text{ cm}^{-1}$)

l - optische Weglänge (cm)

[CV] - molare Konzentration (M) der gelösten Spezies, in diesem Fall Kristallviolett

In dieser Aufgabe bezieht sich der Begriff "Konzentration" immer auf die gesamte molare Konzentration ($M = \text{mol/L}$)

Um die Extinktion zu erhalten, muss sowohl die Spannung für das Lösungsmittel (destilliertes Wasser, U_{Bl}) als auch für die Lösung (U_{CV}) gemessen werden. Mit der folgenden Gleichung kann die Extinktion berechnet werden:

$$A_{CV} = \log \left(\frac{U_{BL}}{U_{CV}} \right) \quad (2)$$

Aus dem erhaltenen Extinktionswert und dem bekannten molaren Extinktionskoeffizienten (ϵ) lässt sich die Konzentration der absorbierenden Spezies in der Lösung berechnen:

$$[CV] = \frac{A_{CV}}{\epsilon \cdot l} = \frac{\log \left(\frac{U_{BL}}{U_{CV}} \right)}{\epsilon \cdot l} \quad (3)$$

Das eröffnet die Möglichkeit, die Konzentration der gefärbten Spezies während einer chemischen Reaktion zu messen und so die Reaktionsgeschwindigkeit zu untersuchen, nämlich in der chemischen Reaktionskinetik, ein sehr wichtiges Gebiet der Chemie mit dem Hauptziel, den Reaktionsmechanismus zu bestimmen.

In diesem Experiment untersucht ihr die Kinetik der Reaktion zwischen CV und Hydroxid-Ionen in einer wässrigen Lösung (Abb. 1.2.). Kristallviolett liegt als Kation ($C_{25}H_{30}N_3^+$) mit Chlorid als Gegenion ($C_{25}H_{30}N_3Cl$) vor. Das Chlorid-Ion absorbiert nicht im sichtbaren Spektrum und beeinflusst die Reaktion zwischen dem CV-Kation und OH^- nicht, daher kann es in Reaktionsgleichungen wie in Abb. 1.2. weggelassen werden.

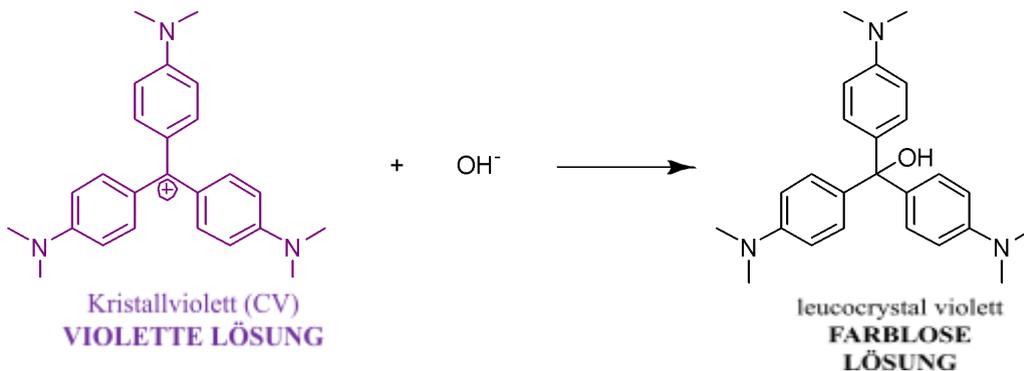


Abbildung 1.2. Reaktion von Kristallviolett mit Hydroxid-Ionen.

An dieser Reaktion sind zwei Spezies beteiligt (CV und OH^-), d.h. die Reaktionsgeschwindigkeit hängt von der Häufigkeit ihrer Zusammenstöße ab, die direkt proportional zu ihren Konzentrationen ist. Im heutigen Experiment ist die Konzentration von OH^- deutlich höher als die von CV (um den Faktor 300-500). Daher kann die OH^- -Konzentration während der Reaktion als konstant angesehen werden, was zu einer Reaktion pseudo-erster Ordnung führt, die nur von der Konzentration des CV abhängt. Das integrale Geschwindigkeitsgesetz kann wie folgt ausgedrückt werden:

$$\ln \left(\frac{[CV]_t}{[CV]_0} \right) = -k't \quad (4)$$

wo:

$$k' = k[OH^-] \quad (5)$$

und wo:

t - Zeit

$[CV]_t$ - Konzentration von CV zum Zeitpunkt t

$[CV]_0$ - Konzentration von CV zum Zeitpunkt $t = 0$

k' ist die beobachtete Geschwindigkeitskonstante pseudo-erster Ordnung

k ist die Geschwindigkeitskonstante zweiter Ordnung

Um $[CV]$ zu bestimmen, muss man jedoch normalerweise den molaren Extinktionskoeffizienten (ϵ) und die optische Weglänge (l) kennen. In diesem Experiment ist das nicht notwendig, da sich die Terme ϵ und l durch Einsetzen der Extinktion in Gleichung (4) aufheben:

$$\ln\left(\frac{[CV]_t}{[CV]_0}\right) = \ln\frac{\frac{A_t}{\epsilon \cdot l}}{\frac{A_0}{\epsilon \cdot l}} = \ln\left(\frac{A_t}{A_0}\right) = \ln(A_t) - \ln(A_0) \quad (6)$$

wo:

A_t - Extinktion der Lösung zum Zeitpunkt t

A_0 - Extinktion der Lösung zum Zeitpunkt $t = 0$

Wenn man die Gleichungen (4) und (6) kombiniert, erhält man einen Ausdruck, mit dem man die Daten aus dem heutigen Experiment auswerten kann:

$$\ln(A_t) = \ln(A_0) - k't \quad (7)$$

Eure Aufgabe ist es, das Photometer zusammenzubauen und damit die Geschwindigkeitskonstanten k' und k zu bestimmen. Die Geschwindigkeitskonstante k' hängt von $[OH^-]$ ab (nach Gleichung (5)), während die Geschwindigkeitskonstante k unabhängig von der molaren Konzentration der Reaktionspartner ist.

Schritt 1.1: Bau des Photometers (2 p)

1. Baue das Instrument aus LEGO Steinen gemäß der Anleitung zusammen.
2. Stecke die LEDs in jedes der 2×1 LEGO Elemente mit Löchern. Drücke die Dioden fest in die Löcher. *Hinweis: Achte darauf, dass sie nicht verkantet sind.* Lege die Drähte etwas auseinander, um später Kurzschlüsse zu vermeiden.
3. Platziere das Photometer in der Mitte des Tisches und schließe die Schaltung wie in Abb. 1.1 gezeigt an. *Hinweis: Achte darauf, die Drähte mit der richtigen Polarität anzuschließen, sonst leuchtet die LED nicht.* Die Stromversorgung wird bereitgestellt, nachdem der Laborassistent überprüft hat, ob alles richtig angeschlossen ist.

