

European Olympiad of Experimental Science



Jahresbericht 2025/26

Vom

 Bundesministerium
Bildung

gefördert

Klagenfurt, 09. Mai 2026

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 2026 zum schon siebzehnten Mal mit zwei Teams bei der EOES, die heuer in Lund 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

Inhalt	Fehler! Textmarke nicht definiert.
1. Vorbereitungswoche in der BIKO mach MINT	4
2. Trainingstage an der BIKO mach MINT in Klagenfurt.....	5
5. Einmal Gold, einmal Silber in Lund!	6
6. Unterstützung durch	8
7. Anhang – Aufgabenstellungen 2026 original und vom Betreuer*innenteam übersetzt.....	9

1. Vorbereitungswoche in der BIKO mach MINT

39 Schüler*innen aus wurden, organisiert vom Verein für Begabungs- und Begabtenförderung in Kärnten - INIZIA, vom 16. bis 20.03.2026 an der BIKO mach MINT im Educational Lab des Lakeside Science & Technology Parks Klagenfurt auf den Wettbewerb in Schweden vorbereitet.

Insgesamt beteiligte Schüler*innen im Auswahlverfahren

Bösch	Fynn	HTL Dornbirn	Chemie
Bösch	Robin	HTL Dornbirn	Chemie
Buchauer	Benno	BRG APP Innsbruck	Physik
Celik	Nurgül	HTL Dornbirn	Biologie
Ciochina	Denis-Daniel	BG/BRG Mössinger	Biologie
Diem	Marie	Bundesgymnasium Dornbirn	Biologie
Duringer	Helena	Bundesgymnasium Innsbruck	Biologie
Euler-Rolle	Theodor	Sir Karl Popper Schule	Chemie
Fertschnig	Jonas	HTL Dornbirn	Physik
Frühwirth	Adrian	BRG APP Innsbruck	Physik
Gallob	Niklas	BG/BRG St. Martin	Physik
Gashi	Bleon	BG/BRG Mössinger	Biologie
Glückert	Alexander	Bundesgymnasium Innsbruck	Chemie
Grasser	Laurenz	Bischöfliches Gymnasium Graz	Physik
Huber	Johanna	HTL Dornbirn	Physik
Jamernegg	Laura	Europagymnasium	Chemie
Kainer	Dominik	AHS Theodor-Kramer-Straße	Physik
Lacika	Oliver	BRG Neusiedl am See	Physik
Lauer	Alina	BG/BRG Mössinger	Biologie
Michenthaler	Samuel	BG/BRG St. Martin	Physik
Murnig	Jason	HTL Dornbirn	Chemie
Newerkla	Theodorika	Sir Karl Popper Schule	Biologie
Nowotny	Ayane	Sir Karl Popper Schule	Biologie
Oksin	Orest	Peraugymnasium Villach	Biologie
Österle	Sarah	HTL Dornbirn	Biologie
Pfragner	Felix	BRG Kepler	Physik
Praschnig	Flora	BG/BRG St. Martin	Physik
Reiner	Helena	BG/BRG Mössinger	Chemie
Resmerita	Gabriel	BG/BRG Mössinger	Physik
Rössler	Sonja	Bundesgymnasium Innsbruck	Biologie
Schieber	Tara	Sir Karl Popper Schule	Biologie
Schmidt	Abel Fermin	Bundesgymnasium Dornbirn	Chemie
Schmölz	Konrad	Sir Karl Popper Schule	Chemie
Schwab	Manuel	BG/BRG Stainach	Physik
Sládeček	Nicole	Europagymnasium	Chemie
Steiger	Luzia	Peraugymnasium Villach	Biologie
Thiemann	Jonas	BRG APP Innsbruck	Chemie
Vekhnovskyi	Renat	HTL Rankweil	Physik
Vonach	Katharina	HTL Dornbirn	Chemie

Während der Vorbereitungswoche wurden sechs Schüler*innen für die beiden Nationalteams ausgewählt.

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 (28 April. – 1. Mai 2026).

Insgesamt beteiligte Trainer*innen in Klagenfurt

Trainer*in	Stamminstitution
Hohl Elias	Student an der ETH Zürich und ehem. Teilnehmer
Lassnig Christina	Studentin an der Medizinischen Universität Graz und ehem. Teilnehmerin
Leonard Caliskan	Student an der ETH Zürich und ehem. Teilnehmer
Mag. Benjamin Simperl	HTL Dornbirn

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 2026 in Lund 2. – 9. 5. 2026

Die Organisation in Schweden war äußerst professionell. Das Programm war mit Exkursionen, unter anderem auch nach Malmö und interessanten Freizeitangeboten spannend und gut organisiert. Die Aufgabenstellungen waren angemessen und vom wissenschaftlichen Team sehr gut aufbereitet. Weitere Informationen finden sich auf der Website: <https://eoes2026.se/>

4. Team AUSTRIA 2026

Delegationsleitung: Elias Hohl, Mentor Physik

Mentorin Biologie: Christina Lassnig

Mentor Chemie: Leonard Caliskan

Observer Biologie: Mag. Benjamin Simperl

Team A: Marie Diem - BG Dornbirn, Adrian Frühwirth - BRG APP Innsbruck, Alexander Glückert – BG Innsbruck: *Goldmedaille*

Team B: Sarah Österle – HTL Dornbirn, Konrad Schmölz – Sir Karl Popper Schule Wien, Renat Vekhnovskyi – HTL Rankweil: *Silbermedaille*

5. Einmal Gold, einmal Silber in Lund!

Anlässlich der diesjährigen Europäischen Science Olympiade EOES in konnte erstmals Gold und Silber errungen werden. Die vom Betreuer*innenteam hervorragend aufgestellten SchülerInnen gaben sich kaum Blößen und agierten klug und nervenstark. Team A erreichte eine Goldmedaille. Team B eine Silbermedaille.



Die österreichische Delegation in Lund 2026

v.l.n.r. vorne: Ebba Jansson, Guide, Elias Hohl, Leonard Caliskan, Alexander Glückert

v.l.n.r. hinten : Benjamin Simperl, Konrad Schmölz, Marie Diem, Sarah Österle, Christina Lassnig, Adrian Frühwirth, Renat Vekhnovskyi



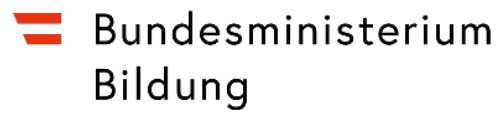
Österreich Team A – Goldmedaille
v.l.n.r.: Marie Diem Alexander Glückert, Adrian Frühwirth



Österreich Team B – Silbermedaille
v.l.n.r.: Renat Vekhnovskiy, Sarah Österle, Konrad Schmölz

6. Unterstützung durch

Bundesministerium für Bildung



Verein INIZIA



Land Kärnten, Abteilung 6



Wirtschaft für Bildung



7. Anhang – Aufgabenstellungen 2026 original und vom Betreuer*innenteam übersetzt



Task 1 – Read this first

Instructions at the beginning

- You should always wear safety glasses in the laboratory.
- When stated, wear gloves. When not stated it is not mandatory.
- Never look into the laser beam. Make sure to use the white surface in the box to view the laser light instead.
- All needed material and documents can be found at your lab place.
- Read the instructions about waste handling in the section below.
- Get an overview of all the documents before starting.
- Raise the card *Call for assistance* if you need to talk with a lab assistant.

Instructions at the end before the time is up

- Put the answer sheet, diagrams and microscope slides with stomata in the envelope. Only the items in the envelope will be sent for assessment.
- Pour everything that contains permanganate in the beaker labelled *Waste $KMnO_4$* .
- Pour everything else from the sugar reaction rate experiment containing NaOH in the beaker labelled *Waste NaOH*.
- Leave everything else for waste handling by the lab assistants.



Task 1

Task Sheet

Sugar

EOES 2026 Lund Sweden
2nd May–9th May

Country Team X

Introduction

Sugar is found everywhere around us, from our food to our biology and our industry. Here in Skåne, just outside Lund, we find the only sugar factory in Sweden where sugar beets are growing in the surrounding fields. But how does the sugar actually go from being produced inside a sugar beet in a field to the sweet crystals we use in everything from baked goods to energy drinks? In this task, you will study sugar through the three worlds of natural sciences: biology, chemistry, and physics.



Figure 1. Old school poster with sugar beet.

Your mission is to understand the science behind different types of sugar (in this task specific glucose, fructose and sucrose). Through laboratory experiments, you will investigate how plants produce sugar through photosynthesis and examine the oxidation speed of different sugar types. You will also use physical methods to measure the sugar concentration.

Problem 1 – Growing the beets

Problem 2 – Extracting sugar from beets

Problem 3 – Measuring sugar reaction rates

Problem 4 – Measuring sugar concentration

Problem 5 – Conclusion

Please read the entire Task Sheet before starting the experiments.

All answers must be entered on the yellow “Answer Sheet” to be marked.

Problem 1 - Growing the beets

Problem 1.1 Rate of photosynthesis

The rate of photosynthesis describes how quickly a plant converts carbon dioxide and water into sugar and oxygen using light energy. This rate determines how much sugar the plant can produce and is affected by factors such as light intensity, temperature, carbon dioxide concentration, and the availability of water and nutrients.

Sugar serves both as an immediate energy source and as a building material for substances like cellulose and starch. A high photosynthetic rate enables the plant to grow faster, produce more biomass, and withstand stress more effectively, while a low rate limits development.

In ecology and agriculture, this concept is central because photosynthesis controls the amount of energy that enters an ecosystem and how large crop yields can become. Understanding and measuring the rate of photosynthesis, therefore, helps us to predict how plants respond to environmental changes and how their growth can be optimized. In this experiment we use *Cabomba caroliniana* as a proxy for sugar beet.

Experiment

Material and equipment

- graded beaker, 1000 mL
- room-temperature water provided in a bottle
- glass funnel
- graded test tube
- light source
- aquatic plant (*Cabomba caroliniana*)
- timer
- scale
- NaHCO₃(s)
- periodic table

Procedure

1. Prepare a 0.8 L of 0.040 M NaHCO₃ solution in a 1000 mL beaker with room-temperature water. The solution should reach 2 cm above the tip of the funnel (see figure 2). Calculate the mass of NaHCO₃ needed to prepare the 0.040 M NaHCO₃-solution and write your calculations in **box 1.1.1**.
2. Cut two 10 cm pieces from the tip of a healthy aquatic plant (*Cabomba caroliniana*) with leaves. Shake off excess water. Weigh the mass of the plant shoots and write in **box 1.1.2**.
3. Place the plant shoots under the funnel with the cut end of the shoot pointing upwards (see figure 2).
4. Fill a graded test tube completely with water and turn it upside down on top of the funnel so that no air enters.

5. Place a light source 1 cm from the beaker (see figure 2).
6. Start the timer and call for the lab assistant for inspection and signature in **box 1.1.3**.
7. Let the experiment run for 120 minutes. Read the volume of gas collected in the graded test tube and write your result in **box 1.1.4**.
8. Call for the lab assistant for inspection and signature in **box 1.1.5**. If you get no readable result, you will be given a value from the lab assistant.



Figure 2. Experimental setting for measuring rate of photosynthesis. The experiment has been running for a while and oxygen has gathered in the test tube.

Question

We assume that the plant in the experiment and the sugar beet have the same photosynthesis rate and that the average mass of the leaves of a sugar beet is 500 g.

Photosynthesis generates glucose. Calculate how long it would take for photosynthesis to produce 140 grams of glucose (this is the amount found in an ordinary sugar beet). Base your calculations on your measured values in box 1.1.2 and 1.1.4. The volume of 1.0 mol gas under these circumstances is approximately 24 000 mL. Write your calculations and your result in **box 1.1.6**.

Question

Calculate the mass of carbon dioxide that is required to produce 140 grams of glucose. Write your calculations and your result in **box 1.1.7**.

Question

Sugar beets may be exposed to severe drought during summers, but they quickly recover when it rains.

If you experiment with plants and suddenly move a plant from its normal moist growing environment to one with no water at all, the plant reacts quickly in order to protect itself from drying out. Write the letter(s) of the correct statement or statements below in **box 1.1.8**.

- A. The plant uses its last reserves of water to pump pressure into the cells of the stomata so that they close to prevent evaporation.
- B. Water is released from vacuoles to sustain photosynthesis despite the lack of water uptake.
- C. When a cell is exposed to dehydration, it slows its metabolism to zero and enters a dormant state (known as anabiosis) to wait for water levels to be restored.
- D. The guard cells lose water and turgor pressure, causing the stomata to close and thereby reducing water loss.

Problem 1.2 Enzyme experiment

This experiment tests the impact of temperature and pH on the enzyme catalase in sugar beet tissue. Catalase is an enzyme found in special cell organelles (peroxisomes) in almost all living organisms. Enzymes are catalysts, and they can be affected by environmental factors. Catalase breaks down hydrogen peroxide (H_2O_2) into water (H_2O) and oxygen (O_2). H_2O_2 is an important chemical substance in living organisms due to its ability to destroy pathogens and break down old cells by forming reactive oxygen, which can lead to cell death. However, the effect of catalase is of biological importance because if H_2O_2 ends up outside the peroxisome, it can destroy healthy cells and proteins.

The sugar in the sugar beet acts as a protector for cells and enzymes, essentially by freezing point depression.

Experiment

Material and equipment

- sugar beet
- grater
- 3 % H_2O_2 solution
- 0.1 M HCl solution
- 0.1 M NaOH solution (provided in problem 3)
- marker pen
- 4 test tubes
- test tube rack
- hot plate with pot
- stand with clamp
- glass rod
- beaker
- plastic pasteur pipette (3 mL)
- timer

Safety

- H_2O_2 , HCl and NaOH are all irritating to skin and eyes. Leave the content in the tubes for waste handling by the lab assistants.

Procedure

Here, we use sugar beet tissue to observe catalase breakdown of H_2O_2 , which is visualized by the formation of oxygen bubbles.

1. Grate a piece of frozen sugar beet with a grater.
2. Fill 4 test tubes to 2 cm with 2.5 g of grated frozen sugar beet in each test tube (see figure 3).
3. Label the test tubes: *Normal*, *Boiled*, *Acid* and *Base*.
4. Place the test tube labelled *Boiled* in a boiling water bath for 5 minutes.
5. Add 0.5 mL of HCl solution into the test tube labelled *Acid*.
6. Add 0.5 mL of NaOH solution to the test tube labelled *Base*.
7. Add 0.5 mL of tap water in test tubes *Normal* and *Boiled*.
8. Add 2.0 mL of H_2O_2 solution to all 4 test tubes.
9. Mix the beet root and the solutions with a glass rod.
10. Start measuring the time with a timer and note when bubbles start forming in the different tubes.
11. Rank the test tubes depending on reaction rate, 1 for the fastest (bubbles observed first) and 4 for the slowest in **table 1.2.1**.
12. Wait 2 minutes and measure the height of the test tube content (start from the bottom of the test tube). Write your result in **table 1.2.1**.

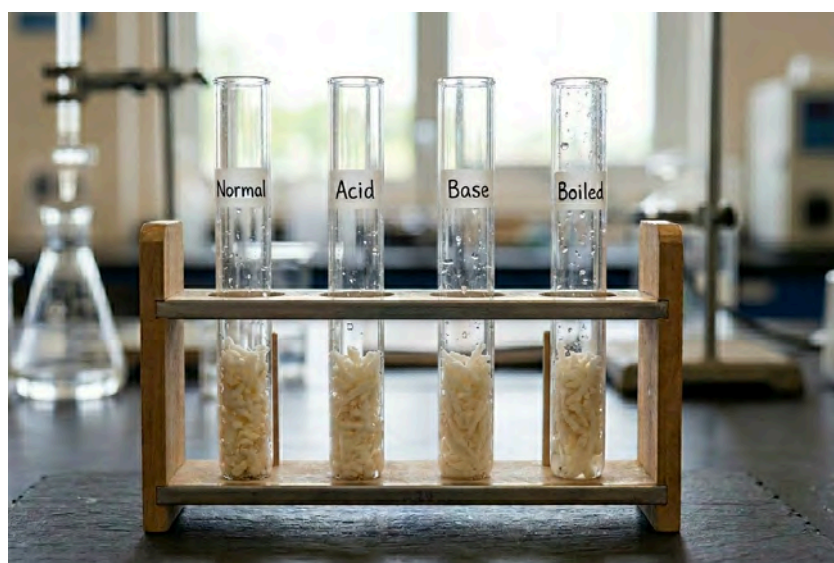


Figure 3. Four test tubes with grated sugar beet.

Question

What is true about the enzyme catalase based on the experiment performed? Write the letter(s) of the correct statement or statements below in **box 1.2.2**.

- A. Catalase has its pH-optimum in a basic environment.
- B. Boiling drastically reduces activity.
- C. A low pH makes the enzyme more efficient.
- D. The sugar content in the beet root protects the enzyme from the added NaOH

Problem 1.3 Stomatal density in leaves

For photosynthesis to occur and sugar to be produced inside a sugar beet, gas exchange is necessary for the plant. Plants have specialized cells that form stomata, openings where gases are able to enter and leave the plant tissue. Stomata cannot be seen with the naked eye, but with the help of a microscope, they become clearly visible. The number of stomata can vary greatly between and within plant species, affecting the rate of photosynthesis and water loss. In this task, you will study the number of stomata in leaves of different ages.

Experiment

Material and equipment

- plant leaves (5 old and 5 young)
- microscope
- microscope slides
- stage micrometer
- clear nail polish
- clear tape
- marker pen
- ruler
- timer
- calculator

Before beginning the practical work, design your sampling method for comparing stomatal density in old and young leaves.

- How many young leaves will you examine?
- How many old leaves will you examine?
- How many fields of view per leaf will you examine?

Write your answer to the questions in **box 1.3.1**.

Procedure

1. Place the leaf upside down on a flat surface.
2. Paint a patch with the approximate size of 1.5 cm x 1.5 cm using clear nail polish onto the underside of the leaf. Avoid larger veins in the leaf.
3. Wait for the nail polish to dry (approximately 5 minutes, depending on how thick a nail polish layer you applied).
4. Peel off the layer of nail polish by applying clear tape to the patch, pressing evenly on the tape, and carefully peeling it off again. The layer of nail polish will now contain an imprint of the leaf surface.
5. Place the tape with the peel still attached to it on a glass microscope slide (adding a coverslip or a drop of water is not required).
6. Place your slide in the microscope, and adjust the focus and light aperture to obtain a clear image of your sample.
7. Adjust the magnification in such a way that a countable number of stomata are visible in the field of view. Note which magnification you are using in **box 1.3.2**.
8. Fix the microscope on a specific spot and count the number of stomata present in that field of view. If a stomata is partially visible at the edge of the field of view, still count it as one. Write your observations in **table 1.3.3**.
9. Move the field of view to another area of the leaf imprint and repeat measurements.
10. Repeat the same procedure for the rest of your selected leaves of both categories (old and young).
11. Fill in your results in **table 1.3.3**.
12. Use a stage micrometer to measure the diameter of the field of view at the same magnification power that you used when counting the stomata. Fill in the diameter of the field view in **box 1.3.4**.
13. Calculate the area of the field of view at the magnification used and fill in the calculation and the result in **box 1.3.5**.
14. From your data collected in table 1.3.3, calculate the average stomatal density for old and young leaves respectively. Show your calculations and results in **box 1.3.6**. Give your answer in whole numbers of stomata per mm².

Question

We assess that the greatest variability would be expected between:

(Write the letter of the correct statement below in **box 1.3.7**.)

- A. leaves of the same category
- B. fields of view within each leaf

Problem 2 – Extracting sugar from beets

In this task, you will extract the sugar from the beet in order to analyze its sugar content later on. To do this, the beets are first sliced into thin strips in a process called "schnitzel cutting" (or cossette cutting). The sugar is then extracted from these strips using hot water.

In our experiment, we will grate the sugar beet to create thin strips before extracting the sugar. The resulting solution will be quite turbid, and will need to be cleared by precipitation. The solutions Carrez I and Carrez II are used for clarification of biological samples. Together, they precipitate large molecules like proteins and lipids while leaving small molecules like sugar in solution.

Experiment

Material and equipment

- sugar beet
- peeler
- grater
- paper plate
- scale
- beakers, 250 mL, 500 mL, 1000 mL
- heating plate
- thermometer
- glass rod
- strainer
- glass stopper
- measuring cylinder, 100 mL
- pipette, 5 mL
- funnel
- filter paper
- Carrez I solution
- Carrez II solution
- De-ionized water (from tap)
- marker pen
- laser pointer

Safety

- Carrez I solution is irritating to the skin and eyes.

Procedure

1. Peel the sugar beet and grate on a paper using the 6 mm round holes to obtain approximately 150 g of sugar beet. Weigh the amount and transfer it to a 1000 mL beaker. Note the exact mass of the grated sugar beet in **box 2.1**.

2. Add 150 g of de-ionized water preheated to above 70 °C, to the beaker and heat the mixture to 70 °C - 75 °C. Keep at this temperature for 15 min with occasional stirring.
3. Cool the mixture to room temperature. Transfer it to a strainer and press with a stopper to obtain as much solution as possible into a 500 mL beaker. Extract as much solution as possible, taking care not to force solid particles through the strainer.
4. Fill 52 mL of the obtained solution into a 100 mL measuring cylinder.
5. Add 2.0 mL Carrez I solution and gently mix with a glass rod to avoid the formation of foam.
6. Add 2.0 mL Carrez II solution and gently mix again to avoid the formation of foam.
7. Add deionized water to a total volume of 80 mL.
8. Measure the weight of the 500 mL beaker. Filter the sample through filter paper into the 500 mL beaker. Note the mass of the extracted sugar solution in **box 2.2**.
9. For the following measurements, you must first determine whether the sample is clear or still too turbid. To do this, hold the beaker in a laser beam (from the physics experiment) and check whether particles scatter the light, making the beam clearly visible inside the solution. If a clearly visible beam is observed, repeat the filtration step. If no visible beam is observed, the sample is sufficiently clear and can be used in problems 3 and 4.
10. Pour the sugar solution into a 250 mL beaker and label it *Sugar beet* and your country and team name.
11. Call for a laboratory assistant to
 - (1) get a signature in **box 2.3**,
 - (2) give her/him the beaker marked *Sugar beet*.

The laboratory assistant will take a small sample from your beaker to determine your achieved concentration and then return the beaker.

Problem 3 – Measuring sugar reaction rates

Our aim is to experimentally investigate and identify whether the dominant sugar in sugar beet is glucose, fructose, or sucrose through the Chameleon reaction. Glucose and fructose are monosaccharides, while sucrose is a disaccharide composed of one glucose and one fructose unit (figure 4). In the human body sucrose is hydrolyzed by the enzyme sucrase into glucose and fructose.