Bevor du fortfährst, hebe die rote Karte hoch, damit der Laborassistent überprüfen kann, ob du das Gerät richtig zusammengebaut hast. Wenn es nicht richtig zusammengebaut ist, bekommst du für diese Aufgabe keine Punkte, aber der Assistent wird das Gerät richtig zusammenbauen.

4. Stelle das Multimeter auf die Einstellung 2000 mV, bevor du mit dem Experiment beginnst. Achte darauf, dass die LEDs und das Multimeter während des gesamten Experiments eingeschaltet bleiben. *Hinweis: Das Multimeter schaltet sich nach längerer Inaktivität automatisch aus (du hörst dann ein piepsen). Drücke die blaue Taste, um es eingeschaltet zu lassen.*

Schritt 1.2: Herstellen der Lösungen für die Messungen

1.2.1. Herstellen der Natriumhydroxid-Lösungen

Die Stammlösungen **A** ($[\text{NaOH}]_{\text{ST}} = [\text{OH}^-] = 0,080 \text{ M}$) und **B** ($[\text{NaCl}]_{\text{ST}} = 0,30 \text{ M}$) werden für die Herstellung von drei Lösungen bereitgestellt, die im Experiment verwendet werden (**I**, **II** und **III**). Jede Lösung wird in einem 50 mL Maßkolben zubereitet und besteht aus einer Mischung aus NaOH und NaCl. Beschrifte die Kolben und Bechergläser mit einem Permanentmarker mit **I**, **II** und **III**. Die Konzentrationen von NaOH sind: $1,20 \times 10^{-2} \text{ M}$, $9,60 \times 10^{-3} \text{ M}$, $7,20 \times 10^{-3} \text{ M}$ für die Lösungen **I**, **II** und **III**. Die Konzentrationen von NaCl müssen gemäß **Tabelle 1.2.1** (Antwortblatt) berechnet werden. Der Zweck der Zugabe von NaCl ist es, die Gesamtionenkonzentration für alle drei Experimente konstant zu halten. Das bedeutet, dass die Summe der NaOH- und NaCl-Konzentrationen für jede Lösung (**I**, **II** und **III**) im Experiment gleich sein muss:

$$[\text{NaOH}] + [\text{NaCl}] = \text{const.} = 3,00 \times 10^{-2} \text{ M} \quad (8)$$

- 1.2.1. Fülle **Tabelle 1.2.1.** aus und gib deine Berechnungen nur für die erste Zeile auf dem Antwortblatt unter **Tabelle 1.2.1.** an! (4,5 p + 1,5 p)

1.2.2. Herstellung der CV-Lösung

Stelle aus der Stammlösung **C** ($[\text{CV}]_{\text{ST}} = 4,80 \times 10^{-4} \text{ M}$) 10 mL der CV-Lösung mit der Konzentration $[\text{CV}]_1 = 2,16 \times 10^{-5} \text{ M}$ her. Beschrifte Kolben und Bechergläser mit einem Permanentmarker (CV-Stamm, CV verdünnt).

- 1.2.2. Zeige deine Berechnungen auf dem Antwortblatt. (1 p)

Schritt 1.3: Messung der Reaktionsgeschwindigkeit

1.3.1. Spannungsmessung für die Blindprobe (destilliertes Wasser) (1,6 p)

Messe zunächst die Spannung (Lichtintensität) für die Blindprobe (reines Lösungsmittel, in diesem Fall destilliertes Wasser). Fülle die leere UV-Vis-Küvette mit destilliertem Wasser ($\geq 2 \text{ mL}$) und stelle sie in das Gerät. Hinweis: Achte bei allen Messungen darauf, dass die Küvette richtig herum gedreht ist - die klaren Seiten müssen zu den Dioden zeigen. Es ist auch wichtig, dass sich keine Luftblasen in der Flüssigkeit befinden. Achte außerdem darauf, die Küvette während der gesamten Messung nicht zu bewegen. Der Wert auf dem Bildschirm des Multimeters wird sich schnell stabilisieren, sodass du ihn sofort ablesen und notieren kannst. Es hat sich herausgestellt, dass die

Raumbelichtung die Messungen nicht beeinträchtigt, deswegen musst du das Photometer während der Messung nicht abdecken.

Bevor du weitermachst, hebe die rote Karte hoch, damit der Laborassistent das Ergebnis überprüfen kann. Wenn es eine große Abweichung vom erwarteten Wert gibt, wird der Assistent die Dioden austauschen und es gibt dafür KEINE Punkteabzüge.

Entferne die Küvette aus dem Gerät, warte, bis sich der Wert auf dem Multimeter stabilisiert hat, und stelle die Küvette wieder in das Gerät. Wiederhole die Messung noch zweimal.

- Notiere die Werte in **Tabelle 1.3.1.** (auf dem Antwortblatt).
- 1.3.1. Berechne den Durchschnittswert ($\overline{U_{BL}}$) für die leere Probe auf dem Antwortbogen. Das ist der Wert, den du bei der Datenverarbeitung verwenden wirst

1.3.2. Anleitung zur Messung der Reaktionskinetik

Wenn du alle Lösungen aus den Aufgaben 1.2.1. und 1.2.2. vorbereitet hast, kannst du mit den Messungen beginnen. Du führst die Messungen für 3 Proben durch, die die gleiche Konzentration von CV, aber unterschiedliche Konzentrationen von OH⁻ aufweisen. Jede Messung dauert 21 Minuten. Die Diodenspannung muss alle 3:00 Minuten genau am Multimeter abgelesen und auf dem Antwortbogen in den **Tabellen 1.4.1.** eingetragen werden.

Bevor du weitermachst, hebe die rote Karte hoch, damit der Laborassistent die Temperatur im Labor misst. Geschwindigkeitskonstanten sind stark temperaturabhängig und die Temperatur sollte vor und nach dem Experiment gemessen werden.

Vorgehensweise:

1. Nimm eine saubere, trockene UV-Vis-Küvette und benutze die Mikropipette, um 1,000 mL der Lösung I hineinzupipettieren.
2. Füge mit der Mikropipette 1,000 mL der CV-Lösung hinzu, die du in Teil 1.2.2 vorbereitet hast. *Hinweis: Verwende für jeden Versuch eine neue Pipettenspitze.*
3. Setze den Deckel auf die Küvette und drehe sie 3-4 Mal, um die Lösung zu mischen. *Hinweis: Schüttele die Küvette nicht zu stark, da sich sonst Schaum bildet, der die Messergebnisse stark beeinträchtigen kann*
4. Setze die Küvette in das Messgerät ein, lese sofort die Spannung ab und schreibe sie in die **Tabelle 1.4.1.** (Antwortbogen) ein ($t = 0:00$ min), und starte gleichzeitig die Stoppuhr. *Hinweis: Die Stoppuhr sollte im Moment der ersten Messung gestartet werden, nicht sofort beim Mischen der Lösung! Die Zeitspanne zwischen dem Mischen und der ersten Ablesung sollte bei allen Proben so ähnlich wie möglich sein, um Präzision zu gewährleisten.*
5. Lies die Spannung alle 3:00 Minuten ab, bis 21:00 Minuten verstrichen sind (8 Messpunkte).

Wiederhole die Messungen auf die gleiche Weise mit den Lösungen II und III.

Schritt 1.4: Datenverarbeitung

1.4.1. Berechnung der Extinktionswerte und $\ln(A_t)$ (10,8 p + 1 p)

- Berechne aus den gemessenen Spannungen die Daten, die du brauchst, um ein Diagramm zu zeichnen und fülle die **Tabellen 1.4.1.** auf dem Antwortblatt aus.
- Gib deine Berechnungen **nur für die erste Zeile** von **Tabelle 1.4.1/Experiment I** auf dem Antwortblatt an.

1.4.2. Berechnung von k' (11,1 p)

- 1.4.2.1. Zeichne ein Diagramm von $\ln(A_t)$ gegen t auf dem Millimeterpapier. Die Daten für alle drei Experimente sollten in demselben Diagramm aufgetragen werden. Die Datenpunkte sollten als \times dargestellt werden, die Punkte, die für die Berechnung der Steigung verwendet wurden, sollten als \otimes dargestellt werden. Beschrifte das Papier mit dem Pickerl deines Teams/Landes.
- 1.4.2.2. Bestimme die Geschwindigkeitskonstanten k' für jede der drei Messungen aus **Diagramm 1.4.2.1.** Gib deine Berechnungen **nur für das Experiment mit Lösung I** auf dem Antwortblatt an.

1.4.3. Berechnung der Geschwindigkeitskonstante k (8 p)

Bevor du weitermachst, hebe die rote Karte hoch, damit der Laborassistent die Temperatur im Labor misst. Geschwindigkeitskonstanten sind stark temperaturabhängig und die Temperatur sollte vor und nach dem Experiment gemessen werden.

- 1.4.3.1. Berechne die Konzentration von OH^- in der Küvette für alle drei Versuchsreihen, unter der Annahme, dass die Konzentration von OH^- während des Experiments konstant bleibt.

Das ermittelte k' hängt von der $[\text{OH}^-]$ ab. Jetzt hast du alle notwendigen Daten, um die Geschwindigkeitskonstante k zu berechnen, die unabhängig von den Konzentrationen der Reaktionspartner ist.

- 1.4.3.2. Zeichne das Diagramm auf dem Millimeterpapier unter Verwendung der Daten aus **Tabelle 1.4.2.** und der in 1.4.3.1 berechneten Konzentrationen von $[\text{OH}^-]$ in allen drei Experimenten. Die Datenpunkte sollen als \times dargestellt werden, die Punkte, die für die Berechnung der Steigung verwendet wurden, als \otimes . Beschrifte das Papier mit dem Pickerl deines Teams/Landes.
- 1.4.3.3. Berechne aus dem **Diagramm 1.4.3.2.** den Wert der Geschwindigkeitskonstante k . Trage die Details deiner Berechnungen auf dem Antwortblatt ein.

Aufgabe 2. Geschwindigkeit und Strömungswiderstand

Materialien und Ausrüstung

- Kunststoffobjekt mit Schnur (das Pendel)
- Styropor (größer als A3-Papier)
- Styroporhalter aus Plastik
- A3-Papier mit aufgedruckten Winkeln
- Stativ mit drei Winkelklammern
- Stecknadeln
- Stoppuhr
- Drehpunkthalterung aus Kunststoff (S-förmige Welle)
- Papiere unterschiedlicher Länge (3,5 cm, 5,0 cm, 7,0 cm, 14,0 cm und 21,0 cm), mit einer markierten Symmetrielinie - mehrere Exemplare
- Klebeband
- Lineal

2.1 Einleitung

In dieser Aufgabe untersuchen wir den Strömungswiderstand, den ein starrer Körper in einem Fluid erfährt. Im Allgemeinen hängt dieser Strömungswiderstand von vielen Faktoren ab: der Form des Körpers, der Viskosität der Flüssigkeit, der Geschwindigkeit des Körpers im Verhältnis zum Fluid usw. Im Folgenden werden wir die Annahme machen, dass die Geschwindigkeit des Körpers gering ist und der Luftwiderstand direkt proportional zur Geschwindigkeit ist.

Für dieses Experiment verwenden wir ein (physisches) Pendel, das aus einem zylindrischen Körper mit variabler Länge besteht. Die Winkelauslenkung des Pendels in Abhängigkeit von der Zeit, $\theta(t)$, ist bei kleinen Auslenkungen sinusförmig, wenn der Luftwiderstand vernachlässigt wird (siehe die gestrichelte graue Linie in Abbildung 2.1), und die Bewegung entspricht der eines einfachen harmonischen Oszillators. Wenn der Luftwiderstand jedoch proportional zur Geschwindigkeit ist, werden die Winkelauslenkungen θ mit zunehmender Zeit immer geringer (Abbildung 2.1, durchgezogene rote Linie), wobei die Maxima exponentiell abnehmen (Abbildung 2.1, gestrichelte blaue Linie). Der Ausdruck zur Beschreibung der blauen gestrichelten Linie lautet:

$$\theta(t) = \theta(0) e^{-\gamma t} \quad (2.1)$$

wobei $\theta(0)$ die Winkelauslenkung zum Zeitpunkt $t = 0$ und γ die sogenannte Dämpfungskonstante ist.

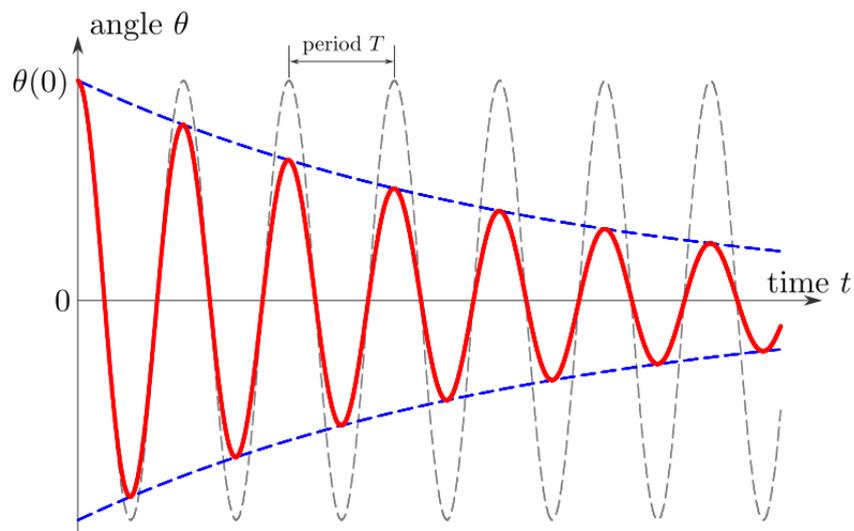


Abbildung 2.1 Zeitabhängigkeit der Pendelauslenkung θ ohne Luftwiderstand (graue gestrichelte Linie) und mit Luftwiderstand (durchgezogene rote Linie). Die blau gestrichelte Linie zeigt die exponentielle Abnahme der Maxima des Pendels mit Luftwiderstand. $\theta = 0$ entspricht der Gleichgewichtslage des Pendels. Die Periode T ist die Zeit zwischen zwei Maxima, entweder ohne oder mit Luftwiderstand. (Hier stellen wir den vereinfachten Fall dar, der für kleine Dämpfungskonstanten γ gilt).