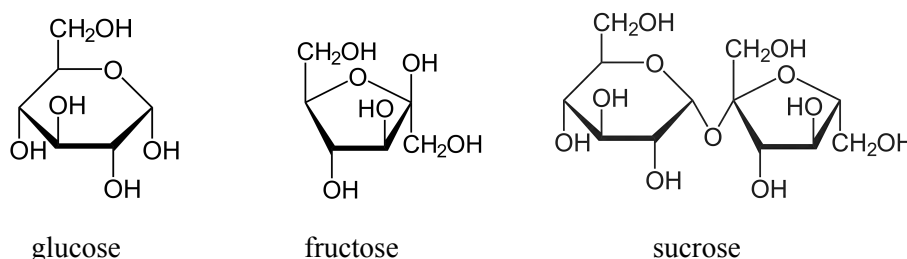


Figure 4. Sugars used in the experiment.

The molecules glucose and fructose are mostly in cyclic forms, but in aqueous solutions they can also be found in the open chain forms as an equilibrium.

Glucose is an aldose with an aldehyde group, whereas fructose is a ketose with a ketone group. The aldehyde can be oxidized, while the ketone group must first isomerize to an aldehyde group before it can be oxidized. Therefore, glucose and fructose are called reducing sugars. Sucrose is a non-reducing sugar.

There is a vast speed difference with which the sugars can be oxidized that simulates the availability of the nutrient in the human body. To visualize this reaction, we will use the Chameleon reaction.

The Chameleon reaction typically involves the oxidation of a sugar by potassium permanganate (KMnO_4) under alkaline conditions. In aqueous solutions the permanganate ion (MnO_4^-), which is magenta, is reduced through a series of colourful intermediate oxidation states: greenish, yellow, and finally to a brown precipitate of manganese dioxide (MnO_2) that in figure 5 is visible as a red tint. After a longer time a clear brown precipitation will become visible.

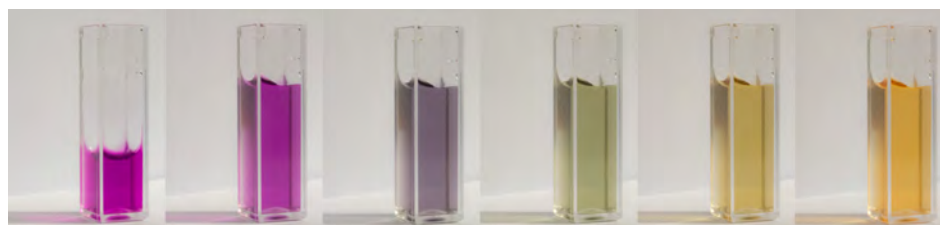


Figure 5. Oxidation stages of potassium permanganate.

Experiment

Material and equipment

- KMnO_4 solution 0.05 M
- NaOH solution 0.1 M (also to be used in problem 1.2)
- sucrose solution 0.05 M
- glucose solution 0.05 M
- fructose solution 0.05 M
- sugar beet solution from problem 2
- 5 plastic cuvettes
- 6 plastic pipettes with 0.5 mL scale point
- 2 plastic pipettes 5 mL
- permanent marker
- green, blue and red pen
- 5 transparent papers for screen graphs
- masking tape
- calculator
- 5 beakers for diluting
- 1 beaker labelled *Waste KMnO_4*
- 1 beaker labelled *Waste NaOH*
- measurement cylinder 10 mL
- spectrometer with screen and power supply

Safety

- Sodium hydroxide solution is irritating to skin and eyes.
- Potassium permanganate solution is a strong oxidizing agent. Despite the low concentration it can stain skin and clothes.

The experiment consists of adding a sugar solution to a solution of permanganate under basic conditions and observing the rates of the reduction. Different sugar solutions with the same concentration have a different reaction rate that illustrates their reductive capacity.

For the success of the experiment, it is important that the sugar solutions and the permanganate solution have the same molar concentrations and that the mixture in the cuvette is well mixed (homogenized). We will run five experiments. The first experiment is a demonstration experiment where you will understand the procedure and observe the colour changes by eye. The following four experiments will be performed in the spectrometer with the glucose, fructose, sucrose and the sugar beet solution from problem 2.

Procedure – Observation by eye

1. Dilute the 0.05 M permanganate solution by a factor 10 with the 0.1 M NaOH solution to create approximately 25 mL of your oxidizer stock solution.

2. Dilute the 0.05 M glucose solution by a factor 10 with the 0.1 M NaOH solution to create approximately 10 mL of your first sugar stock solution.
3. For the visual inspection take an empty plastic cuvette and place it in front of a white paper.
4. Add 1.0 mL of the diluted permanganate oxidizer stock solution to the cuvette.
5. Add 1.0 mL of the diluted reduction stock (sugar solution from point 2) and mix quickly but properly with the pipette (all the way to the bottom).
6. Observe and note the colour changes until the solution reaches a clear yellow. If you observe layered colours, then your mixing was not successful, and we recommend that you repeat the experiment until you observe a homogeneous colour transition.
7. Place the cuvette to the side until the end of the task (the 4h) to observe the final colour.

Question

Predict which are the real colours that were absorbed by the solution if a single dominant absorption is the reason for the observed colour progression from **magenta** over blue to **green** then to **yellow**, and finally to an **orange-brown** precipitation? Note, the blue colour is not its own observable state. Write the letter of the correct statement below in **box 3.1**.

- A. Magenta, green, yellow, red-orange
- B. Green, magenta-red, blue, cyan-blue
- C. Green, blue, magenta, yellow
- D. Red, magenta-blue, green, red-orange
- E. Green-yellow, blue-cyan, red, magenta-blue



- | | |
|-----------------|-----------------|
| 1. Green-cyan | 7. Magenta-red |
| 2. Green | 8. Magenta |
| 3. Yellow-green | 9. Blue-magenta |
| 4. Yellow | 10. Blue |
| 5. Red-Orange | 11. Cyan-blue |
| 6. Red | 12. Cyan |

Figure 6. Complementary colours.

Procedure – Spectrometer measurements

We will now measure the same colour change in the spectrometer (Figure 7). For this, we will work at slightly higher dilution and, before each measurement, take a fresh reference absorbance. The experiments are described in the following steps.

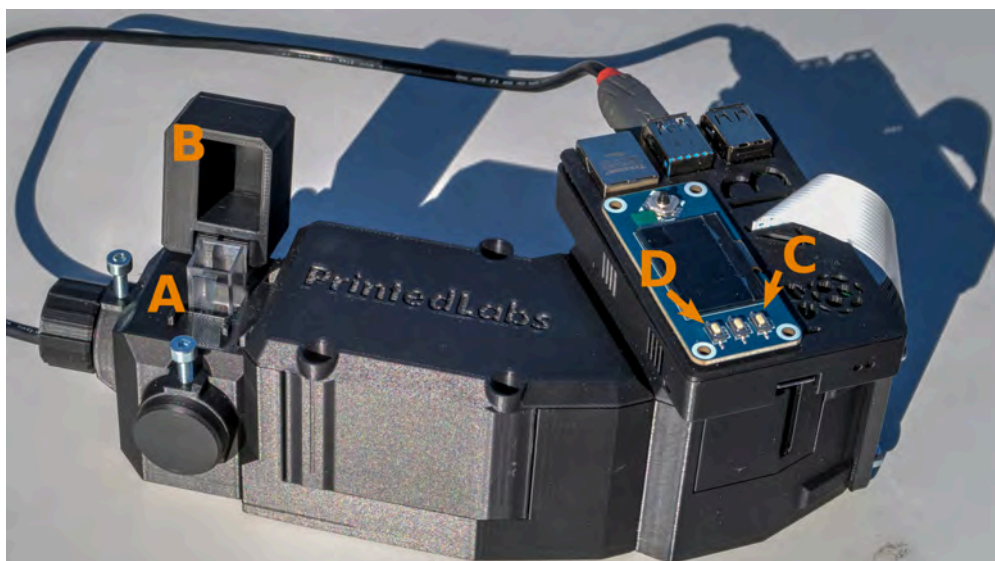


Figure 7. Spectrometer,

A - Cuvette, B - Lid, C - absorbance measurement toggle, D - kinetic measurement toggle

1. Take 2.0 mL of the 0.1 M NaOH solution into an empty plastic cuvette. This stage will always be your starting point.
2. Prepare approximately 10 mL of your 1:10 diluted reduction stock solution (glucose, fructose, sucrose, or the beet solution) with the NaOH solution in a beaker.
3. The C-button toggles between intensity mode and absorbance mode. You should run the experiment in the absorbance mode. Press the C-button of the spectrometer until you are in absorbance mode and see a relatively flat line. When you switch into absorbance mode, a blank spectrum is automatically taken.
4. Add 0.5 mL of the diluted permanganate stock solution to the 2 mL 0.1 M NaOH solution in a cuvette inside the spectrometer and mix with a pipette.
5. Start the kinetic recording by pressing once on the D-button of the spectrometer, and then add 0.5 mL of the diluted reduction stock (sugar solution) to the cuvette in the spectrometer and mix quickly but properly with the pipette (all the way to the bottom).
6. The kinetics should stop recording after 15 min (the spectrometer does not update anymore). You can, however, stop the recording at any point by pressing the D-button once. We would recommend stopping the recording once the absorbance at 525 nm has decayed to less than $\frac{1}{4}$ of its initial value. If you press the D-button another time, a new recording will start and the previous data will be lost.
7. Place a transparent piece of paper on the monitor so that the recorded single-wavelength kinetics and the two axes can shine through the paper. First, trace the x and y axis (including ticks and labels) and then trace the curves of the measured single-wavelength kinetics using different colored pens. Sometimes small jumps can appear in the traces, which is recorded noise, and you can try to “smooth” the traces during this recording.

Write “Diagram 3”, the sugar type, and your team name on your transparent paper and add it to the Answer Sheet.

8. Step 1–7 should be done for all the sugar solutions (glucose, fructose, sucrose and the beet solution). All the sugar solutions need to have the same molar concentration to be comparable. You need to calculate the required dilution of your sugar beet solution based on your results in box 4.3. Make a hypothesis on what type of sugar the beet juice contains and write your calculations in **box 3.2**. (Dilute 6 times if you have no results from problem 4.)
9. From your recorded graphs, read and note the half-life of the initial permanganate oxidation state indicated by the absorption band around 525 nm (how long it takes for half of the magenta to vanish). Write your answer in **table 3.3**. Note, the kinetic trace of fructose usually shows a slightly delayed onset of the decay (it first decays more slowly). If you recorded this, then use the turning point after this initial slower decay as the basis for your half-life estimation.

The real rates of change in this reaction are described by a differential equation system with a more complicated solution. But a good estimation of the reaction rate can be made by observing the rate at which the reactants disappear. We then assume bi-linearity, or in other words that each significant intermediate has its own colour and that by tracking each colour independently we track the individual reactants. One of the reactants (the permanganate in basic solution) has a clear magenta colour.

Question

For each of the sugars, we want to estimate the rate of change of concentration based upon the rate of change of the relative absorbance of the 525 nm absorption feature. We focus on the vanishing of the 525 nm absorption feature that is indicative for permanganate with Mn in the oxidation state: Write the letter of the correct statement below in **box 3.4**.

- A. Mn (I)
- B. Mn (II)
- C. Mn (III)
- D. Mn (IV)
- E. Mn (V)
- F. Mn (VI)
- G. Mn (VII)

Question

What is the general shape of this first reaction that you observe at 525 nm? Write the letter of the correct statement below in **box 3.5**.

- A. The absorbance follows $f(t) = 1/e^t$
- B. The absorbance follows $f(t) = -t$
- C. The absorbance follows $f(t) = \ln(t)$
- D. The absorbance follows $f(t) = \sqrt{t}$

Your results from this experiment will be used in problem 5 to identify the type of sugar in the sugar beet.

Problem 4 – Measuring sugar concentration

Light is a transverse wave where a combination of an electric and a magnetic field oscillates perpendicular to the direction of its propagation. Some light sources emit linearly polarized light, i.e. the oscillations of the electric field occur in only one plane.

Other light sources emit unpolarized light, meaning that the oscillations occur in all planes. However, such light can also become polarized if it passes through a polarizer, a filter which absorbs all light except that part which oscillates in a certain plane (figure 8).

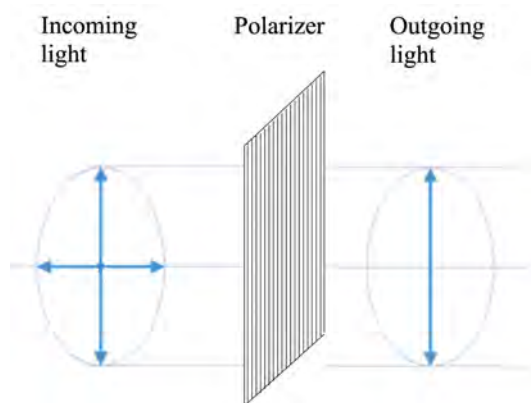


Figure 8. Impact of polarizer on light.

If linearly polarized light passes through a polarization filter that is oriented at an angle to the direction of its polarization, the intensity of the light decreases. The intensity of the light reaches a minimum when the filter is oriented at 90° to the direction of the polarization.

Optically active substances, like sugar solutions, can rotate the oscillation plane of polarized light. When polarized light passes through a sugar solution, its plane of polarization is rotated by an angle proportional to the sugar concentration (sugar mass per solution volume) and to the path length (distance travelled in the sugar solution).

In this experiment you will study how polarized light rotates when passing through a sugar solution. Your task is to create calibration curves and use them to determine the sugar type and the sugar concentration in the beet solution that was prepared in problem 2.

Experiment

Material and equipment

- low-power laser pointer
- light source from problem 1.1
- polarization filter in rotational stage
- stand and clamps to hold the components in alignment
- measurement chamber
- scale
- measurement cylinder 50 mL
- bottle with sucrose solution (30 g sucrose and 45 g deionized water)
- bottle with fructose solution (30 g fructose and 45 g deionized water)

- bottle glucose solution (30 g glucose and 45 g deionized water)
- deionized water
- box with white surface inside
- sugar beet solution from problem 2

Safety

- Never look directly into the laser beam!

Problem 4.1 Polarization

First, you will study the characteristics of different light sources.

Procedure

1. Use your polarization filter and examine the light source from problem 1.1. Check if the light is polarized or non-polarized. Write your answer in **box 4.1.1**.
2. Use your polarization filter and examine the laser pointer. Keep the laser pointer mounted in the setup since it has been carefully aligned to the measurement chamber. **Do not look into the laser beam!** Check if the light is polarized or non-polarized. Write your answer in **box 4.1.2**.

Problem 4.2 Calibration curves

Calibration curves for sucrose, fructose and glucose are needed to be able to determine the sugar type and the sugar concentration of your sugar beet. You will create calibration curves for density and polarization plane rotation as a function of concentration for the three sugar types.

Sugar solutions are optically active (see figure 9) and the rotation of the polarization plane depends on both the concentration and type of sugar.

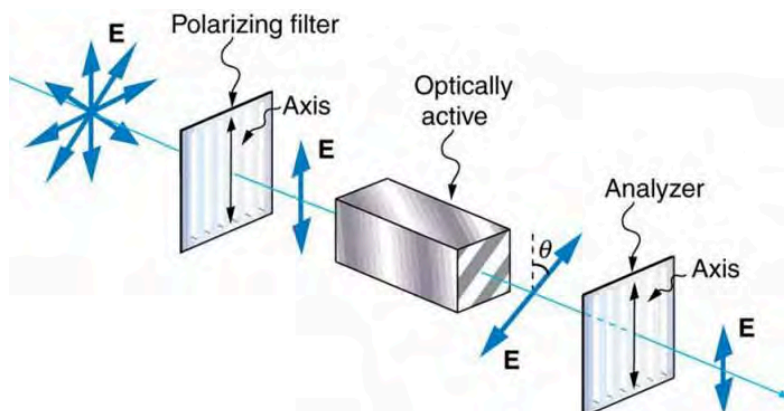


Figure 9. An optically active substance changes the plane of polarization.

The equipment for polarization measurements includes one laser, one polarization filter and one container for the sugar solution (see figure 10). When measuring the intensity of the laser, it is easier to determine when we have a minimum of light than when we have a maximum. Use a box with a white paper at the bottom to make it easier to see when the minimum occurs.

Always check that the laser beam passes through the measurement chamber and the polarization filter before measuring.

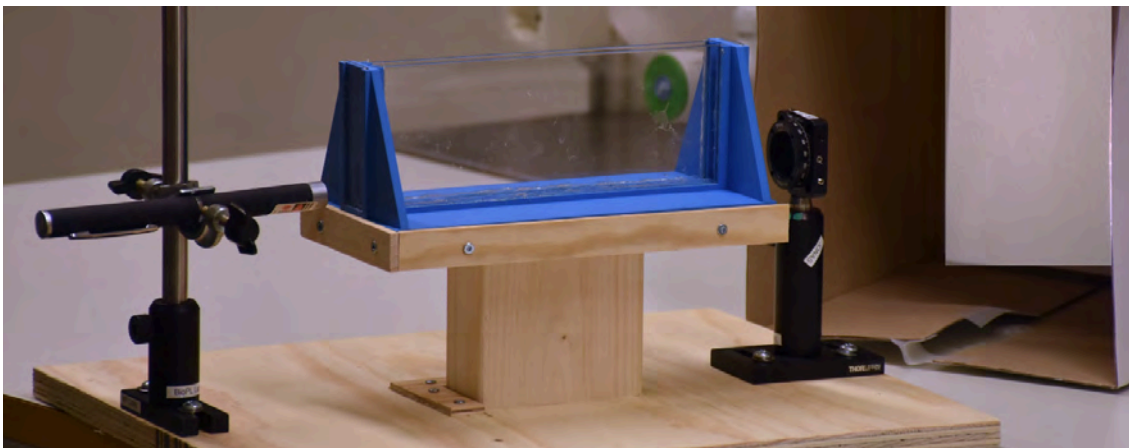


Figure 10. Experimental setup for polarization measurement with laser, measurement chamber, polarization filter and box with white paper inside.

Procedure

1. Measure the mass and volume, and calculate the density of approximately 50 g deionized water and write in **table 4.2.1**. Use the measurement cylinder and the scale to determine the density. Add the water to the measurement chamber.
2. Start the laser and turn the polarization filter until minimum light passes the filter. Get the mean value of three angle measurements for higher accuracy. Write the measured angle in **table 4.2.1**. This will be your calibration value, which you use as zero when you later specify the rotation of the polarization plane given by different sugar solutions.
3. Calculate the amount of water in the solution for the different sugar mass fractions (sugar mass divided by total mass) in **table 4.2.2**, **table 4.2.3** and **table 4.2.4**.
4. Measure the density and the polarization rotation for the different mass fractions of the three different sugar types. Start with the 40% solutions. Use the polarization measurement equipment to measure the polarization rotation. Allow the solution to settle in the measurement chamber before measuring. Mark counterclockwise rotation (as viewed in the direction of light propagation) with a positive angle and clockwise rotation with a negative angle. When you are ready, continue with the next concentration by pouring back the solution into the bottle and adding water. Add your values in **table 4.2.2**, **table 4.2.3** and **table 4.2.4** for each mass fraction and for each sugar type. Calculate the sugar concentration for each solution.

5. Prepare a diagram on the provided graphing paper with polarization plane rotation as a function of sugar concentration. The diagram should include the measurements for sucrose, glucose and fructose. Add a calibration curve for the data points of each sugar type. Write **Diagram 4.2.1** and your team name on the diagram paper and add it to the Answer Sheet.
6. Prepare a diagram with the density as a function of sugar concentration for sucrose, glucose and fructose solutions. Add a curve for the data points of each sugar type. Write **Diagram 4.2.2** and your team name on the diagram paper and add it to the Answer Sheet.

Problem 4.3 Sugar beet measurements

Get the solution extracted from the sugar beet in problem 2.

Procedure

1. Measure the density and the polarization rotation for the sugar beet solution. Write your results in **box 4.3**.

Problem 5 – Conclusions about sugar

Concluding questions based on your sugar extraction method and your results in the previous sections.

Question 5.1

Determine the sugar type and the sugar concentration in the sugar beet solution based on your measurements in problem 3 and problem 4. Write your answer in **box 5.1**. Indicate on the diagrams which points you used.

Question 5.2

How many sugar beets weighing 1.0 kg each are needed to get a package of 2.0 kg sugar with your extraction method? Write your calculation and result in **box 5.2**.



Task 1
Answer Sheet
with results and marking scheme

Sugar

EOES 2026 Lund Sweden
2nd May–9th May

Country Team X

Problem 1 - Growing the beets

25 marks

Problem 1.1 Rate of photosynthesis

10 marks

1.1.1 Calculation.

0,5 marks

$$0.040 \text{ mol/L} \times 0.8 \text{ L} \times 84.01 \text{ g/mol} = 2.7 \text{ g}$$

1 mark for correct mass

1.1.2 Mass of plant shoots.

0 marks

2.4 g

1.1.3 Lab assistants' signature and time at the start of the experiment.

1 mark

1 marks for no air bubbles and the stem in the right position
0.5 mark if one of the above criteria is not filled.
0 if none of the above criteria are fulfilled.

1.1.4 Note the amount of oxygen collected in your experiment.

1 mark

4.5 mL

1 mark for a reasonable amount with the correct unit.
0.5 marks if reasonable amount but no or wrong unit
0 marks when using value from the lab assistant

1.1.5 Lab assistants signature at the end of the experiment.

1 mark

1 mark for keeping time

1.1.6 Calculation of time for photosynthesis to produce 140 grams of glucose. 3,5 marks

Reaction formula:



Sugar molar mass:

$$M_{\text{glucose}} = 180 \text{ g/mol}$$

Amount of glucose in 140 grams given in mol:

$$n_{\text{glucose}} = 140/180 = 0.778 \text{ mol}$$

Oxygen volume:

$$n_{\text{O}_2} = 6 \cdot n_{\text{glucose}} = 6 \cdot 0.778 \text{ mol} \approx 4.667 \text{ mol}$$

$$V_{\text{O}_2} = 4.667 \text{ mol} \cdot 24\,000 \text{ mL/mol} \approx 112\,000 \text{ mL}$$

Time needed:

Calculated oxygen production per hour for sugar beet based on measurement:
 $4.5 \text{ mL} \cdot 500 \text{ g}/2.4 \text{ g} / 2 \text{ h} = 469 \text{ mL}$

$$t = 112\,000/469 \text{ h} = 238 \text{ h (calculation with glucose)}$$

Formula for quick check

$$t = 238 \cdot m \cdot T/V \text{ (glucose)}$$

where:

m = mass in grams in box 1.1.2

V = volume in mL in box 1.1.3

T = time in hours of measurement (according to instruction 2h)

1 mark for reaction formula

0,5 mark for correct molar mass of glucose

1 mark for calculation of needed volume of oxygen to produce 140 g glucose

1 mark for correct answer based on the answer in 1.1.2 and 1.1.4.