Deine Aufgabe ist es, die Dämpfungskonstante γ für zylindrische Körper verschiedener Höhen L zu messen, indem du die Zeitabhängigkeit des Abfalls der maximalen Verschiebung an vorgegebenen Punkten misst. Außerdem sollst du prüfen, ob die Dämpfungskonstante proportional zur Höhe L ist.

2.2 Versuchsaufbau

Der Versuchsaufbau, den wir verwenden werden, besteht aus einem Pendel - einem zylindrischen Körper, der an einer Schnur aufgehängt ist (siehe Abbildung 2.2 a)). Die Masse des Körpers beträgt 30,0 g, und sein Schwerpunkt liegt 18,0 mm unterhalb seiner oberen Kante (Abbildung 2.2 b)). Die Position des Masseschwerpunkts ist mit einer dünnen Rille gekennzeichnet. Es wird angenommen, dass die Schnur masselos und nicht dehnbar ist. Befestige die Schnur am Drehpunkt, wie in Abbildung 2.2 c) gezeigt.

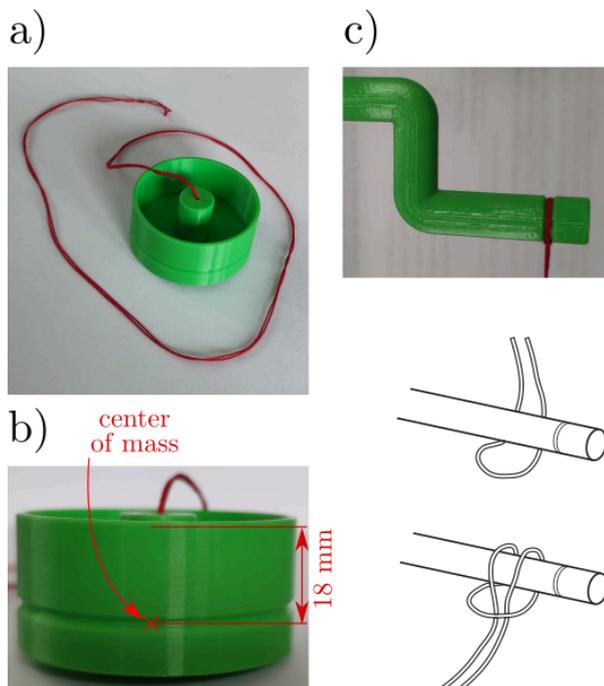


Abbildung 2.2

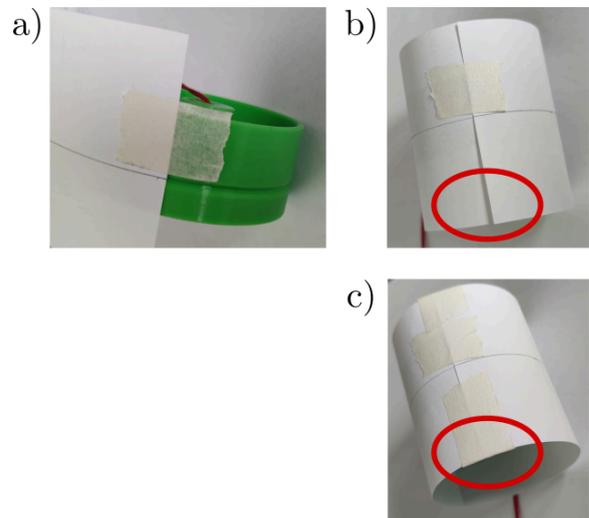


Abbildung 2.3

Zylindrische Körper unterschiedlicher Höhen werden hergestellt, indem Papiere unterschiedlicher Höhe $L = 3,5 \text{ cm}$, $5,0 \text{ cm}$, $7,0 \text{ cm}$, 14 cm und 21 cm mit Klebeband befestigt werden (siehe Abbildung 2.3.a)). Richte die Mitte des Papiers an der Rille aus. Wickle das Papier einige Male auf und sichere es mit zusätzlichem Klebeband (siehe Abbildung 2.3.b)). Um unerwünschte Luftreibungseffekte zu beseitigen, verwende das Klebeband, um lose Papierenden oder -kanten zu begradigen und zu sichern (siehe Abb. 2.3.c)). Die Masse des Papiers ist nicht unerheblich und kann anhand der Oberflächendichte des Papiers von 80 g/m^2 berechnet werden (die Masse des Klebebands kann vernachlässigt werden).

Der Winkel, in dem sich das Pendel aus dem Gleichgewicht bewegt, kann mit dem Papier mit den aufgedruckten Winkelmarkierungen gemessen werden, das du auf die Styroporplatte klebst (Abbildung 2.4 a)). Befestige den Plastikhalter auf der anderen Seite. (Abbildung 2.4b).

Baue alles auf einem Stativ auf, wie in Abbildung 2.5 a) und b) gezeigt. Stelle die beiden oberen rechtwinkligen Klammern so ein, dass die Null-Grad-Markierung mit der Position des Pendels im Gleichgewicht übereinstimmt. Achte darauf, dass der Drehpunkt des Pendels auf den auf dem Papier markierten Ursprung ausgerichtet ist. Richte die Styroporplatte so aus, dass sie so senkrecht wie möglich steht, indem du die dritte rechtwinklige Klammer drehst.

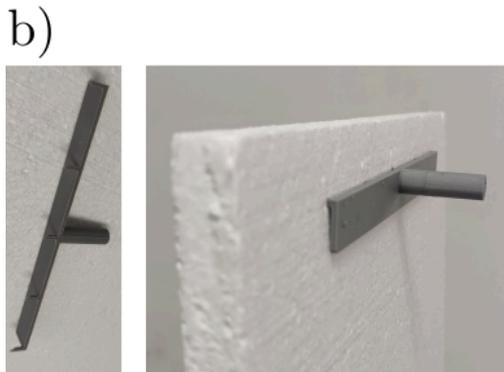
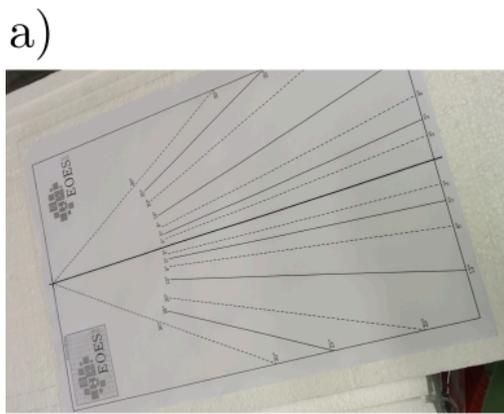


Abbildung 2.4

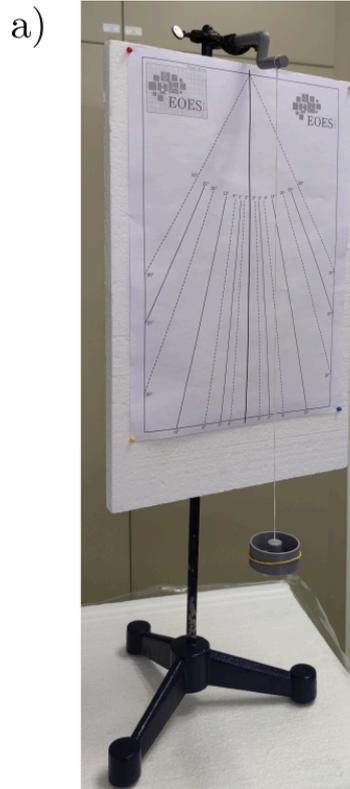


Abbildung 2.5

Die Messung besteht darin, die Zeit zu messen, die vom anfänglichen Maximalwinkel (20 Grad) bis zu mehreren anderen markierten Winkeln verstreicht. Da es am einfachsten ist, diese Winkel fest zu halten, wird der Versuchsaufbau wie in der folgenden Tabelle beschrieben aufgebaut:

Winkel θ	Kommentar
20 deg	Die Maximalauslenkung $\theta(0)$, die wir als initiale Maximalauslenkung betrachten
13 deg	Die Werte der maximalen Winkelauslenkungen, für die du die verstrichene Zeit messen wirst
8 deg	
5 deg	
3 deg	

Tabelle 2.1 Feststehende Winkel, die für die Messungen verwendet wurden.

Verwende zur Zeitmessung die mitgelieferte Stoppuhr.

2.3. Messungen

2.1. Klebe das Papier mit der Höhe $L = 3,5 \text{ cm}$ mit dem Klebeband an einem Pendel fest, sodass ein zylinderförmiger Körper entsteht. Achte darauf, dass die Mittellinie des Papiers (dünne Linie) mit der Schwerpunksrille ausgerichtet ist. Starte das Pendel, indem du es aus der Ruheposition loslässt, so dass seine anfängliche Auslenkung mindestens 25 Grad beträgt. Beobachte dann, wann die maximale Auslenkung auf 20 Grad abgesunken ist, und starte die Zeitmessung mit der Stoppuhr. Miss die Zeit, die es braucht, bis die maximale Auslenkung die Werte in Tabelle 2.1 erreicht. Trage deine Messungen in Tabelle 2.2 mit dem Vermerk " $L = 3,5 \text{ cm}$ " auf dem Antwortbogen ein. Wiederhole die beschriebene Messreihe noch einmal. (3.2 p)

2.2. Bestimme die Schwingungsdauer genauer, indem du die Zeit misst, die für mindestens 20 aufeinanderfolgende Perioden benötigt wird. (Achte bei der Messung der Periode darauf, dass die Auslenkung nicht größer als etwa 8 Grad ist.) Schreibe den Wert aus Tabelle 2.2 mit der Bezeichnung " $L = 3,5 \text{ cm}$ " auf den Antwortbogen. (0.4 p)

Der Ausdruck für die Periode T eines Pendels der Länge R lautet (wenn der Luftwiderstand vernachlässigt wird):

$$T = 2\pi\sqrt{\frac{R}{g}} \quad (2.2)$$

Dabei ist R der Abstand zwischen dem Drehpunkt und dem Massenschwerpunkt des Pendels (Abbildung 2.2 a)) und g ist die Erdbeschleunigung ($g = 9,81 \text{ m/s}^2$).

2.3. Berechne die Schwingungsdauer mit Gleichung (2.2). Bestimme die relative Abweichung zwischen den gemessenen und den berechneten Schwingungsdauern (relativ zum berechneten Wert) und trage sie auf dem Antwortbogen ein. Zeige deine Berechnungen. (3 p)

2.4. Wiederhole die in 2.1 und 2.2 beschriebenen Messungen, aber mit angehängtem Papier der Höhen $L = 5,0 \text{ cm}$, $7,0 \text{ cm}$, $14,0 \text{ cm}$ und $21,0 \text{ cm}$. Trage alle Messungen in die entsprechende(n) Tabelle(n) 2.2 auf dem Antwortbogen ein. (14.4 p)

2.5. Da wir einen exponentiellen Abfall der Maximalauslenkungen erwarten, brauchen wir die Werte der natürlichen Logarithmen der vorgegebenen Winkel. Fülle zu diesem Zweck die untere rechte Tabelle in Tabelle 2.2 auf dem Antwortbogen aus. (1 p)

Wir sagen, dass der Einfluss des Luftwiderstands auf die Schwingungsdauer des Pendels vernachlässigbar (nicht vernachlässigbar) ist, wenn die gemessenen Werte der Schwingungsdauer des Pendels T bei verschiedenen Papieren um weniger als 5% (um 5% oder mehr) abweichen.

2.6. Ist der vom Zylinder verursachte Luftwiderstand angesichts der gemessenen Werte für die Schwingungsdauer T vernachlässigbar oder nicht vernachlässigbar? Nimmt die Schwingungsdauer bei zunehmender Höhe des Zylinders zu oder ab? Schreibe die Antwort auf den Antwortbogen. Zeige deine Berechnungen. (1 p)

Wenn wir den natürlichen Logarithmus beider Seiten von Gleichung (2.1) nehmen, erhalten wir:

$$\ln \theta(t) = \ln \theta(0) - \gamma t, \quad (2.3)$$

was bedeutet, dass die Zeitabhängigkeit des Logarithmus der maximalen Auslenkungen von der Zeit eine Steigung '- γ ' hat.

2.7 Zeichne mit den Werten aus Tabelle 2.2 die Zeitabhängigkeit der berechneten Werte des Logarithmus des Winkels ($\ln \theta$) auf Millimeterpapier (Diagramm 2.1) auf dem Antwortbogen ein. Trage ALLE Daten ein, ohne Mittelwertbildung. (6.5 p)

2.8. Zeichne für jede Höhe L eine Regressionsgerade, und bestimme aus der Steigung dieser Gerade den Dämpfungsfaktor γ auf drei signifikante Stellen genau. Fülle die ersten beiden Spalten der Tabelle 2.3. auf dem Antwortbogen mit den ermittelten Werten aus. (7.5 p)

Aus theoretischen Überlegungen lässt sich zeigen, dass die Dämpfungskonstante γ proportional zur Höhe des Zylinders L und umgekehrt proportional zur Gesamtmasse m des Pendels ist:

$$\gamma = C \frac{L}{m} \quad (2.4)$$

wobei C eine Konstante ist. Da wir die am Pendel aufgehängte Masse durch Hinzufügen von Papier erhöht haben (aber den Abstand des Massenschwerpunkts vom Aufhängepunkt nicht verändert haben), hängen die Messwerte nicht nur von L ab, sondern auch von der Gesamtmasse m des Pendels und des Papiers. Die Abhängigkeit von m kann jedoch in der Höhe L "aufgefangen" werden, indem wir sie *renormieren* (m_0 ist die Masse des Zylinders ohne Papier):

$$L_i \rightarrow L_i \frac{m_0}{m_i} = L_i \frac{m_0}{m_0 + m_{i,paper}} = L_{ren,i} \quad (2.5)$$

und Ausdruck (2.4) kann geschrieben werden als

$$\gamma = \left(\frac{C}{m_0} \right) \left(L_i \frac{m_0}{m_0 + m_{i,paper}} \right) = \left(\frac{C}{m_0} \right) L_{ren,i} \quad (2.6)$$