1.1.7 Calculation of carbon dioxide mass for production of 140 grams glucose. *2 marks*

$$M_{\text{CO}_2} = 44 \text{ g/mol}$$

Calculation with glucose:
 $44 \text{ g/mol} \cdot 0.778 \cdot 6 = 205 \text{ g}$

1 mark for correct molar mass for carbon dioxide.
1 mark for correct answer

1.1.8 Write the correct alternatives. *1 marks*

Correct answer: B, D

0,5 mark for maximum one incorrect answer
1 mark for correct answer

Problem 1.2 Enzyme experiment

5 marks

1.2.1 Enzyme experiment table

3 marks

Tube	Rank the order in which the reaction starts in the different tubes.	Height of the test tube content after 2 min (mm)
Normal	2	180
Boiled	4	75
Acid	3	92
Base	1	180

3 marks for correct reaction order
-1 mark if higher value on Boiled
-1 mark if mixing order of Normal and Base
0 marks if no correct reactions order

1.2.2 Write the correct alternatives.

2 marks

Correct answer: A, B 1 mark for one correct and one incorrect 1.5 mark for one correct and no incorrect 2 marks for correct answer Marking according to the experimental result.
--

Problem 1.3 Stomatal density in leaves

10 marks

1.3.1 Design of sampling method.

1 mark

	Old leaves	Young leaves
How many leaves will you study?		
How many fields of view per leaf will you study?		

1 mark if more than 1 in all boxes

1.3.2 Microscope magnification.

1 mark

400x

1 mark for correct answer including the x10 in the ocular

1.3.3 Data and calculations of stomatal density.

3 marks

Old (O) or young (Y) leaf	Leaf number	Field of view number	Stomatal count
O	1	1	42
O	1	2	56
O	1	3	57
O	1	4	44
O	1	5	53
O	2	1	46
O	2	2	50
O	2	3	61
O	2	4	56
O	2	5	59
Y	3	1	67
Y	3	2	47
Y	3	3	63
Y	3	4	76
Y	3	5	70
Y	4	1	75
Y	4	2	63
Y	4	3	42
Y	4	4	61
Y	4	5	58

1 mark if replicates of both young and old leaves (minimum 3)
1 mark if multiple fields of view per leaf (minimum 2)
1 mark if stomatal counts seem reasonable (can be confirmed with handed-in slides)

1.3.4 Diameter of field of view (mm). 1 marks

450 μ m

1 mark for a reasonable answer depending on the setup [0.4-0.5 mm].

1.3.5 Calculation of area of field of view. 1 marks

$$A = \pi * r^2 = 3.14159 * (0.25)^2 = 0.2$$

0.5 marks if radius used instead of diameter

1 mark for correct area based on answer in box 1.3.4.

1.3.6 Average stomatal density 2 marks

Show your calculations:

1 mark if calculations of stomatal density are done correctly.

1 mark if the averages for old and young are calculated correctly.

Average for old leaves (O)	Average for young leaves (Y)
327,5 count/mm ²	388,75 count/mm ²

1.3.7 Write the correct alternative. 1 marks

A

Problem 2 – Extracting sugar from beets

6 marks

2.1 Mass of grated sugar beet.

1 marks

152 g

0.5 mark for mass without unit

1 mark for mass with unit

2.2 Mass of filtered sugar solution.

1 marks

65 g

0.5 mark for mass without unit

1 mark for mass with unit

2.3 Signature of laboratory assistant.

4 marks

1 mark for sugar concentrations of 5-8%

2 marks for sugar concentrations of 8-10%

3 marks for sugar concentrations more than 10%

1 mark for low turbidity

Problem 3 – Measuring sugar reaction rate

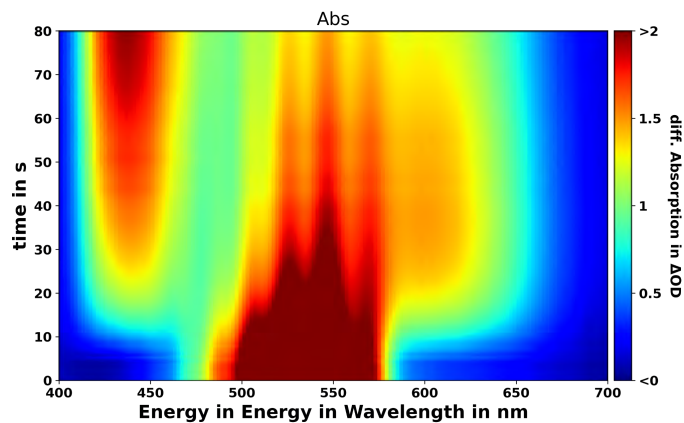
14 marks

3.1 Absorbed colours. Write the correct alternative.

1 mark

B

1. Magenta: 500-560nm absorption (green, also green-cyan and green-yellow will be accepted. 1,2,3)
2. Green to green-cyan color: 600nm absorption (red or magenta-red. 6,7)
3. Yellow Color: 440nm absorption (blue or cyan-blue. 10,11)
4. Orange-brown: 420nm absorption (scattering really) (cyan-blue, 11)



3.2 Calculation of dilutions.

2 marks

Correct calculation of sugar beet dilution based on answer in problems 4 and 5.

- 1 mark for correct value (with unit)
- 1 mark for correct calculation approach

3.3 Half-life times and diagrams.

9 marks

Sugar	Half-life-time (s)
Glucose	5 ± 2
Fructose	60 ± 20 (delayed onset)
Sucrose	80 ± 10
Sugar beet solution	80 ± 10 s (sucrose)

8 marks for the reading of the correct half life time from the spectra (values)
If the rate is different for the beet juice due to the wrong calculation the point will be given if the rate is close to the expected rate based upon the used concentration (to avoid double penalty) one mark for the values and one mark for the reading. The latter means that they are able to identify the right curves and comes from careful marking.

1 mark for all plots containing axes with quantities and units (one point subtracted per missing)

3.4 Write the correct alternative. *1 mark*

G

1 mark for correct answer

3.5 Write the correct alternative. *1 mark*

A

1 mark for correct answer

Problem 4 – Measuring sugar concentration

26 marks

Problem 4.1 Polarization

1 mark

4.1.1 Choose the correct alternative about the light source of Problem 1.1. 0.5 mark

- Polarized
 Non Polarized

4.1.2 Choose the correct alternative about the light from the laser pointer. 0.5 mark

- Polarized
 Non Polarized

Problem 4.2 Calibration curves

23 marks

4.2.1 Deionized water (your reference value). 2 marks

Polarisation filter measurement (degrees)	Polarisation filter measurement average (degrees)	Density measurement		
		Mass (g)	Volume (mL)	Density (g/mL)
		39.96	40	1.00

The reference readout is not the same for each setup. It can be any value.
We therefore do not provide any suggested values for this readout in 4.2.1, 4.2.2, 4.2.3, 4.2.4.

1 mark for measurements
1 mark for density

4.2.2 Sucrose

7 marks

Sugar (g)	Water (g)	Mass fraction	Concentration (g/mL)	Polarisation filter measurement (degrees)	Optical rotation (degrees)	Density measurement		
						Mass (g)	Volume (mL)	Density (g/mL)
30	45	0.40	0.46		48	24.7	21.5	1.160
30	70	0.30	0.33		34	31.11	28.0	1.116
30	120	0.20	0.22		23	47.2	44.5	1.076
30	270	0.10	0.10		8	51.4	50.0	1.028

4.2.3 Fructose

7 marks

Sugar (g)	Water (g)	Mass fraction	Concentration (g/mL)	Polarisation filter measurement (degrees)	Optical rotation (degrees)	Density measurement		
						Mass (g)	Volume (mL)	Density (g/mL)
30	45	0.40	0.47	–	–74	29.3	25.5	1.169
30	70	0.30	0.34	–	–56	35.9	32.5	1.127
30	120	0.20	0.21	–	–35	51.6	49.0	1.072
30	270	0.10	0.10	–	–15	50.6	49.5	1.034

4.2.4 Glucose

7 marks

Sugar (g)	Water (g)	Mass fraction	Concentration (g/mL)	Polarisation filter measurement (degrees)	Optical rotation (degrees)	Density measurement		
						Mass (g)	Volume (mL)	Density (g/mL)
30	45	0.40	0.46		29	25.5	23.0	1.153
30	70	0.30	0.33		17	31.6	29.5	1.102
30	120	0.20	0.21		9	48.1	46.0	1.066
30	270	0.10	0.10		1	50.7	50.0	1.027

Marking for 4.2.2, 4.2.3 and 4.2.4:

[comment: it turns out that the polarization of the laser pointer varies slowly over time; the slope is thus more reliable than the absolute values]

1 mark for correct water calculation

3 marks for correct optical rotation of sucrose (reasonable value (two for $\pm 3^\circ$ and one for $\pm 6^\circ$) and correct direction)

1 mark for correct density of sucrose ($\pm 3\%$ for density measurements)

3 marks for correct optical rotation of fructose (reasonable value and correct direction)

1 mark for correct density of fructose

3 marks for correct optical rotation of glucose (reasonable value and correct direction)

1 mark for correct density of glucose

3 marks for correct axes with quantities, units, and scales in diagrams.

3 marks correct measurement points in diagram

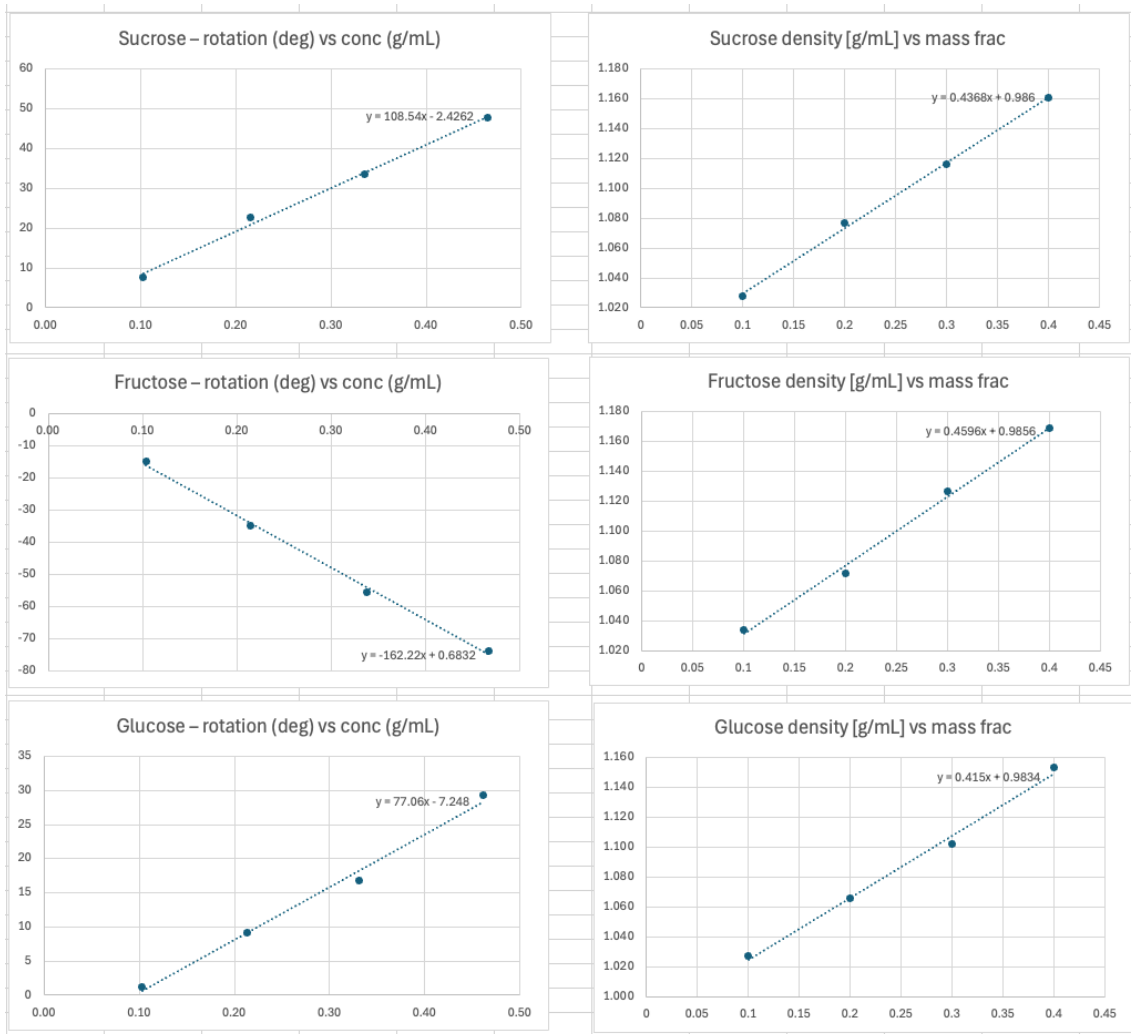
2 marks reasonable fitted curves to the measurement points

Add your calibration curves to the answer sheet.

Figures for Rotation and Density

Comments on uncertainties:

1. std dev of rotation measurements $\sim 2 \pm 1$ deg (thus, let's tolerate 3 deg deviation)
2. uncertainty in mass meas 0.3 gram; volume meas 0.5mL, giving uncertainty in density measure of 2%.



Problem 4.3 Sugar beet measurements*2 marks*

4.3 Measurements on sugar solutions.

2 marks

	Mass (g)	Volume (mL)	Density (g/mL)	Rotation (°)
Sugar beet	10.26	10	1.026	11°

Problem 5 – Conclusions about sugar*4 marks*5.1 Conclusions of beet sugar solution based on measurements in Problem 3 and 4.3 *marks*

The solution consists mainly of

- Glucose
 Fructose
 Sucrose

Sugar concentration (g/mL) = 12

1 mark correct sugar type based on measurements

1 mark for concentration within 20 % of the measured value by the lab assistant

1 mark more for concentration within 10 % of the measured value by the lab assistant

Note: Students will probably need both reduction rates from problem 3 and polarization measurements from problem 4. Glucose and sucrose have similar polarization and sucrose and fructose have similar half-life time.

5.2 Calculation of number of sugar beets per package of sugar.

*1 marks*The beet solution contained $125 \text{ g} \cdot 0,12 = 15 \text{ g}$ One 1,0 kg beet will have $1,0/0,152 \cdot 15 \text{ g} = 98,7 \text{ g}$ sugarNumber of beets in a package $2000/98,7 = 20$

One package of 2,0 kg sugar will contain sugar from 20 sugar beets



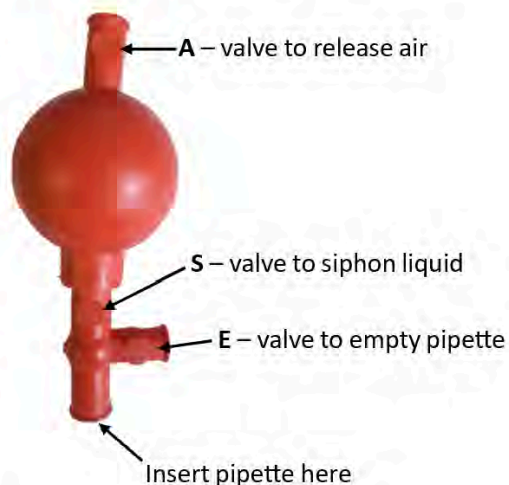
Task 2 – Read this first

Instructions at the beginning

- You should always wear safety glasses and a lab coat in the laboratory.
- When stated, wear gloves. When not stated it is not mandatory.
- All needed material and documents can be found at your lab place except for the conductivity meter which will be shared. The laboratory assistants will assist in measurements.
- Read the instructions about waste handling in the section below.
- Get an overview of all the documents before starting.
- Raise the card *Call for assistance* if you need to talk with a lab assistant.

Instructions on how to use the pipette bulb

1. Insert the top of the pipette in the bottom of the pipette bulb
2. Release air from the pipette bulb by squeezing valve A and pipette bulb at the same time
3. Insert the tip of the pipette into the liquid to be dispensed
4. Siphon the liquid into the pipette by squeezing valve S
5. Empty the pipette by squeezing valve E
6. Be careful not to let liquid enter the pipette bulb



Water suction equipment



Instructions at the end before the time is up

- Put all documents in the envelope. Only the items in the envelope will be sent for assessment.
- Please clean your lab place if you are the last group of the day. Otherwise leave everything for waste handling by the lab assistants.



Task 2

Task Sheet

Water

EOES 2026 Lund Sweden
2nd May–9th May

Country Team X

Introduction

Water is life. Its quality is of fundamental importance, not only for human consumption and agriculture, but also for the health and sustainability of delicate ecosystems. This is particularly apparent in southern Sweden, where the landscape is defined by farmlands, a long coastline, and forests, all of which depend on a steady supply of clean freshwater.



Figure 1. Sea outside the coast of Skåne.

The study begins with a biological exploration of aquatic life, involving microscopic examinations of algae and detailed dissections of fish. By observing these organisms, we develop a foundational understanding of the biological diversity present in our water bodies.

We then embark on a crucial quest to unveil the chemical fingerprints of four distinct water samples collected across the southern part of Sweden. Moving beyond simple observation, we will perform quantitative analyses on key parameters that indicate water quality and environmental impact.

Our investigation is highly relevant as one of the four tested water sources serves as the vital drinking water reservoir for around half a million people in this region. Maintaining the quality of this specific source is therefore paramount for public health.

Sand filtration is a crucial component in ensuring the safety of water supplies. During the last part of this task, we will investigate the flow through a sand filter. This provides direct insight into practical methods for purifying drinking water in real-world applications.

Problem 1 – Life in water

Problem 2 – Analysis of waters

Problem 3 – Sand filters

Please read the entire document before starting the experiments. Only answers written on the Answer Sheet and attached diagrams will be marked.

Problem 1 - Life in water

Our investigation begins with a hands-on exploration of the biological inhabitants of our local ecosystems. Through the microscopic study of various algae species, we observe the primary producers that form the foundation of the aquatic food web. This is complemented by dissecting a fish to gain a direct insight into the internal structures of higher-order organisms. By examining these life forms, we gain a vivid understanding of the environments we are studying.

Problem 1.1 Study of algae

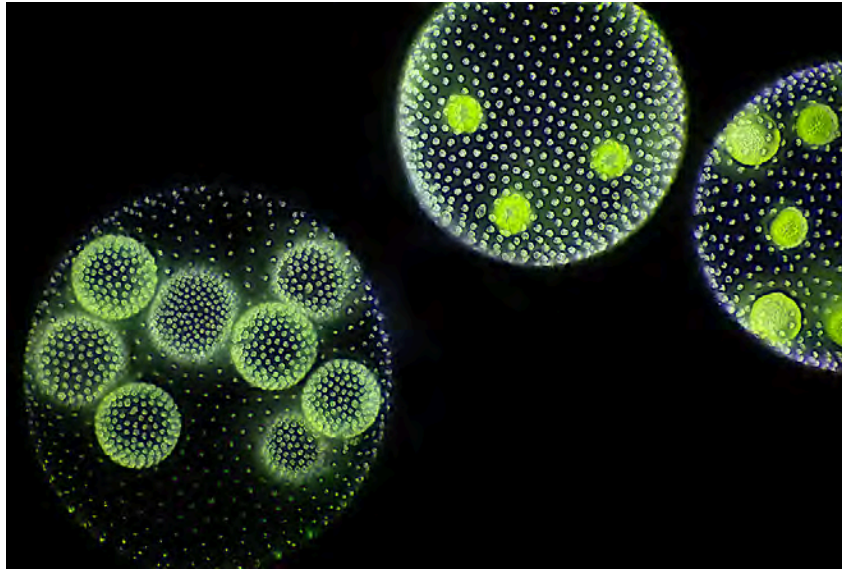


Figure 2. *Volvox*, a colonial green alga and example of phytoplankton
(<https://en.wikipedia.org/wiki/Volvox>)

Experiment

Material and equipment

- microscope with ocular micrometer
- microscope slides
- cover glasses
- stage micrometer
- tube with algal suspension mixture labelled *Algae A*
- tube labelled *Algae B*
- tube labelled *Algae C*
- plastic pasteur pipettes

1.1.1 Study of freshwater algae

Green algae (Chlorophyceae) include both unicellular and multicellular species. Some form colonies, while others exist as single cells.

You have been given a tube containing a suspension mixture of freshwater algae (*Algae A*) and a reference image (see figure 3) showing different algal species. Observe the sample under the microscope.

Procedure

1. Prepare a wet mount of the algal culture (tube labelled *Algae A*) on a microscope slide and then cover it with a coverslip. Mix the suspension before transfer to the glass.
2. Observe the cells under the microscope.

Use figure 3 as a reference, identify the four algal species which are present in your sample. Write your answer in letters in **box 1.1.1**. Keep and return the tube *Algae A* with the answer sheet.

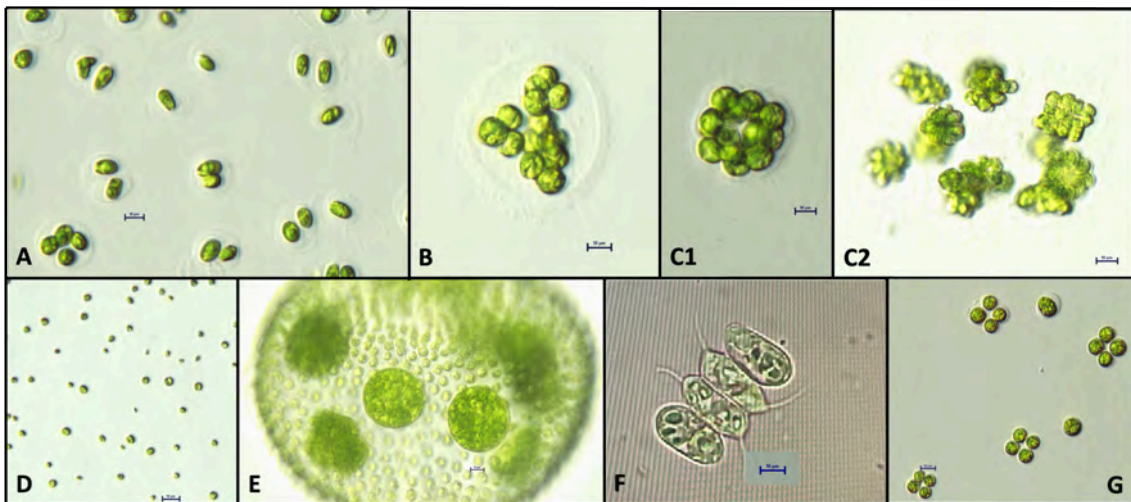


Figure 3. Seven different species of *Chlorophyceae* (freshwater green algae). All images were captured at 400× magnification. Scale bars = 10 μm . Source: *Homa Papoli Yazdi*.

- (A) *Chlamydomonas callosa*;
- (B) *Paulschulzia pseudovolvox*;
- (C1) *Pandorina morum*;
- (C2) *Pandorina morum* undergoing cell division;
- (D) *Chlorella vulgaris*;
- (E) *Volvox tertius*;
- (F) *Scenedesmus quadricauda* ;
- (G) *Tetrabaena socialis*.

1.1.2 Study of unicellular green algae

You have been given a live culture of the unicellular green alga *Chloromonas oogama* (tube labelled *Algae B*). The given sample is synchronized in the growth cycle so that most of the cells seen are in the nonmotile stage, however, you might still see some flagellated swimming cells. The non-motile cells have lost their flagella and have begun growing in preparation for division.

Procedure

1. Prepare a wet mount of the algal culture (tube labelled *Algae B*) on a microscope slide and then cover it with a coverslip.
2. Observe the cells under the microscope.
3. You have two micrometers. An ocular micrometer and a stage micrometer. Use the stage micrometer to determine the value of one ocular unit (smallest division) at 10x and 40x. Write the measurements for the ocular unit as instructed in **box 1.1.2**.
4. Measure the diameter of 10 individual cells that appear spherical (non-motile cells). Record your values in micrometers (μm) in **box 1.1.3**.
5. Calculate the average cell diameter. Write your result in **box 1.1.3**.
6. Keep and return the tube *Algae B* with the answer sheet.

1.1.3 Study of multicellular green algae

You have been given a culture of an unknown green alga (tube labelled *Algae C*). This algae reproduces by a form of cell division called multiple fission during which daughter cells stay encased in the mother cell wall. The mother cell grows and then undergoes several rounds of mitotic division without any cell death, producing the adult colony. Consider how this type of division would affect the number of cells in a colony. Observe the living colonies under the microscope.

Procedure

1. Prepare a wet mount of the algal culture (tube labelled *Algae C*) on a microscope slide and then cover it with a coverslip.
2. Observe the colonies under the microscope.
3. Select 5 clearly visible colonies.
4. Count the number of cells in each colony. Write your result in **box 1.1.4**.
5. Keep and return the tube *Algae C* with the answer sheet.

Based on your observations of this species and the cell number across colonies, what can you conclude about how colonies form? Choose all answers that apply. Write the letter(s) of the correct statement(s) in **box 1.1.5**.

- A. Cells divide randomly, resulting in random numbers of cells in each colony.

- B. Colony formation is controlled by coordinated and regulated cell divisions.
- C. There is a distinct range of cell numbers associated with this species.
- D. Colonies form by aggregation of independent cells.
- E. The majority of the mother cells undergo between 3 to 5 rounds of cell division.

Question

A student attempts to grow *Volvox tertius* in four different experimental media. Flasks 1, 2 and 3 are kept under fixed amounts of light/dark cycles and Flask 4 in darkness at 20 °C. After two weeks, the following observations were recorded:

Flask	Culture contents	Result
1	CO ₂ , nitrates, phosphates, trace minerals, distilled water	Rapid growth (green culture)
2	Glucose, nitrates, phosphates, trace minerals, distilled water	No growth (cells die)
3	Dissolved CO ₂ , phosphates, trace minerals (no nitrates), distilled water	Cell survival and minimal growth (yellowish culture)
4	Dissolved CO ₂ , nitrates, phosphates, trace minerals, distilled water	No growth (cells die)

Based on these experimental results, which of the following statements best describes the metabolic requirements of *Volvox tertius*? Write the letter(s) of the correct statement(s) in **box 1.1.6**.

- A. It is a facultative heterotroph that prefers glucose over CO₂ for carbon.
- B. It is an obligate photoautotroph that requires nitrates in order to synthesize essential molecules such as proteins and chlorophyll.
- C. Light is only used as a signal for movement, while minerals provide the energy for growth.
- D. It can grow in the absence of light if glucose is available as a carbon source.

Problem 1.2 Dissection of Atlantic herring

The herring (*Clupea harengus*) is a vital pelagic species that grows to between 20 and 30 centimeters in length. It is found in both the Atlantic and the Baltic (Brachial water) seas. As a filter feeder, it is highly sensitive to changes in its marine environment. Salinity directly affects the growth rate of the fish and its osmotic regulation. Dissolved oxygen is crucial for its survival, especially during the spawning. This study links chemical parameters to the health of a key biological indicator species.

Experiment

Material and equipment

- Atlantic herring
- tray
- scissors
- scalpel
- forceps
- colored pins (green, pink, white, blue, yellow)
- dissection board
- marker pen
- gloves

Safety

NB. Scalpels are sharp so be careful when cutting. Most times it is just as good to use the scissors. When using sharp items, always cut away from your body and keep your fingers clear of the cutting path.

Procedure

1. Turn the fish so that its right lateral side is facing upwards (see figure 4.1).
2. Insert the scissors at the dorsal most edge of the operculum and make a diagonal cut ending just behind the eye. Follow the red line to see the outline of the operculum (see figure 4.2).
3. Make a vertical cut from the ventral edge of the operculum, so that a triangular section of the operculum can be removed (see figure 4.3).
4. Once the gill arches are exposed (see figure 4.4), count how many gill arches there are on one side of the fish. Enter the number of gill arches in **box 1.2.1**.
5. Free the operculum from the isthmus by cutting along the lower jaw connection (see figure 4.5).
6. Cut the anterior most attachment of the dorsal part of the first gill arch to the head.
7. Then cut the anterior most attachment of the ventral part to completely free the first gill arch.
8. Place the extracted gill arch on the dissection board. It should form an intact C-shaped structure, consisting of **i**) a long ceratobranchial, the lower branch of the gill arch and **ii**) a shorter epibranchial, the upper branch of the gill arch.

Insert the colored pins as follows:

Green pin	Epibranchial
Pink pin	Ceratobranchial
White pin	Structure involved in counter current gas exchange during respiration (gill filaments)

The assessment also includes the evaluation of the quality of the extracted gill arch (i.e. whether it is intact, undamaged, and correctly oriented).

9. Remove the eye by cutting the optic nerve with the scissors (see figure 4.6).
10. Open the eye by cutting with the scalpel. Extract the lens (see figure 4.7).
11. The lens is made up of an outer, more fluid, part of the lens and an inner, solid, lens nucleus. Extract the lens nucleus, place it on the dissection board, and mark it with the blue colored pin.
12. Finally cut the fish from the anus to the nose along the abdomen to extract the heart. Remove the side of the fish (see figure 4.8).
13. The heart will be found in the frontal part of the ventral cavity. Cut off the connecting blood vessels with the scissors to extract the heart.
14. Place the heart on the dissection board and mark it with the yellow colored pin.
15. Call for a laboratory assistant to
 - (1) take a picture of your dissection board
 - (2) get a signature in **box 1.2.2**



1. Herring



2. Red line shows the operculum. Black dotted line shows where to cut.



3. Fish after cutting the operculum.



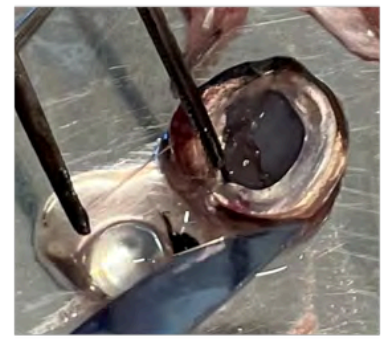
4. Count the number of gill arches on one side of the fish.



5. Black dotted line shows where to cut along the lower jaw.



6. Eye removal eye by cutting the optic nerve.



7. Extracted lens nucleus.



8. Side of the fish removed.

Figure 4. Dissection instructions.

Problem 2 - Analysis of waters

By systematically quantifying different parameters, this experiment aims to characterize the diverse chemical and biological profiles of waters in southern Sweden. You will map the sources of four water samples A-D to four locations in southern Sweden.

Problem 2.1 Analysis of conductivity

Salinity is a measure of the amount of salt (dissolved ions) in a given volume of water. While essential for aquatic life, high or fluctuating salinity can stress freshwater organisms and impact suitability for irrigation.

To determine salinity, a conductivity meter can be used. Conductivity is a measure of how well a solution conducts electricity, and the more dissolved salts (ions) the water contains, the higher the conductivity.

Experiment

Material and equipment

- conductivity meter
- 4 glass beakers, 100 mL
- 1 glass beaker, 250 mL
- kleenex (paper tissue)
- marker pen
- water samples A–D
- deionized water (room temperature)

Procedure

1. Pour an aliquote of one of the water samples into a 100 mL glass beaker.
2. Press the power button on the conductivity meter and take the cover off the probe.
3. Rinse the probe with deionized water and dry with a Kleenex.
4. Stick the probe into the sample and wait for a stable reading. Write your results in **table 2.1**.
5. Repeat the measurements for all the other water samples. Make sure to rinse the probe in deionized water and dry with a Kleenex between each measurement.

Problem 2.2 Gravimetric analysis

The amount of chloride ions (Cl^-) in the different water samples can be determined through precipitation with silver ions (Ag^+) forming an insoluble precipitate of silver chloride (AgCl). Silver ions are added in excess to ensure that all chloride ions react.

Reaction formula (Chemical equation)

Write the reaction formula (include only reacting species) for the formation of silver chloride precipitate (AgCl) in **box 2.2.1**. Include states of aggregations (s=solid, l=liquid, g=gas and aq=aqueous).

Experiment

Material and equipment

- Büchner flask, 500 mL
- Büchner funnel, 80 mm diameter
- 4 Erlenmeyer flasks, 100 mL
- filter paper (round, fitting the Büchner funnel) - dried in advance
- heating cabinet, 80 °C
- pipette bulb (Peleus ball)
- stand with boss head and clamp
- tray (suited for 80 °C)
- tweezer
- 4 volumetric pipettes 10 mL, labelled A-D
- 1 volumetric pipette 40 mL
- water suction equipment
- scale
- periodic table
- silver nitrate solution (AgNO₃) 0.100 mol/L
- water samples A–D
- deionized water

Safety

Silver nitrate is corrosive and hazardous to aquatic life and can cause stains on skin and clothing.

Experimental procedure

1. Pipette 10.0 mL of one of the water samples into a 100 mL Erlenmeyer flask.
2. Add 40.0 mL of silver nitrate solution with a pipette and swirl for 20 seconds to allow for a precipitate to form.
3. Weigh a dry filter paper (marked with the water samples, A-D, country and team) and write down the mass in **table 2.2.2**.
4. Place the filter paper in the Büchner funnel.
5. Stabilize the Büchner flask to a stand. Place the funnel in a Büchner flask. Moisturise the filter paper with deionized water.
6. Connect the flask to a water suction equipment and start the water flow.

7. Pour the suspension (solution and precipitate) from the Erlenmeyer flask through the Büchner funnel.
8. Turn off the water suction.
9. Remove the filter paper with a tweezer and transfer to the tray.
10. Repeat the procedure above for all the other water samples.
11. Ask the laboratory assistant to put the tray in the heating cabinet (80 °C) to dry for 20 minutes.
12. When the filter papers have been dried, the laboratory assistant will return the tray. Weigh the filter papers again. Write down their mass in **table 2.2.2**.

Calculations based on measurements

Perform the following tasks for all water samples and write your results in **table 2.2.2**.

1. Calculate the mass of the AgCl precipitate. Assume that only AgCl has precipitated and other ions from the water samples did not react with silver ions.
2. Calculate the amount of AgCl precipitate (mmol).
3. Calculate the amount of chloride ions (mmol) for the water sample.
4. Calculate the concentration of chloride ions (mmol/L).

Problem 2.3 Analysis of nitrate

Nitrate is an essential nutrient for plant growth, but its excessive application in agriculture leads to significant environmental and public health risks. You are going to determine the nitrate concentration in the four water samples A-D. For each sample, you will conduct one reference measurement and three replicate determinations 1-3.

Experiment

Material and equipment

- spectrometer
- nitrate reagent 1 (labelled NO₃-1)
- nitrate reagent 2 (labelled NO₃-2)
- 4 spectrometer cuvettes
- 4 test tubes for preparation (rinse in deionised water between tests)
- 1 test tube cap (rinse in deionised water between tests)
- timer
- marker pen
- Plastic pasteur pipette (rinse in deionised water between tests)

- spatula
- kleenex (paper tissue)
- waste container for used reagents
- water samples labelled A to D
- Deionised water

Procedure

Step 1 – Prepare the samples

1. Fill with a plastic pasteur pipette 5.0 mL of one of the water samples (A-D) into a test tube labelled "0" (this is the reference sample).
2. Fill 5.0 mL of the same water sample into three other test tubes labelled "1", "2" and "3" (replicates).

Step 2 – Add reagent

1. Add 5 drops of NO_3^-1 (reagent 1) to test tubes 1-3.
2. Mix for 5 seconds with a test tube cap.
3. Then add 1 level spatula (see figure 5) of NO_3^-2 (reagent 2) to tubes 1-3.
4. Mix again with a test tube cap to ensure that everything is properly dissolved.

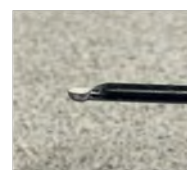


Figure 5. Level spatula with NO_3^-2

Step 3 – Reaction time

1. Leave test tubes 1-3 to stand for 5 minutes.

Step 4 – Measure

1. Turn on the spectrometer.
2. Rinse four spectrometer cuvettes with sample water.
3. Transfer sample 0 to one of the spectrometer cuvettes and place the cuvette in the spectrometer.
4. Press the C-button of the spectrometer twice until you are in absorbance mode and see a relatively flat line.
5. Transfer sample 1 to another spectrometer cuvette and place the cuvette in the spectrometer.
6. Write the recorded absorbance value, with three decimal places, in **table 2.3** and repeat for sample 2 and 3.

Step 5 – Repeat

1. Repeat steps 1 - 4 with the remaining three water samples.

Step 6

1. Calculate the mean nitrate absorbance value for water sample A-D. Fill in **table 2.3**.

Problem 2.4 Analysis of water hardness

Water naturally contains dissolved inorganic salts. The most common positively charged multivalent ions are calcium Ca^{2+} and magnesium Mg^{2+} and the hardness of water is defined in terms of its content of these ions. Hard water contains more calcium and magnesium ions than soft water. Hardness affects the water's interaction with plumbing, detergents, and industrial processes, and can offer insights into the geological composition of the area from which the water originates. In this experiment, we determine the calcium and magnesium content by EDTA titration.

The degree of hardness is often given as the concentration of Ca^{2+} and Mg^{2+} in moles per litre.

In Sweden hardness of water is expressed in German degrees of hardness, $^{\circ}\text{dH}$ ($^{\circ}\text{dH} = \text{grad deutscher Härte}$). 1 $^{\circ}\text{dH}$ corresponds to $([\text{Ca}^{2+}] + [\text{Mg}^{2+}]) = 0.178 \text{ mmol/L}$.

Water hardness can readily be determined by titration with ethylenediaminetetraacetic acid (EDTA), a chelating agent (see figure 6). EDTA is a weak acid that can lose four protons on complete neutralization and is therefore often represented by the formula H_4Y .

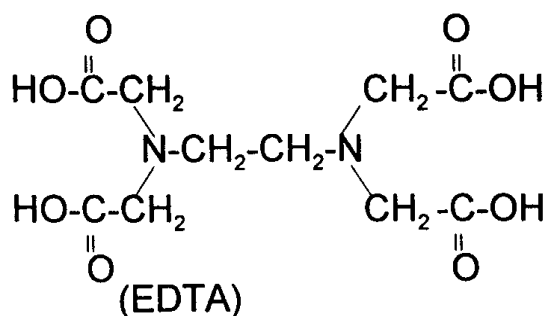


Figure 6. Structural formula for EDTA

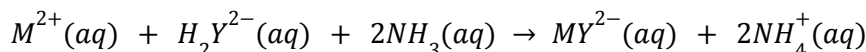
EDTA forms a complex with ions, such as Ca^{2+} and Mg^{2+} , in a ratio of 1:1.

In this experiment, you will use an EDTA solution with a known concentration to determine the hardness of unknown water samples. Since solutions of EDTA, Ca^{2+} and Mg^{2+} are all colourless it is necessary to use an indicator to detect the end point of the titration. The indicator at your disposal is Eriochrome Black T, or EBT. At a pH of 10 a concentrated solution of the indicator is dark blue or almost black but when magnesium and/or calcium ions are present the colour turns into red/cerise due to a rather stable Mg^{2+} -EBT- and Ca^{2+} -EBT-complexes.

As a water sample including EBT as indicator is titrated with EDTA a complex is formed with free Ca^{2+} and Mg^{2+} ions leaving the Mg^{2+} -EBT-complex and Ca^{2+} -EBT-complex alone until essentially all of the calcium and magnesium ions have been complexed with EDTA. At this point the EDTA concentration is high enough to displace Mg^{2+} and Ca^{2+} from the indicator-complex and the indicator is set free. The colour changes from red/cerise \Rightarrow wine red \Rightarrow grey-blue \Rightarrow blue. The blue colour indicates the end point of the titration. The change in colour from grey-blue to blue occurs with only one drop of EDTA.

The titration is performed at a pH of 10, in an ammonia buffer, which keeps the EDTA (H_4Y) mainly in the half neutralized form, H_2Y^{2-} , where it complexes very well with the ions of the group IIA elements of the periodic table (alkaline earth metals e.g. Ca^{2+} and Mg^{2+}) but not with other cations such as Fe^{2+} that might be present as impurities in water.

As the titration gives the sum of calcium ion and magnesium ion concentration, the reaction formula (chemical equation) can be written as:



where M^{2+} represents calcium and magnesium ions.

Use the EDTA titration to determine the amount of Ca^{2+} and Mg^{2+} in the different water samples and use the result to classify them regarding hardness.

Experiment

Material and equipment

- 4 Erlenmeyer flasks, 250 mL
- burette fastened to stand with burette holder - prepared
- magnetic stir bar, magnetic stirrer and magnetic stir bar retriever
- pipette bulb (Peleus ball)
- pH indicator paper
- 4 volumetric pipettes, 50 mL, labelled A-D
- glass beaker, 100 mL
- funnel, small
- waste vessel for EDTA solutions
- ammonia buffer pH 10 (in glass bottle with dropper)
- EDTA solution, 5.0 mmol/L (in plastic bottle)
- Eriochrome Black T (EBT) indicator in methanol (in glass bottle with dropper)
- water samples A–D
- deionized water

Safety

Ammonia buffer may cause irritation to the respiratory tract. Methanol is poisonous, flammable and hazardous. Collect waste in the intended vessel on the laboratory bench.

Procedure

1. Fill the burette with 5.0 mmol/L EDTA solution.
2. Pipette 50.0 mL of one of your water samples into a clean but not necessarily dry 250 mL Erlenmeyer flask.
3. Add 20 drops of ammonia buffer to the Erlenmeyer flask. Make sure that a pH of 10 is established (check with pH indicator paper). If not, add some more ammonia buffer.
4. Add 10 drops of EBT indicator. The colour should now be red/cerise.
5. Place the Erlenmeyer flask on the magnetic stirrer, add a magnet stir bar and start the stirring.

6. Start the titration. Record the amount EDTA used to reach the equivalence point (solution turning blue) in **table 2.4**. For some water samples the end point of the titration will not be reached within addition of 50 mL of EDTA. In that case record the volume of added EDTA as 50 mL.
7. Perform the titration at least two times per water sample. If the volume of the first titration is 50 mL EDTA a repeated titration is not needed.
8. Pour all waste containing EDTA into the vessel for EDTA waste.

Calculations based on measurements

Assume that there is no difference in chemical behaviour between Ca^{2+} and Mg^{2+} in your water samples. Perform the following tasks for all water samples and write your results in **table 2.4**.

1. Calculate the amount of Ca^{2+} and Mg^{2+} ions in mmol.
2. Calculate the concentration of Ca^{2+} and Mg^{2+} in mmol/L.
3. Calculate the water hardness ($^{\circ}\text{dH}$).
4. Inspect the table below and classify your different waters regarding hardness.

Table: Classification of water hardness

Classification	Hardness ($^{\circ}\text{dH}$)
Very soft	< 2
Soft	3-6
Average	7-13
Hard	14-20
Very hard	> 20

Problem 2.5 Identification of water samples



Figure 7. Water samples were collected from four different water sources.

Hanö bay

The water in Hanö bay, a part of the Baltic Sea, is characterised by its brackish nature, a mixture of saltwater and fresh water. This affects the plants and animals that can live there. The high concentration of multivalent cations in the Baltic Sea is due to the continuous input of ion-rich water derived from weathering and erosion.

Sea by Helsingborg

The water in Helsingborg is slightly saltier compared to water from Hanö bay since water flowing out from the Baltic Sea gradually mixes with saltier water from the Atlantic. Nutrient content is low.

Lake Bolmen

The water comes from one of the largest lakes in southern Sweden. The lake is surrounded by vast forest areas, which influences both its colour and chemical composition. The water often has a slightly brownish tone, caused by humic substances – natural organic substances that leach out of the soil and forest litter and make the water slightly acidic.

Lake Bolmen is nutrient-poor, partly because the catchment area is dominated by forest and marshland.

Höje river

The water of Höje River comes from a shallow lake in Skåne, surrounded by farmland. The water is often greenish and cloudy due to high levels of nutrients such as nitrate and phosphate. These mainly come from fertilizer and runoff from the fields around the lake.

This nutrient-rich water promotes algal blooms and dense vegetation thereby reducing visibility and potentially leading to oxygen depletion at the bottom when organic material decomposes.

Question

Study the characteristics of the four water samples listed in **table 2.5.1**. Pair the four described water sources with your four samples in **table 2.5.2**.

Problem 3 – Sand filters

As populations grow and environmental conditions change, ensuring safe water supplies becomes increasingly important. Natural water sources often contain impurities, microorganisms, and suspended particles that must be removed before the water is safe to drink. One of the oldest and most effective methods of purification is sand filtration, a technique that has been used for thousands of years, from ancient civilizations to modern water treatment plants.

Sand is an excellent filtration material due to its granular structure, which traps particles while allowing water to flow through. The size and packing density of sand grains determine how efficiently water is cleaned and how quickly it passes through the filter. Understanding the physics behind filtration, such as grain size, flow rate, and packing density, helps engineers design better systems to provide clean water for communities.

In this experiment, you will explore the physics of filtration through three tasks:

- Grain size distribution
- Packing density
- Sand Filtration

Through these experiments, you will gain insight into the physics of filtration and the challenges behind providing safe drinking water.

Problem 3.1 Grain size distribution

The distribution of grain sizes in the sand heavily affects the rate at which water flows through the sand. Research has shown that a sand with a uniform distribution of grain sizes (figure 8a) is more suitable for filtering as there is more space for the water to pass through. Water will flow slower through sand with a varied size distribution (figure 8b), e.g. beach sand.

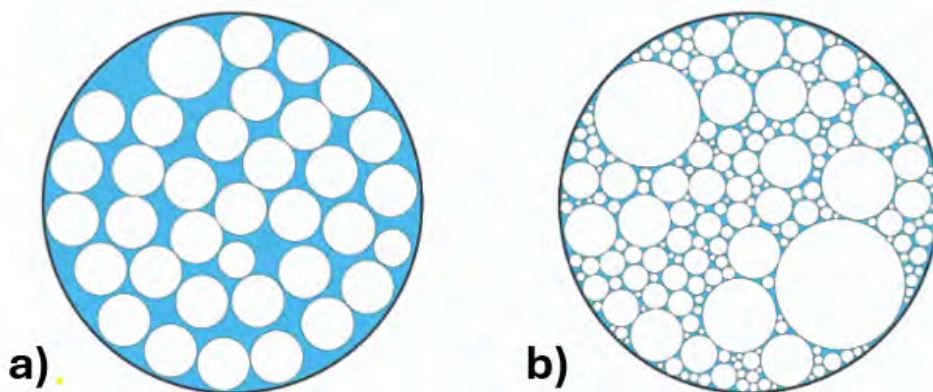


Figure 8: Illustration of the distribution of spherical grain sizes. One with a nearly uniform size distribution (a) and one with a varied size distribution (b).