2.9. Bestimme für jeden Wert der Zylinderhöhe L_i den entsprechenden renormierten Wert $L_{ren,i}$, und trage den Wert in die letzte Spalte der Tabelle 2.3 auf dem Antwortbogen ein. (2.5 p)

2.10. Zeichne auf dem Millimeterpapier (Plot 2.2) auf dem Antwortbogen die Werte von γ in Abhängigkeit von der renormierten Höhe $L_{ren,i}$ auf. (2 p)

2.11. Zeichne mit einem Lineal die Regressionsgerade auf das Millimeterpapier (Graph 2.2), und bestimme aus ihrer Steigung den Wert der Konstante C und trage ihn auf dem Antwortbogen ein. Zeige deine Berechnungen. (2 p)

Problem 3. Wärmer, schneller, lebendiger

Materialien und Ausrüstung

- Vorgewogene Trockenhefe (etikettiert)
- Vorgewogenes Glukosepulver (etikettiert)
- 500 mL Becherglas mit entmineralisiertem Wasser
- Erlenmeyerkolben (300 mL) – 1 Stück
- Messzylinder (100 mL) – 1 Stück
- Glasstab – 2 Stück
- Reagenzgläser – 10 Stück
- Gummistopfen für die Reagenzgläser – 10 Stück
- Sterile medizinische Nadeln – 10 Stück
- Plastikspritzen (5 mL) – 10 Stück
- Thermostat/Inkubator (im Labor, eingestellt auf 35 °C)
- Reagenzglasständer
- Raumluftthermometer und Uhr (im Labor)
- Lichtmikroskop
- Mikroskopische Objektträger – 3 saubere
- Mikroskopische Objektträger – 3 markierte (X1-3)
- Bleistift, Markierstift
- Bunsenbrenner – 1 Stück (im Labor, Bedienung durch Laboranten)
- Pinzette – 1 Stück
- Sterile Tupfer – 3 Stück
- Einweghandschuhe
- Papierhandtücher (zum Schutz der Arbeitsfläche und zum Trocknen verschmutzter Proben)
- Färbeschale aus Plastik – 1 Stück
- Kristallviolett-Färbung in Pipette
- Laborflasche mit demineralisiertem Wasser
- Spritzflasche mit Ethanol
- Immersionsöl für die Mikroskopie im Tropfer

Einführung

Hinweis:

Diese Aufgabe ist in mehrere Abschnitte unterteilt. Bitte lies dir die gesamte Anleitung sorgfältig durch, bevor du beginnst. Nimm dir außerdem einen Moment Zeit, um den Antwortbogen zu überfliegen und dich mit seinem Aufbau vertraut zu machen – so kannst du deine Arbeitszeit effizienter einteilen. Während du auf die Ergebnisse von Schritt 3.1 wartest (dies dauert etwa eine Stunde), solltest du bereits mit Schritt 3.5 fortfahren. Wichtig: Nur die auf dem Antwortbogen eingetragenen Antworten werden bewertet und bringen Punkte.

In dieser Aufgabe werden wir die Kinetik weiter erforschen und uns darauf konzentrieren, wie die Stoffwechselrate den mikrobiellen Stoffwechsel beeinflusst. Du wirst diesen Zusammenhang und seine Auswirkungen auf das Leben untersuchen. Außerdem wirst du eine weitere interessante Verwendung des violetten Farbstoffs Kristallviolett entdecken – ein zentrales Element in der Chemieaufgabe, an der deine Kolleginnen und Kollegen arbeiten.

Das Wachstum und der Stoffwechsel von Mikroorganismen wie Bakterien und Hefen hängen stark von der Temperatur ab. Eine weit verbreitete Kennzahl, der Temperaturkoeffizient Q_{10} , beschreibt, wie stark die Stoffwechselrate biologischer Systeme bei einem Temperaturanstieg von 10 °C zunimmt. Für Bakterien und Hefen liegt dieser Wert meist bei etwa 2 – das bedeutet, dass sich ihr Stoffwechsel mit jedem Temperaturanstieg um 10 °C verdoppelt.

Vereinfacht ausgedrückt können wir auch annehmen, dass sich unter idealen Bedingungen die Teilungsrate der Mikroorganismen bei jeder Erhöhung der Temperatur um 10 °C verdoppelt. Wenn sich eine Zelle bei 5 °C zum Beispiel in 10 Stunden teilt, benötigt sie bei 35 °C nur noch etwa 75 Minuten. Mikroben lieben es warm!

SCHRITT 3.1. Führe ein Experiment durch, um den Q_{10} -Koeffizienten für Bäckerhefe zu bestimmen.

In dieser Aufgabe wirst du die Bäckerhefe *Saccharomyces cerevisiae* als Modellorganismus verwenden. Sie ist eine sichere Alternative zu Bakterien – auch wenn in deinem Mund gerade Milliarden von Bakterien leben, während du dies liest!

Versuchsaufbau

1. Stelle eine 1%ige Lösung her, indem du das gesamte abgewogene Glukosepulver aus der etikettierten Packung in 300 mL demineralisiertes Wasser in einen Erlenmeyerkolben gibst.
2. Löse die abgewogene Trockenhefe in der Glukoselösung auf, um deine Hefesuspension herzustellen. Verwende einen Laborglasstab zum Rühren und zur Unterstützung des Auflösungsprozesses.
3. Bereite 10 Reagenzgläser für das Experiment vor.

- Verteile die Hefesuspension gleichmäßig auf die 10 Reagenzgläser und **fülle sie bis zum Rand**. Lege ein Papiertuch unter das Gestell, um eventuell verschüttete Flüssigkeit aufzufangen.
Hinweis: Rühre die Suspension während des Verteilens ständig um, da sich die Hefe sonst schnell am Boden des Kolbens absetzt. **Arbeite zügig und sorgfältig, um ungenaue Ergebnisse zu vermeiden.**
- Verschließe jedes Reagenzglas mit einem Gummistopfen pro Reagenzglas. Die Stopfen sollen nicht vollständig aufliegen – das wird im nächsten Schritt angepasst.
- Stecke eine sterile medizinische Nadel in jedes Reagenzglas, indem du den Gummistopfen vorsichtig durchstichst (siehe Abbildung 1.1). Danach kannst du nun die Stopfen fest auf die Reagenzgläser drücken.
Hinweis: Sei sehr vorsichtig im Umgang mit den Nadeln, um Verletzungen zu vermeiden!



Abbildung 1.1. Versuchsaufbau: Einführen einer medizinischen Nadel in ein Glasröhrchen durch Durchstechen des Gummistopfens und anschließendes Aufsetzen der Spritze.

- Befestige an jeder Nadel eine 5 mL Plastikspritze, nachdem du den Kolben entfernt hast.
Hinweis: Falls der Kolben schwer zu entfernen ist, ziehe einfach mit etwas mehr Kraft. **Stecke zuerst alle Nadeln in die Reagenzgläser. Befestige die Plastikspritzen erst unmittelbar vor dem Einsetzen der Proben in den Inkubator. Dies verhindert falsche Ergebnisse.**

8. Bebrüte 5 Reagenzgläser bei Raumtemperatur (auf dem Tisch) und 5 Reagenzgläser bei 35 °C (im Thermostat) für 60 Minuten. Beschrifte jedes Reagenzglas mit einem Filzstift. Beschrifte mit dem Namen deines Teams und der jeweiligen Versuchstemperatur, damit du dein Rack nach einer Stunde wiedererkennt. Miss die Raumtemperatur, indem du das Raumluftthermometer im Labor überprüfst. (Frage den Laborassistenten nach dem Standort des Thermometers.) **Notiere die Versuchstemperaturen in Tabelle 3.1.1 auf deinem Antwortbogen.**
9. Während der Inkubation beginnt die Hefe zu gären, dabei steigt Suspension in die Spritze auf. Diese Menge kannst du messen. **Lies nach 60 Minuten, sobald du wieder an deinem Arbeitsplatz angekommen bist, jeweils das Volumen der aufgestiegenen Suspension in der Spritze ab. Berechne das durchschnittliche Volumen der aufgestiegenen Suspension für die Versuchsröhrchen beider Temperaturen. Trage die berechneten Werte in Tabelle 3.1.1 auf deinem Antwortbogen ein. (2 Punkt)**

SCHRITT 3.2. Berechne den Q_{10} -Koeffizienten

Um den Q_{10} -Koeffizienten zu berechnen, verwendest du das weithin anerkannte **Arrhenius-Modell**, das besagt:

$$Q_{10} = \left[\frac{k(t_2)}{k(t_1)} \right]^{10^{\circ\text{C}/(t_2-t_1)}}$$

Wenn wir davon ausgehen, dass der Wert von k proportional zum Volumen der aufgestiegenen Suspension in deinem Experiment ist, können wir Folgendes definieren:

Q_{10} - der Q_{10} -Koeffizient

$k(t_1)$ - das Volumen der aufgestiegenen Suspension bei der unteren Temperatur der Inkubation

$k(t_2)$ - das Volumen der aufgestiegenen Suspension bei der höheren Temperatur der Inkubation

t_1 - die untere Temperaturanzeige in Grad Celsius

t_2 - der höhere Temperaturwert in Grad Celsius

3.2.1. Berechne mit Hilfe des Arrhenius-Modells den Koeffizienten Q_{10} und **trage ihn auf dem Antwortbogen ein.** Runde ihn auf eine Dezimalstelle! Wenn du den Q_{10} -Wert berechnet hast, rufe bitte den Laborassistenten zur Kontrolle. Ist dein Ergebnis korrekt, kannst du mit deiner Aufgabe fortfahren. Ist es falsch, gibt dir der Laborassistent die richtige Antwort – allerdings verlierst du dabei 3 Punkte. (3 P)

SCHRITT 3.3. Bakteriellcs Wachstum bei verschiedenen Temperaturen

Der Q_{10} -Koeffizient gilt auch für Bakterien. Stell dir eine hypothetische Situation vor, in der du eine leckere Reisschale genießt, vielleicht ein Risotto frutti di mare. Wenn das Risotto richtig gekocht wurde, enthält es zunächst keine Bakterien. Während du jedoch isst, überträgst du versehentlich Bakterien aus deinem Mund auf die Mahlzeit. Nachdem du gegessen hast, entscheidest du dich, die Reste für später aufzubewahren. Dabei ist es allerdings sehr wichtig, wo du sie lagerst – wie du gleich sehen wirst.

Für die nächste Aufgabe musst du zunächst die Generationszeit der Bakterien in deiner imaginären Reisschüssel bestimmen. Die Generationszeit bezeichnet die Zeitspanne, die eine Bakterienpopulation benötigt, um sich zahlenmäßig zu verdoppeln. Man kann sie auch vereinfacht als die Zeit verstehen, die eine einzelne Bakterienzelle für eine Teilung braucht. Deine Aufgabe besteht nun darin zu berechnen, wie viele Bakterienzellen sich **nach 24 Stunden** in deiner Schale befinden werden – abhängig davon, wie du die Schale lagerst: im Kühlschrank (bei **4 °C**), im Herbst auf dem Balkon bei (**14 °C**), im Labor (bei **24 °C**) oder bei **34 °C draußen**, einer typischen Sommertemperatur in Zagreb.

Während deiner Mahlzeit hast du damit begonnen, etwa 500 Bakterienzellen aus deinem Mund auf das Essen zu übertragen. Um nun die Entwicklung der Bakterienzahl zu berechnen, musst du wissen, wie stark sich der bakterielle Stoffwechsel bei unterschiedlichen Temperaturen verändert. Dafür verwendest du den Q_{10} -Koeffizienten, den du bereits im Hefeexperiment kennengelernt hast. Du gehst also davon aus, dass dieser Koeffizient – also die Annahme, dass sich die Stoffwechselrate (und damit auch die Teilungsrate) bei einer Temperaturerhöhung von 10 °C jeweils verdoppelt – auch auf die Bakterien in deiner Reisschüssel anwendbar ist.

3.3.1. Notiere auf dem Antwortbogen die Generationszeit der Bakterien in DEINER Reisschale, indem du den gerundeten Q_{10} -Koeffizienten aus dem Hefeexperiment verwendest. In deinem Fall hast du eine vorgegebene Generationszeit von 8 h bei 4 °C. **Runde die Generationszeit auf eine Dezimalstelle.** (1.5 p)

BEISPIEL: Wenn der Q_{10} -Koeffizient, sagen wir, drei ist und die Generationszeit bei 4 °C 12 Stunden beträgt, bedeutet das, dass sich die Geschwindigkeit des bakteriellen Stoffwechsels pro 10 °C verdreifacht, so dass die Generationszeit bei 14 °C 4 Stunden beträgt, usw. Dieses Beispiel ist in der **Tabelle 3.3.1** aufgeführt.

Tabelle 3.3.1. Bakterielle Generationszeit

	Beispiel für die berechnete Generationszeit
Q_{10} Koeffizient	3.0
Generationszeit (h) bei 4 °C	12.0
Generationszeit (h) bei 14 °C	4.0
Generationszeit (h) bei 24 °C	1.3
Generationszeit (h) bei 34 °C	0.4

3.3.2. Berechne die Anzahl der Bakterien in deiner Schüssel nach 24 Stunden, wenn sie bei verschiedenen Temperaturen gelagert wurde. Trage die Daten in die Tabelle 3.3.2. auf dem Antwortbogen ein. (4 p)

Anweisungen:

- Die Anzahl der Bakterien zu einem bestimmten Zeitpunkt kann nach der folgenden Gleichung berechnet werden:

$$N = N_0 \times 2^n$$

Dabei ist N die Anzahl der Bakterien zu einem bestimmten Zeitpunkt, N_0 ist die Ausgangszahl der Bakterien und n ist die Anzahl der Teilungen.