Experiment

In front of you you have two samples of sand. At first glance they look similar but one sample consists of filter sand with a nearly uniform size distribution and the other consists of regular beach sand with a varied size distribution. Your first task is to determine which is which and to investigate the grain size distribution of the two samples by sieving them.

Material and equipment

- sand sample A
- sand sample B
- sieve set
- scale
- 2 beakers, 250 mL
- calculator

Experiment

1. Assemble the sieve stack with the coarsest sieve on top and the finest at the bottom. Place the lid and base in place.
2. Weigh 100 g of sand from sample A and pour it in the top sieve.
3. Close the lid and shake the sieve stack for at least 1 minute. Make sure the stack is closed and no sand escapes.
4. Carefully disassemble the sieves one by one. For each sieve measure the mass of sand, m_i . Note the grain size interval, d_i , as indicated on the label on the rim of each sieve, and mass for the sand from each sieve in **table 3.1.1**.
5. Because some sand might stick to the sieves, calculate the new total mass of sand. Use this as the new total mass.

$$m_{tot} = m_1 + m_2 + m_3 + \dots$$

Note the new total mass in the last row of **table 3.1.1**.

6. Repeat steps 1-5 for sand sample B. Note your measurements in **table 3.1.2**. Make sure the sieves are clean before repeating the experiment.

Analysis

1. Calculate the fraction of mass for each grain size and fill in **table 3.1.1** and **table 3.1.2**.

$$\text{mass fraction} = \frac{m_i}{m_{tot}}$$

2. Calculate the cumulative fraction of mass by adding the mass fraction from finest to coarsest grain size step by step.

$$\text{cumulative mass fraction} = \text{sum of this and all previous mass fractions}$$

This value describes the proportion of grains that are smaller than or equal to the current grain size. Note the results of your calculations in **table 3.1.1** and **table 3.1.2**.

3. Make a cumulative mass fraction distribution chart for both the sand samples in **diagram 3.1.3**. Plot the measurements:

- x -axis: upper bound of grain size d (logarithmic scale)
 - y -axis: cumulative mass fraction
 - draw curves to the two sets of data points.
4. Determine which sample contains filter sand and which sample contains regular beach sand based on the information and note your choice in **box 3.1.4**.
 5. From your diagram, note the following values in **table 3.1.5** for the regular beach sand.
 - Determine d_{10} , such that 10 % of the total sand mass has a grain size smaller than d_{10}
 - Determine d_{60} , such that 60 % of the total sand mass has a grain size smaller than d_{60}
 - Calculate the uniformity coefficient, C

$$C = \frac{d_{60}}{d_{10}}$$

Problem 3.2 Packing density

The second task in this part is to determine the packing density, ϕ , of the sand samples. The packing density is one factor which determines the permeability of the sand which, in turn, you will measure in problem 3.3.

Material

- sand sample A
- sand sample B
- 2 beakers, 250 mL
- measuring cylinder (250 mL)
- calculator
- tap water

Experiment

1. Fill one beaker with 150 mL of sand from sand sample A.
2. Fill the graduated measuring cylinder with 250 mL of water.
3. Gently pour water from the cylinder into the first beaker until the sand is just covered. (Hint: there should not be any layer of water above the sand bed.) Note the amount of water captured by the sand in **box 3.2.1**.
4. Repeat steps 1-3 with sand from sand sample B. Note the amount of water captured by the sand of sample B in **box 3.2.3**.

Packing density

1. The packing density, ϕ , of the sand is calculated from captured water and the volume of dry sand.

$$\phi = 1 - \frac{V_{\text{captured}}}{V_{\text{sand}}}$$

Calculate the packing density for both sand samples and note the values for sample A in **box 3.2.2** and for sample B in **box 3.2.4**.

Problem 3.3 Sand Filtration

You will construct a sand filter and determine how water flow depends on the height of the water column. Through this you will characterise the sand. The flow rate also differs significantly between dry and wet sand. The experiment will be done with both dry and wet sand. The further analysis will focus on the wet sand only. Finally, you will use your results from the lab-scale experiment to calculate the size of a sand bed needed to provide clean water for a city of 100 000 people, such as Lund.

Materials

- clear cylinder with open ends, 4.5 cm diameter
- sand sample A
- sand sample B
- measuring cylinder, 250 mL
- beaker
- stand with clamps
- timer
- scale
- measuring tape
- graphing paper
- calculator
- filter paper
- rubber bands
- funnel
- tap water

Experiment

1. Attach a measuring tape on the open ended cylinder, such that the water height h can be measured.
2. Place a filter paper at one end of the cylinder and firmly attach it with a rubber band.
3. Fill that cylinder with 250 mL of dry sand from the sand sample containing filter sand as determined in the previous experiment.
4. Attach the filled cylinder to the stand.
5. Place a measuring cylinder underneath. Put a funnel in the measuring cylinder.

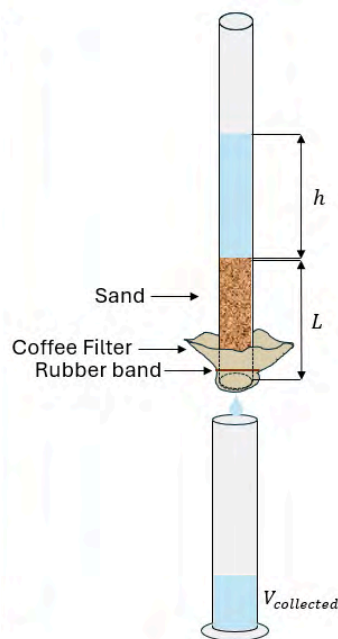


Figure 9. Water filtration experimental setup

6. Fill a separate beaker with 200 mL of water

Next you will have to track the height above the sand bed h , flow rate and volume of the collected water as the water flows through the sand filter.

Note: The water flows rapidly. It can be good to record with two people. Make sure you are prepared. It is easiest to focus on the water height h and record for 1 cm intervals, the time at which the water reached that height. Subsequently the volume can be calculated from h .

7. Pour the water onto the sand column.
8. In **table 3.3.1** record for each measurement point:
 - a. Volume of water collected in the measuring cylinder, $V_{collected}$
 - b. Height of water above the sandbed, h
 - c. Time passed, t

Keep going until water stops dripping.

9. Repeat the experiment with the already wet sand and record your measurements in **table 3.3.2**.
10. The wet sand measurement can be repeated if necessary by repeating only the pouring step.

Analysis

Flow Rate and Permeability

1. Make a diagram of the collected water, $V_{collected}$ versus time t from the results of the wet sand in **table 3.3.2** and attach the graph to your Answer Sheet. Write **diagram 3.3.3** and your team code on the diagram.

- Calculate the volumetric flow rate, Q , for all measurement points. For measurement n :

$$Q_n = \frac{V_{\text{collected},n} - V_{\text{collected},n-1}}{t_n - t_{n-1}}$$

Add the values to **table 3.3.2**.

- Make a diagram of the flow rate, Q from **table 3.3.2**, versus the pressure Head, $H = h+L$, with L the sand depth. Fit a curve to your data points and attach it to the Answer Sheet. Write **diagram 3.3.4** and your team code on the diagram.
- Darcy's law describes the flow of a fluid through a porous medium, if there is significant fluid over the medium ($h>0$).

$$Q = \frac{k \cdot A \cdot \rho \cdot g \cdot H}{\mu \cdot L}$$

Q , flow rate (m^3/s)

k , permeability of the sand (m^2)

A , cross-sectional area of the tube (m^2)

$\rho = 1000 \text{ kg}/\text{m}^3$, density of water

$g = 9.82 \text{ m}/\text{s}^2$, gravitational acceleration in Lund

$H =$ pressure head ($h+L$)

$\mu = 10^{-3} \text{ kg}/(\text{m}\cdot\text{s})$, viscosity of water

L , sand depth (m).

- To determine the permeability, k , of the sand, use the slope of $Q(H)$, for all heights where $h>0$, h is larger than 0, from graph 3.3.4. Note the slope in **box 3.3.5**.
- Use Darcy's law to solve for k . Note the value in **box 3.3.6**. Note also the value of L in **box 3.3.6**.

Problem 3.4 Estimate the sand area to supply the city of Lund

The city of Lund consumes about $15\,000 \text{ m}^3$ water every day. The water is coming from two lakes, Vombsjön and Bolmen. The water is treated in nearby treatment plants using primarily sand filtration alongside other additional steps like ozone treatment and filtration by activated carbon.

The beds used in the water treatment plant are 1 meter deep with an additional 1 meter of water above them.

In the previous experiment you tested how quickly water filters through different types of sand. How does this lab-scale setup need to be scaled up to meet the needs of the city of Lund? Fill in your answers on the Answer Sheet.

Setup: $Q_{\text{Lund}} = 15000 \text{ m}^3/\text{day} = 0.174 \text{ m}^3/\text{s}$, $L = 1 \text{ m}$ depth of the sandbed, $h = 1 \text{ m}$ height of water.

- Use Darcy's law and your calculated value of the permeability, k , to calculate the flow rate per area, Q/A , with this setup, 1.0 m sand and 1.0 m water in **box 3.4.1**.
- How large would the sandbed need to be given a consumption of $Q_{\text{Lund}} = 0.174 \text{ m}^3/\text{s}$? Add your calculation in **box 3.4.2**.

Periodic Table

1 H 1,01																	2 He 4,00
3 Li 6,94	4 Be 9,01											5 B 10,8	6 C 12,0	7 N 14,0	8 O 16,0	9 F 19,0	10 Ne 20,2
11 Na 23,0	12 Mg 24,3											13 Al 27,0	14 Si 28,1	15 P 31,0	16 S 32,1	17 Cl 35,5	18 Ar 39,9
19 K 39,1	20 Ca 40,1	21 Sc 45,0	22 Ti 47,9	23 V 50,9	24 Cr 52,0	25 Mn 54,9	26 Fe 55,8	27 Co 58,9	28 Ni 58,7	29 Cu 63,5	30 Zn 65,4	31 Ga 69,7	32 Ge 72,6	33 As 74,9	34 Se 79,0	35 Br 79,9	36 Kr 83,8
37 Rb 85,5	38 Sr 87,6	39 Y 88,9	40 Zr 91,2	41 Nb 92,9	42 Mo 95,9	43 Tc (99)	44 Ru 101,1	45 Rh 102,9	46 Pd 106,4	47 Ag 107,9	48 Cd 112,4	49 In 114,8	50 Sn 118,7	51 Sb 121,8	52 Te 127,6	53 I 126,9	54 Xe 131,3
55 Cs 132,9	56 Ba 137,3	*	72 Hf 178,5	73 Ta 180,9	74 W 183,9	75 Re 186,2	76 Os 190,2	77 Ir 192,2	78 Pt 195,1	79 Au 197,0	80 Hg 200,6	81 Tl 204,4	82 Pb 207,2	83 Bi 209,0	84 Po (210)	85 At (210)	86 Rn (222)
87 Fr (223)	88 Ra (226)	**	<div style="display: flex; justify-content: space-around; align-items: center;"> <div style="border: 1px solid black; width: 20px; height: 15px; background-color: white;"></div> metals <div style="border: 1px solid black; width: 20px; height: 15px; background-color: #cccccc;"></div> metalloids <div style="border: 1px solid black; width: 20px; height: 15px; background-color: #999999;"></div> nonmetals </div>														

*	57 La 138,9	58 Ce 140,1	59 Pr 140,9	60 Nd 144,2	61 Pm (145)	62 Sm 150,4	63 Eu 152,0	64 Gd 157,3	65 Tb 158,9	66 Dy 162,5	67 Ho 164,9	68 Er 167,3	69 Tm 168,9	70 Yb 173,0	71 Lu 175,0
**	89 Ac (227)	90 Th (232)	91 Pa (231)	92 U 238,0	93 Np (237)	94 Pu (242)	95 Am (243)	96 Cm (247)	97 Bk (247)	98 Cf (249)	99 Es (254)	100 Fm (253)	101 Md (256)	102 No (256)	103 Lr (257)



Task 2
Answer Sheet
with results and marking scheme

Water

EOES 2026 Lund Sweden
2nd May–9th May

Problem 1 - Life in water

18 marks

Problem 1.1 Study of fresh water algae

8 marks

1.1.1 Identify the four algal species which are present in your sample.

Write your answer in letters in the box below.

2 marks

(C1 or C2), D, E, G

0.5 for each correct species identified, -0.5 for each incorrect, minimum 0 point.

1.1.2 Write the measurements for the ocular unit as instructed in the box below.

1 mark

One smallest division in the ocular micrometer has 10 micrometer in 10x and 2.5 in 40X.

1.1.3 Record your values of 10 individual cells in micrometers (μm) and write your result for the cell average in the box below.

2 mark

Cell number	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
Cell size (μm)	12	10	10	12	13	10	10	12	14	12
Average cell diameter: 11.5 μm										

0.15 mark for each measurement and 0.5 mark for the correct average in the range of 7.5 and 20 micrometers.

1.1.4 Count the number of cells in each colony. Write your result in the box below.

1 mark

Colony number	1	2	3	4	5
Number of cells	12	16	16	8	16

0.2 mark for numbers in range of 4, 8 to 16, colonies of 32 can also be observed.
Cell number occurs in powers of two. However, due to the three-dimensional structure of the colonies, some cells may not be visible and slight undercounting (e.g. 12 instead of 16) is acceptable).

1.1.5 Write the letter(s) of the correct statement(s). *1.5 mark*

B, C, E

0.5 mark for each correct answer, -0.5 mark for each incorrect, minimum 0 point.

1.1.6 Write the letter(s) of the correct statement(s). *0.5 mark*

B

0.5 mark for the correct answer

Problem 1.2 Dissection *10 marks*

1.2.1 How many gill arches are there per side? *2 marks*

4

2 marks for correct answer

1 mark for 3

0 marks for other

1.2.2 Dissection board with correctly labeled parts. Signature of laboratory assistant.
Photos should be taken. *8 marks*

3 mark for gill arch intact, 1-2 marks for broken or wrong arch

2 marks for lens nucleus, 1 mark for entire lens

2 marks heart, 1 mark for damaged heart

1 mark for clear presentation

Problem 2 - Analysis of water

32 marks

Problem 2.1 Analysis of conductivity

2.1 Conductivity measurements.

2 marks

Water sample	Conductivity ($\mu\text{S}/\text{cm}$)
A	13 500 - 14 500
B	600 - 700
C	14 500 - 20 000
D	10 - 150

0.5 mark for each value within range.

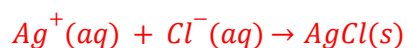
Transfer the result of conductivity measurements to **table 2.5.1**.

Problem 2.2 Gravimetric analysis

8 marks

2.2.1 Write a reaction formula for the formation of silver chloride precipitate (AgCl) including states of aggregation.

1 mark



1 mark for correct formula (AgNO₃ is accepted as a reactant as long as the nitrate ion is present on the right side as well.)

0.5 mark for minor mistakes (eg. missing states of aggregation)

0 mark if not correctly balanced

2.2.2 Gravimetric measurements

7 marks

Water sample	Mass filter paper (mg)	Mass filter paper with precipitate (mg)	Mass AgCl (mg)	Amount of AgCl (mmol)	Amount of Cl ⁻ (mmol)	Concentration of Cl ⁻ (mmol/L)
A			160-190	1.12-1.32	1.12-1.32	112-132
B			7-8	0.049-0.056	0.049-0.056	4.9-5.6
C			190-250	1.32-1.75	1.32-1.75	132-175
D			3-4	0.021-0.028	0.021-0.028	2.1-2.8

1.0 mark for each value within range in column 3.

0.25 marks for each correct calculation in columns 4 and 6.

1 mark for all four values in correct order in column 6 (since water A & C, and B & D, respectively, have values close to one another).

Transfer the result of concentration to **table 2.5.1**.

Problem 2.3 Analysis of nitrate

2.3 Nitrate measurements.

7 marks

Water sample	Nitrate (a.u.) (cuvette 1)	Nitrate (a.u.) (cuvette 2)	Nitrate (a.u.) (cuvette 3)	Mean nitrate absorption value (a.u.)
A	0.002	0.002	0.002	0.002
B	0.020	0.020	0.020	0.020
C	0.002	0.002	0.002	0.002
D	0.005	0.005	0.005	0.005

0.25 marks for each reasonable value in columns 1-3 = 3 marks

0.5 mark for each mean value = 2 marks

0.5 additional mark for each mean value <10 % difference = 2 marks

-1 for wrong number of significant figures.

Transfer the mean values of nitrate to **table 2.5.1**.

Problem 2.4 Analysis of water hardness

12 marks

2.4 Water hardness measurements and calculations

12 marks

Sample	Volume EDTA added titration 1 (mL)	Volume EDTA added titration 2 (mL)	Mean volume EDTA added (mL)	Amount EDTA added (mmol)	Amount Ca ²⁺ and Mg ²⁺ (mmol)	Concentration of Ca ²⁺ and Mg ²⁺ (mmol/L)	Hardness (°dH)	Classification
A	50	50	50	0.25	0.25	5.0	28	Very hard
B	24-28	24-28	24-28	0.12-0.14	0.12-0.14	2.4-2.8	13.5-15.7	Average /Hard
C	50	50	50	0.25	0.25	5.0	28	Very hard
D	0.1-3.5	0.1-3.5	0.1-3.5	0.0005-0.018	0.0005-0.018	0.01-0.35	0.006-2	Very soft

2 x 2 = 4 marks for <10 % difference between repeated titrations for water samples B and D.
 1 x 2 = 2 marks for results within range for water samples B and D.

0.5 x 2 = 1 mark for mean values in column 3.
 1 x 2 = 2 marks for results above 50 mL EDTA for water samples A and C.

0.15 x 4 = 0.6 marks for calculation of amount EDTA in column 4.

0.15 x 4 = 0.6 mark for 1:1 relation between EDTA and Ca²⁺ and Mg²⁺ in column 5.

0.15 x 4 = 0.6 marks for calculation of concentration in column 6.

0.2 x 4 = 0.8 marks for calculation of hardness in column 7.

0.1 x 4 = 0.4 marks for classification of hardness in column 8.

Transfer the result of water classification to **table 2.5.1**.

Problem 2.5 - Identification of water samples*3 marks*

2.5.1 Transfer data from **tables 2.1, 2.2.2, 2.3 and 2.4** to get a summary of the results for the four different water samples.

Water sample	Nitrate a.u.	Conductivity ($\mu\text{S}/\text{cm}$)	Concentration of Cl^- (mmol/L)	Classification of water
A	$2 \cdot 10^{-3}$	13 500 - 14 500	80-100	very hard
B	$2 \cdot 10^{-2}$	600 - 700	small amounts	average
C	$2 \cdot 10^{-3}$	>14 500	>100	very hard
D	$5 \cdot 10^{-3}$	<150	0	very soft

No marks (only transfer of data).

2.5.2 Identification of the four water samples

3 marks

Water source	Water sample
Hanö bay	A
Sea of Helsingborg	C
Lake Bolmen	D
Höje river	B

3 marks if all waters correct

2 marks for two correct

1 mark for one water correct

Problem 3 – Sand filters*25 marks***Problem 3.1 Grain size distribution***9.8 marks***3.1.1 Sand sample A, grain size distribution***2.9 marks*

Grain size interval (mm)	Mass (g)	Mass fraction	Cumulative mass fraction
$d > 2$	0.00	0	1
$1 < d < 2$	0.05	0	1
$0.5 < d < 1$	7.61	0.08	1
$0.25 < d < 0.5$	91.00	0.91	0.92
$0.125 < d < 0.25$	1.01	0.01	0.02
$0.074 < d < 0.125$	0.74	0.01	0.01
$0 < d < 0.074$	0.09	0	0
Sum	100.5		

0.1 marks for each mass

0.1 marks for each mass fraction

0.1 marks for each cumulative mass

0.1 marks for correct total mass

0.2 for correct intervals

0.8 marks if >80% of mass fraction lies in the interval closest to $0.25 \text{ mm} < d < 0.5 \text{ mm}$ **3.1.2 Sand sample B, grain size distribution***2.9 mark*

Grain size interval (mm)	Mass (g)	Mass fraction	Cumulative mass fraction
$d > 2$	0.43	0	1
$1 < d < 2$	2.01	0.02	1

$0.5 < d < 1$	4.23	0.04	0.98
$0.25 < d < 0.5$	27.56	0.28	0.93
$0.125 < d < 0.25$	36.03	0.36	0.66
$0.074 < d < 0.125$	22.12	0.22	0.30
$0 < d < 0.074$	7.61	0.08	0.08
Sum	99.99		

0.1 marks for each mass

0.1 marks for each mass fraction

0.1 marks for each cumulative mass

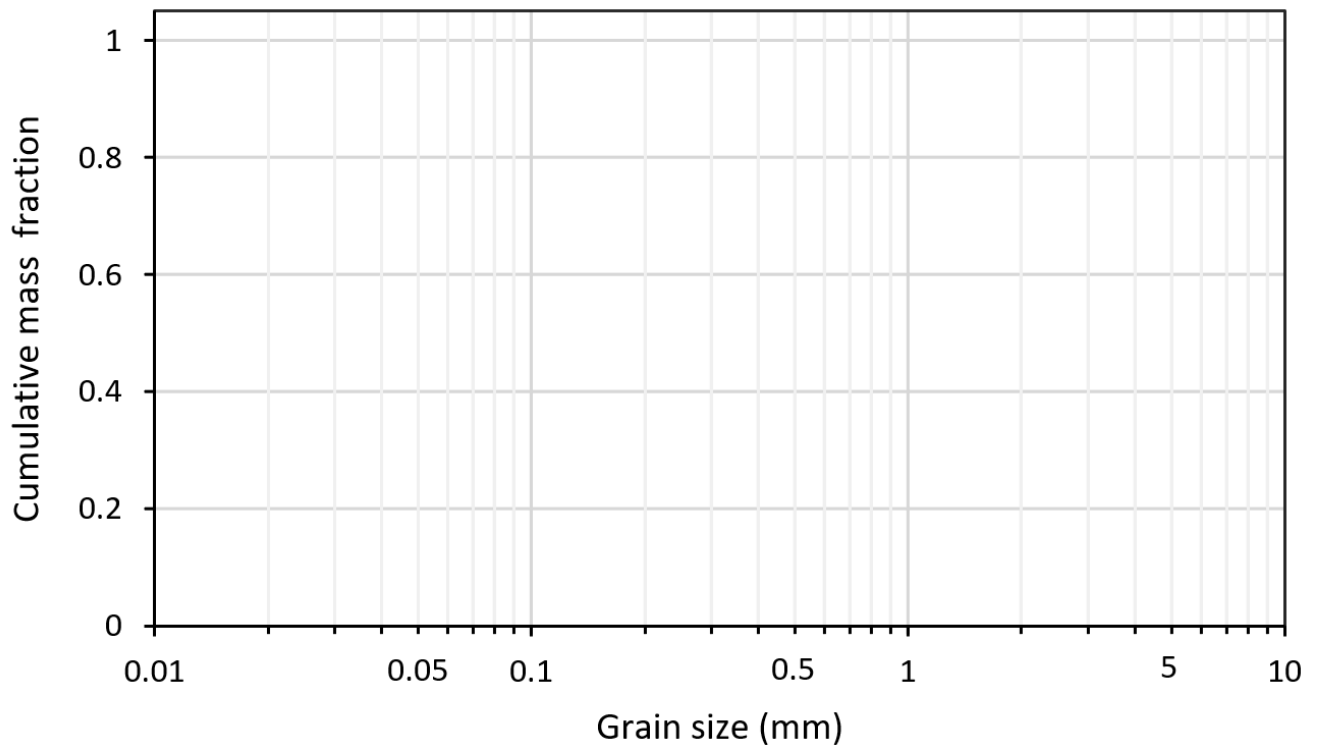
0.1 marks for correct total mass

0.2 for correct intervals

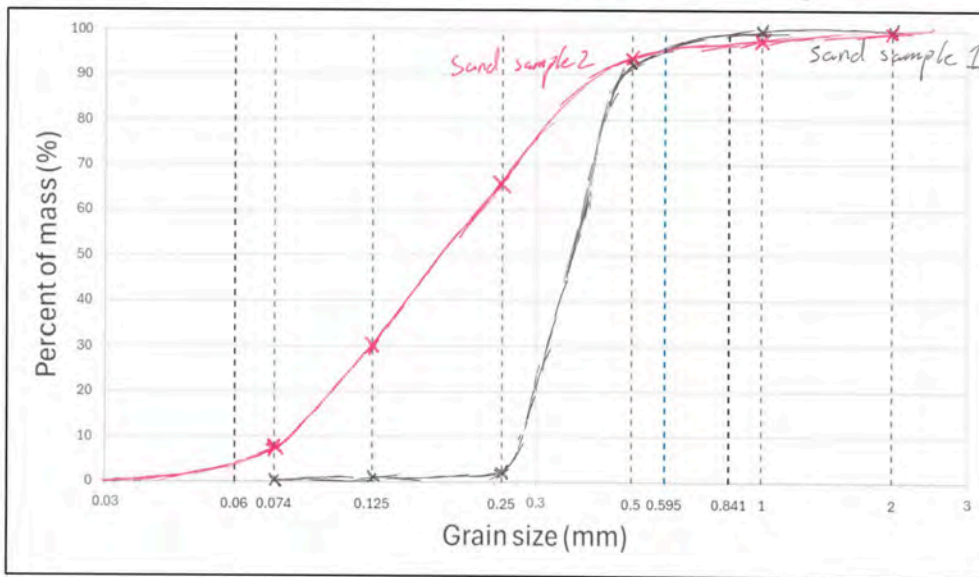
0.8 marks if <50% of mass fraction lies in each interval

3.1.3 Cumulative grain size distribution of sand sample A and B

2 marks



Cumulative mass distribution Figure 3.1



- 1 mark for Sample A,
- 0.1 marks for each point that is within 1 mm of measured value.
- 0.2 mark for asymptote to 0
- 0.3 mark for monotonically increasing
- 1 mark for Sample B,
- 0.1 marks for each point that is within 1 mm of measured value.
- 0.2 mark for asymptote to 0
- 0.3 mark for monotonically increasing

3.1.4 Which of the samples contains regular beach sand? 0.5 mark

Sample B

0.5 mark for correct sand

3.1.5 Grain size properties for regular beach sand 1.5 marks

Property	Value
d_{10} (mm)	0.08
d_{60} (mm)	0.22
C	2.75

0.5 mark per each value within 10% of reference values.

Problem 3.2 Packing density

3 marks

Sand sample A:

3.2.1 Amount of captured water in sand, V_{captured} 0.75 mark

$$V_{\text{captured}} = 52.8 \text{ mL}$$

0.5 marks for correct value within 10% of reference, 0.25 marks for correct unit.

3.2.2 Packing density, φ : 0.75 mark

$$\varphi = 0.65$$

0.75 marks for correct value based on measurement

Sand sample B:

3.2.3 Amount of captured water in sand, V_{captured} 0.75 mark

$$V_{\text{captured}} = 47.5 \text{ mL}$$

0.5 marks for correct value within 10% of reference, 0.25 marks for correct unit.

3.2.4 Packing density, φ : 0.75 mark

$$\varphi = 0.68$$

0.75 marks for correct value based on measurement

Problem 3.3 Sand filtration*10.2 Marks***3.3.1** Filter measurement with dry sand*1.5 mark*

Measurement number n	$V_{collected}$ (ml)	h (cm)	t (s)
1	0	21	0
2	23.8	13.5	30
3	56.7	7.7	60
4	83.2	3.7	90
5	105.1	0	120
6	108.6	0	150
7	109.6	0	180
8			
9			
10			
11			
12			
13			
14			
15			

0.5 marks for at least 3 values in column 3&4

1 mark for at least 5 values in column 3&4

0.5 marks for correct value of volumes

3.3.2 Measurement with already wet sand

2.5 marks

Measurement number n	$V_{collected}$ (mL)	h (cm)	t (s)	Q (mL/s)
1	0	11	1	-
2	19.63	10	6	3.92
3	39.27	9	12	3.27
4	58.9	8	18	3.27
5	78.54	7	24	3.27
6	98.17	6	30	3.27
7	117.8	5	37	2.80
8	137.447	4	44	2.80
9	157.08	3	52	2.45
10	176.71	2	61	2.18
11	196.34	1	70	2.18
12	215.98	0	79	2.18
13				
14				
15				

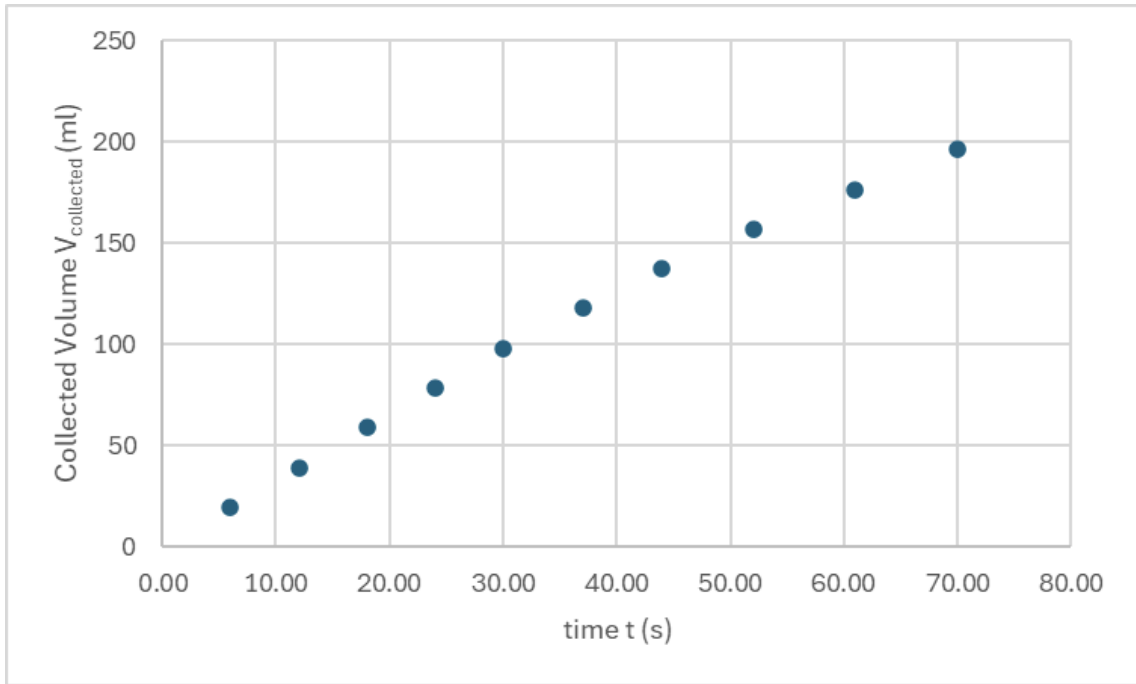
0.5 marks for at least 6 measurement values in column 3&4, 1 mark for at least 10 measurement values.

0.5 marks for correct volume.

1 mark for correct Q

3.3.3 Diagram with collected water $V_{collected}$ versus time t .

2 marks



0.5 marks for correct axes

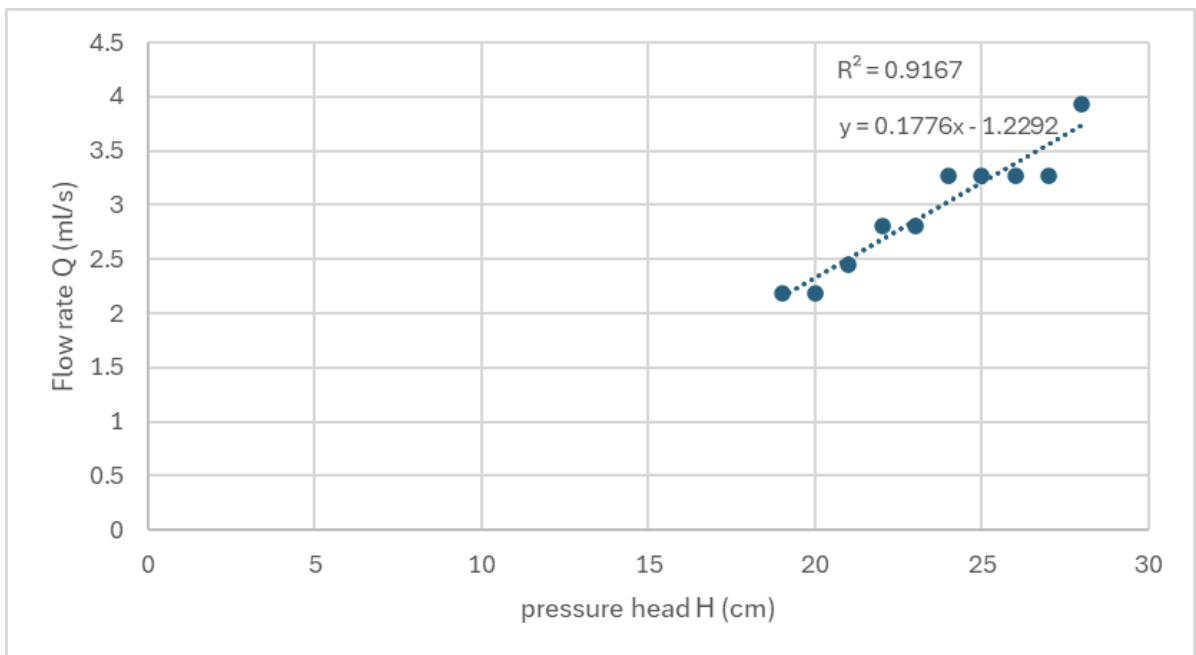
0.5 marks for at least 5 values that are less than 1 mm from the correct value.

0.5 marks for 4 values more that are less than 1mm from the correct value

0.5 marks for $R^2 > 0.95$

3.3.4 Diagram with flow rate Q vs pressure head H

2 marks



0.5 marks for correct axes

0.5 marks for at least 6 values that are less than 1 mm from the correct value.

0.5 marks for $R^2 > 0.7$

0.5 marks for $R^2 > 0.9$

3.3.5 Slope of Q(H)

1.1 mark

$$m = 0.178 \text{ ml/cm}\cdot\text{s}$$

1.1 marks for value within 10% of correct slope based on measured data.

0.6 marks if value is not within 10% but within 20% of correct slope based on measured data

3.3.6 Permeability of filter sand, k for $h > 0$, please also note the height of the sand bed L

1.1 marks

$$k = 1.71 \cdot 10^{-10} \text{ m}^2$$

0.3 marks for correct numbers

0.6 marks for correct order of magnitude (between factor 0.1 and 10)

0.2 marks for correct unit

Problem 3.4 Estimate the sand area to supply the city of Lund

2 marks

3.4.1 Flow rate per area, Q/A

1 mark

$$Q/A = \frac{1.71 \cdot 10^{-10} \text{ m}^2 \cdot 1000 \text{ kg/m}^3 \cdot 9.82 \text{ m/s}^2 \cdot 2.0 \text{ m}}{10^{-3} \text{ kg/(ms)} \cdot 1.0 \text{ m}} = 3.3 \cdot 10^{-3} \text{ m/s}$$

0.2 marks for correct numbers

0.6 marks for correct order of magnitude (between factor 0.1 and 10)

0.2 marks for correct unit

3.4.2 Estimated size of the sand beds (m²)

1 mark

$$A = \frac{0.174}{3.3 \cdot 10^{-3}} \text{ m}^2 = 51 \text{ m}^2$$

0.2 marks for correct numbers

0.6 marks for correct order of magnitude

0.2 marks for correct unit



Task 1

Angabenblatt

Zucker

EOES 2026 Lund Sweden
2.Mai-9.Mai

Austria Team A

Einleitung

Zucker begegnet uns überall: in unserer Nahrung, in der Biologie und in der Industrie. Hier in Skåne, ganz in der Nähe von Lund, befindet sich die einzige Zuckerfabrik Schwedens mit Anbau von Zuckerrüben direkt auf den umliegenden Feldern. Doch wie wird aus dem Zucker, der zunächst in einer Zuckerrübe auf dem Feld gebildet wird, der süße Kristallzucker, den wir später in Backwaren, Getränken und vielen anderen Produkten verwenden? In dieser Aufgabe untersuchst du Zucker aus drei naturwissenschaftlichen Perspektiven: der Biologie, der Chemie und der Physik.



Abbildung 1: Historisches Schul-Poster einer Zuckerrübe

Deine Aufgabe ist es, die naturwissenschaftlichen Grundlagen verschiedener Zuckerarten zu verstehen (in diesem Task spezifisch Glucose, Fructose und Saccharose). In Laborversuchen untersuchst du, wie Pflanzen durch Photosynthese Zucker bilden, und vergleichst die Oxidationsgeschwindigkeit verschiedener Zuckerarten. Außerdem setzt du physikalische Messmethoden ein, um die Zuckerkonzentration zu bestimmen.

- Aufgabe 1 – Wachstum der Rüben
- Aufgabe 2 – Extraktion von Zucker aus Rüben
- Aufgabe 3 – Reaktionsgeschwindigkeiten von Zuckern
- Aufgabe 4 – Messung der Zuckerkonzentration
- Aufgabe 5 – Schlussfolgerung

Lies das gesamte Aufgabenblatt sorgfältig durch, bevor du mit den Experimenten beginnst. Alle Antworten müssen auf dem gelben „Antwortblatt“ (deutsche Version) eingetragen werden, um bewertet werden zu können.

Aufgabe 1 – Wachstum der Rüben

Aufgabe 1.1 Photosyntheserate

Die Photosyntheserate beschreibt, wie schnell eine Pflanze mit Hilfe von Lichtenergie Kohlenstoffdioxid und Wasser in Zucker und Sauerstoff umwandelt. Sie bestimmt damit, wie viel Zucker die Pflanze bilden kann, und hängt von Faktoren wie Lichtintensität, Temperatur, Kohlenstoffdioxidkonzentration sowie der Verfügbarkeit von Wasser und Nährstoffen ab.

Zucker dient Pflanzen sowohl als unmittelbar verfügbare Energiequelle als auch als Ausgangsstoff für die Synthese von Substanzen wie Zellulose und Stärke. Eine hohe Photosyntheserate ermöglicht schnelleres Wachstum, eine stärkere Biomassebildung und eine bessere Widerstandsfähigkeit gegenüber Stress; eine niedrige Photosyntheserate begrenzt hingegen die Entwicklung der Pflanze.

In der Ökologie und Landwirtschaft ist dieses Konzept von zentraler Bedeutung, da die Photosynthese bestimmt, wie viel Energie in ein Ökosystem gelangt und wie hoch Ernteerträge ausfallen können. Die Photosyntheserate zu verstehen und zu messen hilft daher vorherzusagen, wie Pflanzen auf Umweltveränderungen reagieren und wie sich ihr Wachstum optimieren lässt. In diesem Experiment verwenden wir *Cabomba caroliniana* als Modellpflanze für die Zuckerrübe.

Experiment

Material and equipment

- 1000 mL Becherglas
- Wasser in Raumtemperatur, in einer Flasche bereitgestellt
- Glastrichter
- graduiertes Reagenzglas
- Lichtquelle
- Wasserpflanze (*Cabomba caroliniana*)
- Timer
- Waage
- NaHCO_3 (s)
- Periodensystem

Prozedere

1. Stelle im 1000 mL Becherglas mit Wasser (Raumtemperatur) 0,8 L einer 0,040M NaHCO_3 -Lösung her. Die Lösung soll etwa 2 cm über die Spitze des Trichters reichen (siehe Abbildung 2). Berechne die Masse an NaHCO_3 , die du zur Herstellung der 0,040M NaHCO_3 -Lösung benötigst, und trage deine Rechnung in **Feld 1.1.1** ein.
2. Schneide von einer gesunden Wasserpflanze (*Cabomba caroliniana*) zwei 10 cm lange Triebspitzen mit Blättern ab. Schüttele überschüssiges Wasser ab. Bestimme die Masse der Pflanzentriebe und trage sie in **Feld 1.1.2** ein.

3. Platziere die Pflanzentriebe mit der Schnittfläche nach oben unter dem Trichter. (Siehe Abbildung 2)
4. Fülle das graduierte Reagenzglas komplett mit Wasser auf und stülpe es über die Trichteröffnung, ohne dass Luft in das Reagenzglas gelangen kann.
5. Platziere die Lichtquelle in einem Abstand von 1cm neben dem Becherglas. (Siehe Abbildung 2)
6. Starte den Timer und rufe den Laborassistenten/die Laborassistentin zu dir, damit er/sie den Aufbau inspizieren und in **Feld 1.1.3** unterschreiben kann.
7. Lass das Experiment für 120 Minuten laufen. Lies anschließend das aufgefangene Gasvolumen im graduierten Reagenzglas ab und notiere dein Ergebnis in **Feld 1.1.4**.
8. Rufe den Laborassistenten/die Laborassistentin zu dir, damit er/sie das Experiment inspizieren und im **Feld 1.1.5** unterschreiben kann. Falls du kein nutzbares Ergebnis bekommst, bekommst du für die weiteren Berechnungen einen Wert von der Assistenz.



Abbildung 2. Experimenteller Aufbau zur Messung der Photosyntheserate. Das Experiment ist hier schon einige Zeit am laufen und Sauerstoff hat sich im Reagenzglas angesammelt.

Frage

Wir nehmen an, dass Zuckerrüben und die im Experiment genutzte Pflanze die gleiche Photosyntheserate aufweisen und dass ein durchschnittliches Zuckerrübenblatt eine Masse von 500g hat.

Photosynthese erzeugt Glukose. Berechne, wie lange es brauchen würde, um mittels Photosynthese 140 Gramm Glukose (die durchschnittlich produzierte Menge in einer durchschnittlichen Zuckerrübe) zu erzeugen. Stütze deine Berechnungen auf deine gemessenen Werte in Feld 1.1.2 und 1.1.4. Das Volumen von 1,0 mol Gas unter diesen Umständen ist ungefähr 24000 mL. Notiere deine Berechnungen und deine Ergebnisse in **Feld 1.1.6**.

Frage

Berechne die Masse an Kohlenstoffdioxid, die benötigt wird, um 140 Gramm Glukose zu erzeugen. Notiere deine Berechnungen und dein Ergebnis in **Feld 1.1.7**.

Frage

Zuckerrüben sind im Sommer teilweise starker Trockenheit ausgesetzt, sie erholen sich bei Regen jedoch schnell.

Wenn du mit Pflanzen experimentierst und diese plötzlich von der ursprünglichen, feuchten Wachstumsumgebung in eine ohne Wasser überführst, reagieren die Pflanzen schnell, damit sie nicht austrocknen. Schreibe die Buchstabe(n) der korrekten Aussage oder Aussagen in **Feld 1.1.8**.

- A. Die Pflanze nutzt ihre letzten Wasserreserven, um Druck in den Schließzellen der Stomata zu erzeugen, damit diese sich zur Vorbeugung von Wasserverlust schließen.
- B. Wasser wird aus den Vakuolen freigesetzt, um die Photosynthese trotz ausbleibender Wasseraufnahme bestmöglich fortzusetzen.
- C. Wenn eine Zelle Dehydration ausgesetzt ist, fährt sie ihren Stoffwechsel auf null herunter und geht in eine Ruhephase (Anabiose) über, bis der Wassergehalt wiederhergestellt ist.
- D. Die Schließzellen verlieren Wasser und somit Turgordruck, was die Stomaöffnungen schließt und zu verringertem Wasserverlust führt.

Aufgabe 1.2 Enzymexperiment

Dieses Experiment untersucht den Einfluss von Temperatur und pH auf das Enzym Katalase in der Zuckerrübe. Katalase ist ein Enzym, das in speziellen Zellorganellen (Peroxisomen) fast aller Lebewesen vorkommt. Enzyme sind Katalysatoren, welche von Umwelteinflüssen beeinflusst werden können. Katalase spaltet Wasserstoffperoxid (H_2O_2) in Wasser (H_2O) und Sauerstoff (O_2). H_2O_2 ist eine wichtige chemische Substanz in Lebewesen, da es durch die Bildung reaktiver Sauerstoffspezies Zelltod auslösen und dadurch Pathogene zerstören und alte Zellen abbauen kann. Die Wirkung der Katalase ist jedoch biologisch bedeutsam, weil H_2O_2 , wenn es aus dem Peroxisom hinaus gelangt, gesunde Zellen und Proteine schädigen kann.

Der Zucker in der Zuckerrübe schützt die Zellen und Enzyme, vor allem durch Verringerung des Gefrierpunktes.

Experiment

Material und Equipment

- Zuckerrübe
- Reibe
- 3%ige H_2O_2 -Lösung
- 0,1 M HCl-Lösung
- 0,1 M NaOH-Lösung (auch verwendet in Aufgabe 3)
- Markierstift
- 4 Reagenzgläser

- Reagenzglasständer
- Heizplatte mit Topf
- Stativ mit Klemme
- Glasstab
- Becherglas
- Kunststoff-Pasteurpipette (3 mL)
- Timer

Sicherheit

- H_2O_2 , HCl und NaOH irritieren Haut und Augen. Hinterlasse den Inhalt der Reagenzgläser in den Reagenzgläsern, die Assistenzen werden sich um deren Entsorgung kümmern.

Prozedere

Wir nutzen das Gewebe einer Zuckerrübe, um die Spaltung von H_2O_2 zu beobachten. Sichtbar wird die Reaktion durch die Bildung von Sauerstoffblasen.