SCHRITT 3.4. Beantworte auf dem Antwortbogen die Fragen 3.4.1 bis 3.4.8. mit Hilfe von deinen experimentellen Beobachtungen und deinem Wissen. (insgesamt: 9 p)

SCHRITT 3.5. Beweise, dass es Bakterien in deinem Mund gibt

Während die Hefe gärt (SCHRITT 3.1.) ist es deine Aufgabe zu beweisen, dass Bakterien in deinem Mund leben. Die effektivste Methode ist, sie sichtbar zu machen. Deine Aufgabe besteht darin, die Bakterien in deinem Mund mit Kristallviolett zu färben und zu beobachten.

Verfahren (wenn du diese Schritte befolgst, kannst du sie persönlich sehen und so das Vorhandensein von Bakterien in deinem Mund bestätigen!):

1. Beschrifte den/die Objektträger auf dem matten Rand mit einem Bleistift. Du kannst selbst entscheiden, wie viele Objektträger du vorbereitest, aber denke daran, dass Duplikate immer eine gute Idee sind. Beschrifte die Oberseite des Objektträgers mit einem Bleistift mit deinen Initialen und einer Bezeichnung (z.B. UP). Achte darauf, dass du auf den matten Rand schreibst, um die Probe nicht zu beeinträchtigen.
2. **Reinige den Objektträger:** Du brauchst jetzt den Bunsenbrenner und die Hilfe der Laborassistentin. Lies das Folgende durch und wende dich an die Laborassistentin: Halte ein Ende des Objektträgers mit einer Pinzette fest und führe beide Seiten kurz durch die Spitze einer blauen, rauschenden Flamme, um alle fettigen Rückstände zu entfernen. **Hinweis:** Halte den Objektträger nicht in die Flamme, sondern führe ihn nur schnell hindurch. Lege den Objektträger auf eine Arbeitsfläche und lasse ihn etwa zwei Minuten lang abkühlen.
3. **Sammele eine Probe deiner Mundepithelzellen:** Entnimm mit einem sterilen Tupfer eine Probe von der Innenseite deiner Wange, entlang der Zähne und des Zahnfleischsaums. Führe feste, rotierende Bewegungen aus, um sicherzustellen, dass du ausreichend Zellen von beiden Wangen sammelst. Das sollte mindestens 5-10 Sekunden dauern. Achte darauf, dass du Druck ausübst, damit die Schleimhautzellen und Bakterien am Tupfer haften bleiben. Wenn du zu sanft vorgehst, werden keine Epithelzellen und Bakterien aus deinem Mund auf den Tupfer übertragen. Sobald du den Tupfer aus dem Mund nimmst, verteile die Probe sofort gleichmäßig auf der gesamten Oberfläche des Objektträgers, indem du den Tupfer über die Fläche abstreifst. **Achtung:** Arbeite schnell; wenn du zögerst, können die Bakterien nicht auf den Objektträger übertragen werden. Werf den Tupfer in den Abfallbehälter und lass den Objektträger etwa zwei Minuten lang auf der Arbeitsfläche trocknen.
4. **Fixiere die Probe:** Halte ein Ende des Objektträgers mit einer Pinzette fest und führe die Nicht-Proben-Seite (die untere Seite) dreimal durch den blauen, rauschenden Flammenkegel, um die Probe zu fixieren. Die Laborassistentin hilft dir bei der Fixierung. Nach der Fixierung legst du den Objektträger wieder auf die Oberfläche und lässt ihn zwei Minuten lang abkühlen.
5. **Färbe die Probe ein:** Decke deinen Arbeitsbereich mit Papier ab und trage Einweghandschuhe. Lege den Objektträger auf den Halter der Färbeschale. Benutze einen Kunststofftropfer, um die Probe vollständig mit der Kristallviolett-Färbelösung zu bedecken und achte darauf, dass der Tropfer den Objektträger nicht berührt. Lass die Färbelösung eine Minute lang aushärten.

6. **Spüle den Objektträger ab:** Lege mehrere Papiertücher auf deine Arbeitsfläche unter die Färbeschale. Halte ein Ende des Objektträgers mit einer Pinzette fest, kippe den Objektträger und spüle ihn mit der Waschflasche ab: Spüle zuerst mit Ethanol (96 v/v/ %) und **kurz danach** mit Wasser. Es ist wichtig, dass du dich beeilst, sonst zerstört das Ethanol deine Probe. Spüle so lange mit Wasser nach, bis die ablaufende Flüssigkeit klar ist. Lege den abgespülten Objektträger auf das vorbereitete Papier und tupfe ihn mit Papiertüchern ab, um überschüssiges Wasser zu entfernen. **Hinweis:** *Es ist wichtig, das gesamte Wasser zu entfernen, damit du die Probe unter dem Mikroskop mit dem Immersionsobjektiv gut sehen kannst.*
7. **Mikroskopische Untersuchung:** Untersuche schließlich die gefärbte Probe unter dem Mikroskop mit dem Immersionsobjektiv, um die Bakterien zu beobachten. **Hinweis:** *Wenn du kein Bild scharfstellen kannst, bitte die Laborassistentin, dir zu helfen, aber in diesem Fall verlierst du 1,5 Punkte.*
8. **WICHTIG:** Wenn du mit dem Mikroskopieren fertig bist, bitte die Laborassistentin, das Objektiv zu reinigen. Sonst kann das Öl trocknen und das Objektiv beschädigen.

3.5.1. Beobachte und zeichne gefärbte Zellen unter dem Mikroskop und befolge dabei die Anweisungen auf dem Antwortbogen. (5.5 p)

SCHRITT 3.6. Sieh dir einige andere Bakterien an (3 p + 4 p + 5 p)

3.6.1. - 3.6.3. Auf dem Schreibtisch hast du mehrere mikroskopische Präparate, die markiert sind: X1, X2 und X3. Auf diesen Objektträgern findest du bereits vorbereitete Proben von verschiedenen Mikroorganismen, die bereits fixiert sind. Führe bei diesen das gleiche Färbeverfahren wie oben beschrieben durch. **Wiederhole** dazu einfach **die Schritte von 5 bis 7.**

Zeichne wieder repräsentative Bilder von allen drei Proben auf den Antwortbogen unter 3.6.1, 3.6.2 und 3.6.3. Beschrifte die wichtigsten Merkmale, falls es welche gibt.

SCHRITT 3.7. Beantworte zum Schluss die Fragen unter 3.7.1 bis 3.7.3 auf dem Antwortbogen, indem du deine experimentellen Beobachtungen und dein Wissen einsetzt. (1 p + 1 p + 1 p)