1. Reibe ein Stück gefrorener Zuckerrübe mit der Reibe.
2. Fülle 4 Reagenzgläser mit je 2,5g gefrorener Zuckerrübe (siehe Abbildung 3) bis zu einer Höhe von 2 cm auf.
3. Beschrifte die Reagenzgläser mit „Normal“, „Gekocht“, „Säure“ und „Base“.
4. Koche das Reagenzglas „Gekocht“ für 5 Minuten im kochenden Wasserbad.
5. Gib 0,5 mL HCl -Lösung in das Reagenzglas „Säure“.
6. Gib 0,5 mL NaOH -Lösung in das Reagenzglas „Base“.
7. Gib je 0,5 mL Leitungswasser in die Reagenzgläser „Normal“ und „Gekocht“.
8. Gib je 2,0 mL H_2O_2 -Lösung in jedes Reagenzglas.
9. Mixe die Zuckerrübenstücke und die jeweilige Lösung mit dem Glasstab durch.
10. Starte die Zeitmessung mit dem Timer und notiere, wann sich die ersten Blasen in jedem der Reagenzgläser bilden.
11. Reihe die Reagenzgläser in der **Tabelle 1.2.1** auf Basis der Schnelligkeit der Reaktion (auf Basis der ersten Blasenbildung). Nutze 1 für das schnellste Reagenzglas, 4 für das langsamste.
12. Warte 2 Minuten und miss die Höhe des Inhalts des Reagenzglases (Startpunkt: Boden des Reagenzglases). Notiere dein Ergebnis in **Tabelle 1.2.1**.

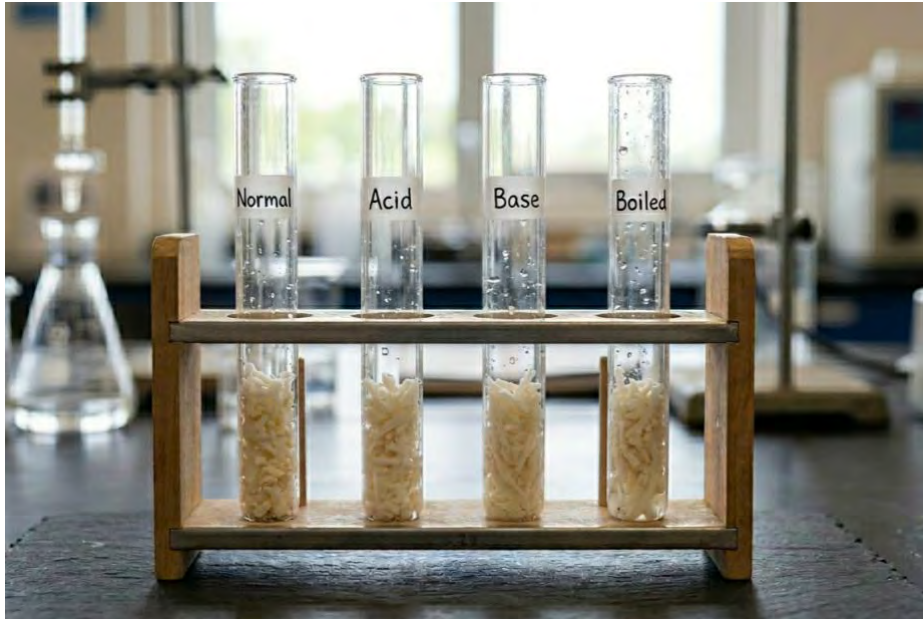


Abbildung 3. Vier Reagenzgläser mit der geriebenen Zuckerrübe

Frage

Welche Aussagen über die Katalase kannst du auf Basis deines Experiments herleiten? Notiere den/die Buchstabe(n) der korrekten Aussage(n) in **Feld 1.2.2**.

- A. Katalase hat sein pH-Optimum im basischen Bereich.
- B. Kochen reduziert die Enzymaktivität drastisch.
- C. Ein niedriger pH erhöht die Enzymaktivität.
- D. Der Zuckergehalt der Zuckerrübe schützt das Enzym vor dem zugefügten NaOH.

Aufgabe 1.3 Stomadichte in Blättern

Damit Photosynthese stattfinden und Zucker in einer Zuckerrübe produziert werden kann, wird Gasaustausch benötigt. Pflanzen haben spezialisierte Zellen, die Stomata bilden, das sind Öffnungen, durch die Gase in das und aus dem Pflanzengewebe gelangen können. Stomata können nicht mit bloßem Auge gesehen werden, unter dem Mikroskop sind sie jedoch klar erkennbar. Die Menge an Stomata kann stark zwischen Pflanzenspezies variieren und beeinflusst die Photosyntheserate und den Wasserverlust stark. In diesem Problem wirst du die Menge der Stomata in Blättern verschiedenen Alters untersuchen.

Experiment

Material und Equipment

- Pflanzenblätter (5 alt und 5 jung)
- Mikroskop
- Objektträger
- Objektmikrometer

- klarer Nagellack
- klares Klebeband
- Markierstift
- Lineal
- Timer
- Taschenrechner

Bevor du mit der praktischen Arbeit beginnst, musst du deine Versuchsmethodik zum Vergleich der Stomadichte in alten und jungen Blättern designen.

- Wie viele junge Blätter wirst du untersuchen?
- Wie viele alte Blätter wirst du untersuchen?
- Wie viele Blickfelder wirst du pro Blatt untersuchen?

Schreibe deine Antworten in das **Feld 1.3.1**.

Prozedere

1. Lege das Blatt mit der Unterseite nach oben auf eine ebene Fläche.
2. Trage auf der Blattunterseite mit klarem Nagellack eine etwa 1,5 cm × 1,5 cm große Fläche auf. Vermeide dabei größere Blattadern.
3. Warte, bis der Nagellack getrocknet ist. Dies dauert je nach Dicke der aufgetragenen Schicht etwa 5 Minuten.
4. Ziehe die Schicht Nagellack ab, indem du einen klaren Klebestreifen auf die lackierte Fläche klebst, ihn gleichmäßig andrückst und vorsichtig wieder abziehst. Die Schicht Nagellack enthält nun einen Abguss der Oberfläche der Blattunterseite.
5. Gib das Klebeband mit dem daran haftenden Abdruck auf einen Objektträger aus Glas. Ein Deckglas oder ein Tropfen Wasser sind nicht erforderlich.
6. Gib dein Objekt unter das Mikroskop und stelle Fokus und Blende ein, damit du ein scharfes Bild deiner Probe erhältst.
7. Stelle die Vergrößerung so ein, dass du eine zählbare Anzahl an Stomata im Blickfeld siehst. Notiere in **Feld 1.3.2**, welche Vergrößerung du für deine Zählung verwendest.
8. Stelle das Mikroskop auf eine bestimmte Stelle ein und zähle die Stomata, die in diesem Gesichtsfeld sichtbar sind. Ist ein Stoma am Rand des Gesichtsfeldes nur teilweise zu sehen, zähle es dennoch als ein Stoma. Trage deine Beobachtungen in **Tabelle 1.3.3** ein.
9. Verschiebe deine Probe an eine andere Stelle im Blattabdruck und wiederhole deine Messung.
10. Wiederhole jeweils das gleiche Prozedere für deine ausgewählte Anzahl an Blättern für beide Kategorien (jung und alt)
11. Trage deine Ergebnisse in **Tabelle 1.3.3** ein.
12. Miss mit einem Objektmikrometer den Durchmesser des Gesichtsfeldes bei deiner ausgewählten Vergrößerung, die du beim Zählen der Stomata verwendet hast. Trage den Durchmesser des Gesichtsfeldes in **Feld 1.3.4** ein.

13. Berechne die Fläche eines Gesichtsfeldes in deiner ausgewählten Vergrößerung und notiere deine Berechnungen sowie Ergebnisse im **Feld 1.3.5**.
14. Berechne aus den in Tabelle 1.3.3 erhobenen Daten jeweils die durchschnittliche Stomatadichte für alte und junge Blätter. Notiere deine Berechnungen und Ergebnisse in **Feld 1.3.6**. Gib deine Antwort als ganze Zahl in Stomata pro mm² an.

Frage

Wir erwarten die größere Variabilität zwischen:

(Schreibe den Buchstaben der korrekten Aussage in **Feld 1.3.7**.)

- A. verschiedenen Blättern der gleichen Kategorie
- B. verschiedenen Gesichtsfeldern innerhalb des gleichen Blattes

Aufgabe 2 – Extraktion von Zucker aus Zuckerrüben

In dieser Aufgabe extrahierst du den Zucker aus der Rübe, um später deren Zuckergehalt zu analysieren. Dazu werden die Rüben zunächst in dünne Streifen geschnitten – ein Vorgang, der als „Schnitzel-Schnitt“ (oder Cossette-Schnitt) bezeichnet wird. Der Zucker wird dann mit heißem Wasser aus diesen Streifen extrahiert.

In unserem Experiment raspeln wir die Zuckerrübe, um dünne Streifen zu erzeugen, bevor wir den Zucker extrahieren. Die entstehende Lösung ist recht trüb und muss durch Fällung geklärt werden. Die Lösungen Carrez I und Carrez II werden zur Klärung biologischer Proben verwendet. Zusammen fällen sie große Moleküle wie Proteine und Lipide aus, während kleine Moleküle wie Zucker in Lösung bleiben.

Experiment

Material und Chemikalien

- Zuckerrübe
- Gemüseschäler
- Reibe
- Pappteller
- Waage
- Bechergläser, 250 mL, 500 mL, 1000 mL
- Heizplatte
- Thermometer
- Glasstab
- Sieb
- Glasstopfen
- Messzylinder, 100 mL
- Pipette, 5 mL
- Trichter
- Filterpapier
- Carrez-I-Lösung
- Carrez-II-Lösung
- Deionisiertes Wasser (aus der Leitung)
- Filzstift
- Laserpointer

Sicherheitshinweis

- Carrez-I-Lösung reizt Haut und Augen.

Prozedere

1. Schäle die Zuckerrübe und reibe circa 150 g mit der Reibe mit den 6 mm runden Löchern auf ein Papier. Wiege die Menge ab und gib sie in ein 1000-mL-Becherglas. Notiere die genaue Masse der geraspelten Zuckerrübe in **Feld 2.1**.
2. Gib 150 g deionisiertes Wasser, das auf über 70 °C vorgeheizt wurde, in das Becherglas und erhitze die Mischung auf 70–75 °C. Halte diese Temperatur 15 min lang unter gelegentlichem Rühren aufrecht.
3. Lass die Mischung auf Raumtemperatur abkühlen. Gieße sie durch ein Sieb und presse mit einem Stopfen so viel Lösung wie möglich in ein 500 mL Becherglas. Gewinne so viel Lösung wie möglich, ohne feste Partikel durch das Sieb zu drücken.
4. Fülle 52 mL der gewonnenen Lösung in einen 100 mL Messzylinder.
5. Füge 2,0 mL Carrez-I-Lösung hinzu und rühre zur Vermeidung von Schaumbildung vorsichtig mit einem Glasstab um. .
6. Füge 2,0 mL Carrez-II-Lösung hinzu und rühre erneut vorsichtig, um Schaumbildung zu vermeiden.
7. Füge deionisiertes Wasser bis auf ein Gesamtvolumen von 80 mL hinzu.
8. Wiege das 500 mL Becherglas leer ab. Filtriere die Probe mit Hilfe des Filterpapiers in das 500 mL Becherglas. Notiere die Masse der extrahierten Zuckerlösung in **Feld 2.2**.
9. Für die folgenden Messungen musst du zunächst feststellen, ob die Probe klar oder noch zu trüb ist. Halte dazu das Becherglas in den Laserstrahl (aus Aufgabe 4) und prüfe, ob Partikel das Licht streuen, sodass der Strahl in der Lösung deutlich sichtbar ist. Ist ein deutlich sichtbarer Strahl zu erkennen, wiederhole den Filtrationsschritt. Ist kein sichtbarer Strahl zu erkennen, ist die Probe ausreichend klar und kann in den Aufgaben 3 und 4 verwendet werden.
10. Gieße die Zuckerlösung in ein 250-mL-Becherglas und beschrifte es mit “*Sugar beet*” sowie mit “*Austria*” und Teambuchstaben „A“.
11. Rufe eine Laborassistentin, um eine Unterschrift in **Feld 2.3** zu erhalten und ihm/ihr das beschriftete Becherglas Zuckerrübe zu übergeben. Die Laborassistentin entnimmt eine kleine Probe aus deinem Becherglas, um die erzielte Konzentration zu bestimmen und gibt das Becherglas dann zurück.

Aufgabe 3 – Reaktionsgeschwindigkeiten von Zucker

Unser Ziel ist es, mithilfe einer Chamäleon-Reaktion experimentell zu untersuchen und bestimmen, ob der vorherrschende Zucker in der Zuckerrübe Glucose (eng. glucose), Fructose (eng. fructose) oder Saccharose (eng. sucrose) ist. Glucose und Fructose sind Monosaccharide, während Saccharose ein Disaccharid ist, das aus einer Glucose- und einer Fructoseeinheit besteht (Abbildung 4). Im menschlichen Körper wird Saccharose durch das Enzym Saccharase in Glucose und Fructose hydrolysiert.

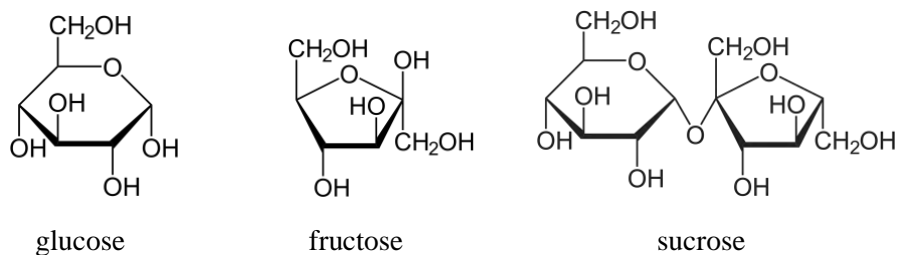


Abbildung 4. In diesem Experiment verwendete Zucker.

Die Moleküle Glucose und Fructose liegen hauptsächlich in cyclischer Form vor, können aber in wässrigen Lösungen auch in offenkettiger Form als Gleichgewicht vorkommen.

Glucose ist eine Aldose mit einer Aldehydgruppe, während Fructose eine Ketose mit einer Ketogruppe ist. Der Aldehyd kann oxidiert werden, während die Ketogruppe zunächst zu einer Aldehydgruppe isomerisieren muss, bevor sie oxidiert werden kann. Daher werden Glucose und Fructose als reduzierende Zucker bezeichnet. Saccharose ist ein nicht-reduzierender Zucker.

Es gibt einen enormen Unterschied zwischen den Geschwindigkeiten, mit denen die Zucker oxidiert werden, was auch die Verfügbarkeit des Nährstoffs im menschlichen Körper simuliert. Um diese Reaktion zu visualisieren, verwenden wir eine Chamäleon-Reaktion.

Diese Chamäleon-Reaktion umfasst die Oxidation eines Zuckers durch Kaliumpermanganat (KMnO_4) unter basischen Bedingungen. In wässriger Lösung wird Permanganat (MnO_4^-), das lila ist, durch eine Reihe farbenfroher intermediärer Oxidationsstufen reduziert: erst grünlich, dann gelb und schließlich zu einem braunen Niederschlag aus Braunstein (MnO_2), der in Abbildung 5 als roter Schimmer sichtbar ist. Nach längerem Warten wird ein brauner Niederschlag deutlich sichtbar.



Abbildung 5. Oxidationsstufen von Kaliumpermanganat.

Experiment

Material und Chemikalien

- KMnO_4 -Lösung 0.05 M
- NaOH-Lösung 0.1 M (auch für Aufgabe 1.2 zu verwenden)
- Saccharose-Lösung 0.05 M
- Glucose-Lösung 0.05 M
- Fructose-Lösung 0.05 M
- Zuckerrübenlösung aus Aufgabe 2
- 5 Kunststoffküvetten
- 6 PPPs mit 0,5 mL Graduierung
- 2 PPPs 5 mL
- Permanentmarker
- Grüner, blauer und roter Stift
- 5 Stück Transparentpapier für Diagramme
- Klebeband
- Taschenrechner
- 5 Bechergläser für Verdünnungen
- 1 Becherglas beschriftet mit *Waste KMnO_4*
- 1 Becherglas beschriftet mit *Waste NaOH*
- Messzylinder 10 mL
- Spektrometer mit Bildschirm

Sicherheitshinweise

- Natriumhydroxidlösung reizt Haut und Augen.
- Kaliumpermanganatlösung ist ein starkes Oxidationsmittel. Trotz der geringen Konzentration kann es Haut und Kleidung färben.

In diesem Experiment reagiert Zuckerlösung mit Kaliumpermanganat in basischer Lösung und dabei wird die Reduktionsgeschwindigkeit beobachtet. Verschiedene Zuckerlösungen gleicher Konzentration haben eine unterschiedliche Reaktionsgeschwindigkeit, die ihre Reduktionskapazität veranschaulicht.

Für das Gelingen dieses Experiments ist es wichtig, dass die Zuckerlösungen und die Permanganatlösung die gleichen molaren Konzentrationen haben und dass das Gemisch in der Küvette gut gemischt (homogenisiert) ist. Du führst fünf Experimente durch. Das erste Experiment ist ein Demonstrationsexperiment, bei dem du das Verfahren verstehst und die Farbveränderungen mit bloßem Auge beobachtest. Die folgenden vier Experimente werden im Spektrometer mit der Glucose-, Fructose-, Saccharose- und der Zuckerrübenlösung aus Aufgabe 2 durchgeführt.

Prozedere – Beobachtung der Farbveränderungen

1. Verdünne die 0,05M Permanganatlösung um den Faktor 10 mit der 0,1M NaOH-Lösung, um ca. 25 mL einer basischen Permanganatlösung herzustellen.
2. Verdünne die 0,05-M-Glucoselösung um den Faktor 10 mit der 0,1M NaOH-Lösung, um ca. 10 mL der ersten Zuckerlösung für die Experimente herzustellen.
3. Nimm für das Experiment eine leere Kunststoffküvette und stelle sie vor ein weißes Blatt Papier.
4. Gib 1,0 mL der verdünnten Permanganatlösung in die Küvette.
5. Gib 1,0 mL der verdünnten Zuckerlösung (aus Punkt 2) hinzu und mische schnell, aber gründlich mit der Pipette (auf- und abpipettieren).
6. Beobachte die Farbveränderungen, bis die Lösung ein klares Gelb erreicht. Wenn du eine Farbschichtung beobachtest, hast du nicht gut genug gemischt und solltest das Experiment wiederholen, bis du einen homogenen Farbübergang beobachtest.
7. Stelle die Küvette bis zum Ende der Aufgabe (Ende der 4 Stunden) beiseite, um dann die endgültige Farbe zu sehen.

Frage

Bestimme, welche Farben von der Lösung tatsächlich absorbiert wurden, wenn eine einzelne dominante Absorption der Grund für den beobachteten Farbverlauf von **Magenta** über **Blau** zu **Grün** dann zu **Gelb** und schließlich zu einem **orangebraunen** Niederschlag ist. Hinweis: Die blaue Farbe ist kein eigenständiger isolierbarer Zustand. Schreibe den Buchstaben der richtigen Aussage in **Feld 3.1**.

- A. Magenta, grün, gelb, orange
- B. Grün, rosarot, blau, cyan-blau
- C. Grün, blau, magenta, gelb
- D. Rot, lila, grün, orange
- E. Gelb-grün, cyan-blau, rot, lila



- | | |
|--------------|---------------|
| 1. Grün-cyan | 7. Rosarot |
| 2. Grün | 8. Magenta |
| 3. Gelb-grün | 9. Lila |
| 4. Gelb | 10. Blau |
| 5. Orange | 11. Cyan-blau |
| 6. Rot | 12. Cyan |

Abbildung 6. Komplementärfarben.

Prozedere – Messungen mit dem Spektrometer

Du misst jetzt dieselbe Farbveränderung im Spektrometer (Abbildung 7). Dazu arbeiten wir bei etwas stärkerer Verdünnung und nehmen vor jeder Messung einen neuen Referenzwert auf. Die Experimente sind in den folgenden Schritten beschrieben.



Abbildung 7. Spektrometer,

A - Küvette, B - Deckel, C - Knopf zum Umschalten zwischen Intensität und Extinktion,
D - Knopf für kinetische Messung

1. Gib 2,0 mL der 0,1M NaOH-Lösung in eine leere Kunststoffküvette. Diese Lösung ist immer dein Nullwert.
2. Berechne ca. 10 mL deiner 1:10 verdünnten Zuckerlösung (Glucose, Fructose, Saccharose oder die Rübenlösung) mit der NaOH-Lösung in einem Becherglas vor.
3. Der C-Knopf schaltet zwischen Intensitätsmodus und Extinktionsmodus um. Du solltest das Experiment im Extinktionsmodus durchführen. Drücke den C-Knopf des Spektrometers, bis du im Extinktionsmodus bist und eine relativ flache Linie siehst. Wenn du in den Extinktionsmodus wechselst, wird automatisch ein Leerspektrum aufgenommen.
4. Füge 0,5 mL der verdünnten Permanganatlösung zu den 2 mL der 0,1M NaOH-Lösung in der Küvette hinzu und mische mit einer Pipette.
5. Starte die kinetische Messung durch einmaliges Drücken des D-Knopfs des Spektrometers und gib gleich darauf 0,5 mL der verdünnten Zuckerlösung in die noch im Spektrometer stehende Küvette. Mische schnell, aber gründlich mit der Pipette (auf- und abpipettieren).
6. Die Messung sollte nach 15 min automatisch aufhören (das Spektrometer aktualisiert sich dann nicht mehr). Du kannst die Aufnahme jederzeit durch einmaliges Drücken des D-Knopfs stoppen. Es wird empfohlen, die Aufnahme zu stoppen, sobald die Absorption bei 525 nm auf weniger als $\frac{1}{4}$ des Anfangswerts abgefallen ist. Wenn du

den D-Knopf nochmal drückst, startet eine neue Aufnahme und die vorherigen Daten werden gelöscht.

7. Lege ein Blatt Transparentpapier auf den Bildschirm, sodass die aufgezeichneten Graphen und die Achsen durch das Papier durchscheinen. Zeichne zuerst die x- und y-Achse (inklusive Skalierung und Beschriftungen) und dann die Kurven der kinetischen Messung mit verschiedenfarbigen Stiften nach. Manchmal können kleine Sprünge in den Kurven auftreten (Hintergrundrauschen) – du kannst versuchen, die Kurven während der Aufnahme zu „glätten“. Schreibe „*Diagram 3*“, den Namen des Zuckers und „*Austria Team A*“ auf das Diagramm und gib es gemeinsam mit dem Antwortblatt ab.
8. Die Schritte 1–7 sind für alle Zuckerlösungen (Glucose, Fructose, Saccharose und die Rübenlösung) durchzuführen. Alle Zuckerlösungen müssen die gleiche molare Konzentration haben, um vergleichbar zu sein. Du musst die benötigte Verdünnung auf Basis deiner Resultate in Feld 4.3 berechnen. Stelle eine Hypothese auf, welche Zuckerart der Zuckerrübensaft enthält und schreibe deine Berechnungen in **Feld 3.2**. (Verdünne 6-fach, falls du keine Ergebnisse aus Aufgabe 4 hast)
9. Bestimme aus deinen abgezeichneten Graphen die Halbwertszeit von Permanganat in der ursprünglichen Oxidationsstufe, die durch die Absorptionsbande bei ca. 525 nm angezeigt wird (wie lange es dauert, bis die Hälfte der lila Farbe verschwunden ist). Schreibe deine Antworten in **Tabelle 3.3**. Hinweis: Das Diagramm von Fructose zeigt üblicherweise einen leicht verzögerten Beginn der Steigung (sie zerfällt am Anfang langsamer). Wenn du das aufgezeichnet hast, verwende den Wendepunkt nach dieser anfänglichen flacheren Steigung als Grundlage zur Abschätzung der Halbwertszeit.

Die tatsächlichen Reaktionsgeschwindigkeiten in dieser Reaktion werden durch ein System von Differentialgleichungen mit einer komplizierten Lösung beschrieben. Eine gute Abschätzung der Reaktionsgeschwindigkeit kann jedoch durch die Messung der Geschwindigkeit, mit der die Reaktanden verschwinden, vorgenommen werden. Wir nehmen dann Bilinearität an, d. h. dass jedes bedeutende Zwischenprodukt seine eigene Farbe hat und dass wir durch das unabhängige Verfolgen jeder Farbe die einzelnen Reaktanten verfolgen. Einer der Reaktanten (das Permanganat in basischer Lösung) hat eine klare lila Farbe.

Frage

Für jeden der Zucker möchten wir die Änderungsrate der Konzentration auf Grundlage der Änderungsrate der relativen Absorption bei 525 nm schätzen. Wir konzentrieren uns auf das Verschwinden des Stoffes, der bei 525 nm absorbiert, das für Permanganat mit Mn in dem Oxidationszustand charakteristisch ist: Schreibe den Buchstaben der richtigen Antwort in **Feld 3.4**.

- A. Mn (I)
- B. Mn (II)
- C. Mn (III)
- D. Mn (IV)
- E. Mn (V)
- F. Mn(VI)
- G. Mn (VII)

Frage

Welche allgemeine Form hat diese erste Reaktion, die du bei 525 nm beobachtet hast? Schreibe den Buchstaben der richtigen Aussage in **Feld 3.5**.

- A. Die Absorption folgt $f(t) = 1/e^t$
- B. Die Absorption folgt $f(t) = -t$
- C. Die Absorption folgt $f(t) = \ln(t)$
- D. Die Absorption folgt $f(t) = \sqrt{t}$

Deine Ergebnisse aus diesem Experiment werden in Aufgabe 5 verwendet, um die Zuckerspezies in der Zuckerrübe zu identifizieren.

Aufgabe 4 – Messung der Zuckerkonzentration

Licht ist eine Transversalwelle, bei der eine Kombination aus einem elektrischen und einem magnetischen Feld senkrecht zu ihrer Ausbreitungsrichtung schwingt. Einige Lichtquellen emittieren linear polarisiertes Licht, d. h. die Schwingungen des elektrischen Feldes finden in nur einer Ebene statt.

Andere Lichtquellen emittieren unpolarisiertes Licht, was bedeutet, dass die Schwingungen in allen Ebenen stattfinden. Ein solches Licht kann jedoch auch polarisiert werden, wenn es durch einen Polarisator fällt – einen Filter, der das gesamte Licht absorbiert, mit Ausnahme des Teils, der in einer bestimmten Ebene schwingt (Abbildung 8).

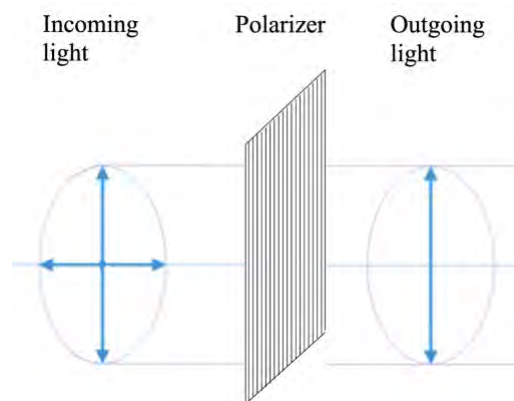


Abbildung 8. Auswirkung eines Polarisators auf Licht.

Wenn linear polarisiertes Licht durch einen Polarisationsfilter fällt, der in einem Winkel zu seiner Polarisationsrichtung ausgerichtet ist, nimmt die Lichtintensität ab. Die Lichtintensität erreicht ein Minimum, wenn der Filter in einem Winkel von 90° zur Polarisationsrichtung steht.

Optisch aktive Substanzen wie Zuckerlösungen können die Schwingungsebene von polarisiertem Licht drehen. Wenn polarisiertes Licht durch eine Zuckerlösung fällt, wird seine Polarisationssebene um einen Winkel gedreht, der proportional zur Zuckerkonzentration (Zuckermasse pro Lösungsvolumen) und zur Weglänge (in der Zuckerlösung zurückgelegte Strecke) ist.

In diesem Experiment wirst du untersuchen, wie sich polarisiertes Licht dreht, wenn es durch eine Zuckerlösung tritt. Deine Aufgabe ist es, Kalibrierkurven zu erstellen und diese zu nutzen, um die Zuckerart und die Zuckerkonzentration in der in Aufgabe 2 hergestellten Zuckerrübenlösung zu bestimmen.

Experiment

Materialien und Geräte

- Laserpointer mit geringer Leistung
- Lichtquelle aus Aufgabe 1.1
- Polarisationsfilter in Drehfassung
- Stativ und Klemmen zur Ausrichtung der Komponenten

- Messkammer
- Waage
- Messzylinder (50 mL)
- Flasche mit Saccharoselösung (30 g Saccharose und 45 g deionisiertes Wasser)
- Flasche mit Fructoselösung (30 g Fructose und 45 g deionisiertes Wasser)
- Flasche mit Glucoselösung (30 g Glucose und 45 g deionisiertes Wasser)
- deionisiertes Wasser
- Box mit weißer Innenfläche
- Zuckerrübenlösung aus Aufgabe 2

Sicherheit

- Schau niemals direkt in den Laserstrahl!

Aufgabe 4.1 Polarisation

Zuerst wirst du die Eigenschaften verschiedener Lichtquellen untersuchen.

Durchführung

1. Verwende deinen Polarisationsfilter und untersuche die Lichtquelle aus Aufgabe 1.1. Prüfe, ob das Licht polarisiert oder unpolarisiert ist. Schreibe deine Antwort in **Feld 4.1.1**.
2. Verwende deinen Polarisationsfilter und untersuche den Laserpointer. Lass den Laserpointer im Aufbau montiert, da er sorgfältig auf die Messkammer ausgerichtet wurde. **Schau nicht in den Laserstrahl!** Prüfe, ob das Licht polarisiert oder unpolarisiert ist. Schreibe deine Antwort in **Feld 4.1.2**.

Aufgabe 4.2 Kalibrierkurven

Kalibrierkurven für Saccharose, Fructose und Glucose werden benötigt, um die Zuckerart und die Zuckerkonzentration deiner Zuckerrübe bestimmen zu können. Du wirst für die drei Zuckerarten Kalibrierkurven für die Dichte und die Drehung der Polarisationssebene in Abhängigkeit von der Konzentration erstellen.

Zuckerlösungen sind optisch aktiv (siehe Abbildung 9) und die Drehung der Polarisationssebene hängt sowohl von der Konzentration als auch von der Zuckerart ab.

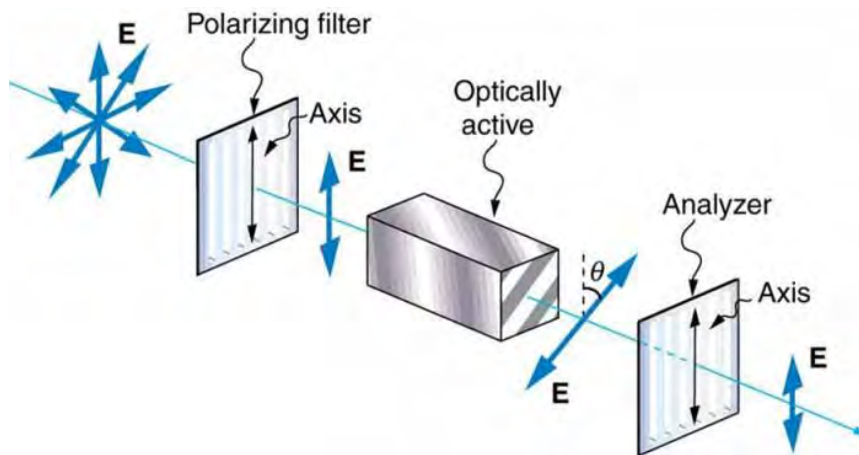


Abbildung 9. Eine optisch aktive Substanz verändert die Polarisationssebene.

Die Ausrüstung für die Polarisationsmessungen umfasst einen Laser, einen Polarisationsfilter und einen Behälter für die Zuckerlösung (siehe Abbildung 10). Bei der Messung der Intensität des Lasers ist es einfacher, ein Minimum der Lichtintensität zu bestimmen als ein Maximum. Verwende eine Box mit einem weißen Papier auf dem Boden, um leichter erkennen zu können, wann das Minimum auftritt.

Überprüfe vor der Messung immer, ob der Laserstrahl durch die Messkammer und den Polarisationsfilter verläuft.



Abbildung 10. Versuchsaufbau zur Polarisationsmessung mit Laser, Messkammer, Polarisationsfilter und Box mit weißem Papier im Inneren.

Durchführung

1. Miss die Masse und das Volumen von etwa 50 g deionisiertem Wasser, berechne die Dichte und trage die Werte in **Tabelle 4.2.1** ein. Verwende den Messzylinder und die Waage, um die Dichte zu bestimmen. Gib das Wasser in die Messkammer.
2. Schalte den Laser ein und drehe den Polarisationsfilter, bis ein Lichtminimum durch den Filter tritt. Bilde für eine höhere Genauigkeit den Mittelwert aus drei Winkelmessungen. Trage den gemessenen Winkel in **Tabelle 4.2.1** ein. Dies ist dein

Kalibrierwert, den du als Nullpunkt verwendest, wenn du später die Drehung der Polarisationssebene durch verschiedene Zuckerlösungen angibst.

3. Berechne die Wassermenge in der Lösung für die verschiedenen Zuckermassenanteile (Zuckermasse dividiert durch die Gesamtmasse) in **Tabelle 4.2.2**, **Tabelle 4.2.3** und **Tabelle 4.2.4**.
4. Miss die Dichte und die Drehung der Polarisationssebene für die verschiedenen Massenanteile der drei unterschiedlichen Zuckerarten. Beginne mit den 40%igen Lösungen. Verwende die Ausrüstung zur Polarisationsmessung, um die Polarisationsdrehung zu messen. Lass die Lösung in der Messkammer ruhen, bevor du misst. Kennzeichne eine Drehung gegen den Uhrzeigersinn (in Lichtausbreitungsrichtung betrachtet) mit einem positiven Winkel und eine Drehung im Uhrzeigersinn mit einem negativen Winkel. Wenn du bereit bist, fahre mit der nächsten Konzentration fort, indem du die Lösung in die Flasche zurückgießt und Wasser hinzufügst. Trage deine Werte für jeden Massenanteil und für jede Zuckerart in **Tabelle 4.2.2**, **Tabelle 4.2.3** und **Tabelle 4.2.4** ein. Berechne die Zuckerkonzentration für jede Lösung.
5. Erstelle auf dem bereitgestellten Millimeterpapier ein Diagramm mit der Polarisationsdrehung in Abhängigkeit von der Zuckerkonzentration. Das Diagramm soll die Messwerte für Saccharose, Glucose und Fructose enthalten. Zeichne für die Datenpunkte jeder Zuckerart eine Kalibrierkurve ein. Schreibe „**Diagramm 4.2.1**“ und deinen Teamnamen (Austria Team A) auf das Diagrammpapier und lege es dem Antwortbogen bei.
6. Erstelle ein Diagramm mit der Dichte in Abhängigkeit von der Zuckerkonzentration für Saccharose-, Glucose- und Fructoselösungen. Zeichne für die Datenpunkte jeder Zuckerart eine Kurve ein. Schreibe „**Diagramm 4.2.2**“ und deinen Teamnamen (Austria Team A) auf das Diagrammpapier und lege es dem Antwortbogen bei.

Aufgabe 4.3 Zuckerrübenmessungen

Nimm die Lösung, die du in Aufgabe 2 aus der Zuckerrübe extrahiert hast.

Durchführung

1. Miss die Dichte und die Polarisationsdrehung der Zuckerrübenlösung. Schreibe deine Ergebnisse in **Feld 4.3**.

Aufgabe 5 – Schlussfolgerungen zum Zucker

Abschließende Fragen basierend auf deiner Zuckerextraktionsmethode und deinen Ergebnissen aus den vorherigen Abschnitten.

Aufgabe 5.1

Bestimme die Zuckerart und die Zuckerkonzentration in der Zuckerrübenlösung basierend auf deinen Messungen in Aufgabe 3 und Aufgabe 4. Schreibe deine Antwort in **Feld 5.1**. Markiere in den Diagrammen, welche Punkte du verwendet hast.

Aufgabe 5.2

Wie viele Zuckerrüben mit einem Gewicht von je 1,0 kg werden benötigt, um mit deiner Extraktionsmethode eine Packung mit 2,0 kg Zucker zu erhalten? Schreibe deine Berechnung und dein Ergebnis in **Feld 5.2**.



Task 1

Antwortbogen

Zucker

EOES 2026 Lund Sweden
2.Mai - 9. Mai

Austria Team A

Aufgabe 1 - Wachstum der Rüben

25 Punkte

Aufgabe 1.1 Photosyntheserate

10 Punkte

1.1.1 Berechnung.

0,5 Punkte

1.1.2 Masse des Pflanzentriebs.

0 Punkte

1.1.3 Unterschrift der Laborassistentz und Startzeit des Experiments.

1 Punkt

1.1.4 Notiere das Sauerstoffvolumen, welches in deinem Experiment gesammelt wurde.

1 Punkt

1.1.5 Unterschrift der Laborassistentz zum Ende des Experimentes.

1 Punkt

1.1.6 Berechnung der Zeit, um mittels Photosynthese 140 Gramm Glukose zu produzieren.

3,5 Punkte


Reaktionsgleichung:

Molare Masse des Zuckers:

Stoffmenge von Glukose in 140 Gramm in mol:

Sauerstoffvolumen:

Benötigte Zeit:



1.1.7 Berechnung der Kohlenstoffdioxid-Masse, die für die Produktion von 140 Gramm Glukose benötigt wird. *2 Punkte*



1.1.8 Notiere die korrekten Aussagen. *1 Punkt*



Aufgabe 1.2 Enzymexperiment

5 Punkte

1.2.1. Tabelle "Enzymexperiment"

3 Punkte

Reagenzglas	Reihung der Startzeiten der Reaktion anhand der Blasen	Höhe des Reagenzglas-Inhalts nach 2 min (mm)
Normal		
Gekocht		
Säure		
Base		

1.2.2 Notiere die korrekten Antworten.

2 Punkte

--

Aufgabe 1.3 Stomadichte in Blättern

10 Punkte

1.3.1 Versuchsdesign

1 Punkt

	Alte Blätter	Junge Blätter
Wie viele Blätter wirst du untersuchen?		
Wie viele Gesichtsfelder pro Blatt wirst du untersuchen?		

1.3.2 Vergrößerung

1 Punkt

--

1.3.3. Daten und Berechnungen der Stomadichte

3 Punkte

Altes (O) oder junges (Y) Blatt	Blatt- Nummer	Gesichtsfeld- Nummer	Gezählte Stomatazahl

1.3.4 Durchmesser des Gesichtsfelds (mm).

1 Punkt

--

1.3.5 Berechnung der Fläche des Gesichtsfeldes

1 Punkt

--

1.3.6 Durchschnittliche Stomadichte

2 Punkte

Zeige hier deine Berechnungen:	
Durchschnitt für alte Blätter (O)	Durchschnitt für junge Blätter (Y)

1.3.7 Notiere die korrekte Antwort.

1 Punkt

--

Aufgabe 2 – Extraktion von Zucker aus Zuckerrüben

6 Punkte

2.1 Masse der geraspelten Zuckerrübe. *1 Punkt*

2.2 Masse der filtrierten Zuckerlösung. *1 Punkt*

2.3 Unterschrift des Laborassistenten. *4 Punkte*

Aufgabe 3 – Reaktionsgeschwindigkeiten von Zucker

14 Punkte

3.1 Absorbierte Farben. Notiere den richtigen Buchstaben.

1 Punkt

3.2 Berechnung der Verdünnungen.

2 Punkte

3.3 Halbwertszeit und Diagramme.

9 Punkte

Sugar	Half-life-time (s)
Glucose	
Fructose	
Sucrose	
Sugar beet solution	

3.4 Notiere den richtigen Buchstaben.

1 Punkt

3.5 Notiere den richtigen Buchstaben.

1 Punkt

Aufgabe 4 – Messung der Zuckerkonzentration 26 Punkte

Aufgabe 4.1 Polarisation 1 Punkt

4.1.1 Wähle die richtige Option für die Lichtquelle aus Aufgabe 1.1. 0.5 Punkte

- Polarisiert
- Nicht polarisiert

4.1.2 Wähle die richtige Option für das Licht des Laserpointers. 0.5 Punkte

- Polarisiert
- Nicht polarisiert

Aufgabe 4.2 Kalibrierkurven 23 Punkte

4.2.1 Deionisiertes Wasser (dein Referenzwert). 2 Punkte

Polarisationsfilter-Messung (Grad)	Polarisationsfilter Messung Mittelwert (Grad)	Dichtemessung		
		Masse (g)	Volumen (mL)	Dichte (g/mL)

4.2.2 Saccharose 7 Punkte

Zucker (g)	Wasser (g)	Massenanteil	Konzentration (g/mL)	Polarisationsfilter-Messung (Grad)	Optische Drehung (Grad)	Dichtemessung		
						Masse (g)	Volumen (mL)	Dichte (g/mL)
30	45	0.40						
30		0.30						
30		0.20						
30		0.10						

4.2.3. Fructose

7 Punkte

Zucker (g)	Wasser (g)	Massenanteil	Konzentration (g/mL)	Polarisationsfilter-Messung (Grad)	Optische Drehung (Grad)	Dichtemessung		
						Masse (g)	Volumen (mL)	Dichte (g/mL)
30	45	0.40						
30		0.30						
30		0.20						
30		0.10						

4.2.4. Glucose

7 Punkte

Zucker (g)	Wasser (g)	Massenanteil	Konzentration (g/mL)	Polarisationsfilter-Messung (Grad)	Optische Drehung (Grad)	Dichtemessung		
						Masse (g)	Volumen (mL)	Dichte (g/mL)
30	45	0.40						
30		0.30						
30		0.20						
30		0.10						

Lege deine Kalibrierkurven dem Antwortbogen bei.

Aufgabe 4.3 Zuckerrübenmessung

2 Punkte

4.3 Messungen an der Zuckerlösung.

2 Punkte

	Masse (g)	Volumen (mL)	Dichte (g/mL)	Drehung (°)
Zuckerrübe				

Aufgabe 5 – Schlussfolgerungen zum Zucker

4 Punkte

5.1 Schlussfolgerungen zur Zuckerrübenlösung basierend auf den Messungen in Aufgabe 3 und 4.

3 Punkte

Die Lösung besteht hauptsächlich aus

- Glucose
- Fructose
- Saccharose

Zuckerkonzentration (g/mL) =

5.2 Berechnung der Anzahl der Zuckerrüben pro Zuckerpackung.

1 Punkt



Task 2

Angabenblatt

Wasser

EOES 2026 Lund Sweden
02.05.–09.05

Austria Team A

Einleitung

Wasser ist Leben. Seine Qualität ist von grundlegender Bedeutung – nicht nur für die Trinkwasserversorgung und Landwirtschaft, sondern auch für die Gesundheit und langfristige Stabilität empfindlicher Ökosysteme. Besonders deutlich wird dies in Südschweden, wo die Landschaft von Ackerflächen, einer langen Küstenlinie und Wäldern geprägt ist, die alle auf eine verlässliche Versorgung mit sauberem Süßwasser angewiesen sind.



Abbildung 1. Meer vor der Küste Skånes.

Der Task beginnt mit einem biologischen Blick auf das Leben im Wasser: Du untersuchst Algen mikroskopisch und führst eine sorgfältige Präparation eines Fisches durch. Durch die Untersuchung dieser Organismen gewinnst du ein grundlegendes Verständnis der biologischen Vielfalt in unseren Gewässern.

Anschließend widmest du dich der Aufgabe, die chemischen Fingerabdrücke von vier verschiedenen Wasserproben zu entschlüsseln, die im südlichen Teil Schwedens entnommen wurden. Dabei gehen wir über eine reine Beobachtung hinaus und führen quantitative Analysen wichtiger Parameter durch, die Rückschlüsse auf Wasserqualität und Umwelteinflüsse ermöglichen.

Unsere Untersuchung ist besonders relevant, da eine der vier getesteten Wasserquellen als lebenswichtiges Trinkwasserreservoir für rund eine halbe Million Menschen in dieser Region dient. Die Qualität genau dieser Quelle zu erhalten, ist daher für die öffentliche Gesundheit von höchster Bedeutung.

Sandfiltration ist ein zentraler Bestandteil der Sicherung der Wasserversorgung. Im letzten Teil dieser Aufgabe untersuchst du die Strömung durch einen Sandfilter. Dadurch erhältst du einen direkten Einblick in praktische Verfahren, mit denen Trinkwasser in realen Anwendungen gereinigt wird.

Aufgabe 1 – Leben im Wasser

Aufgabe 2 – Analyse von Wasserproben

Aufgabe 3 – Sandfilter

Lies bitte das gesamte Dokument, bevor du mit den Experimenten beginnst. Bewertet werden ausschließlich Antworten auf dem Antwortblatt sowie beigegefügte Diagramme.

Aufgabe 1 - Leben im Wasser

Unsere Untersuchung beginnt mit einer praktischen Erkundung der Lebewesen in den lokalen Ökosystemen. Bei der mikroskopischen Untersuchung verschiedener Algenarten beobachtest du die Primärproduzenten, die die Grundlage des aquatischen Nahrungsnetzes bilden. Ergänzend dazu sezierst du einen Fisch, um unmittelbare Einblicke in die inneren Strukturen höher entwickelter Organismen zu gewinnen. Durch die Untersuchung dieser Lebensformen entsteht ein anschauliches Verständnis der Lebensräume, mit denen du dich beschäftigst.

Aufgabe 1.1 Algen

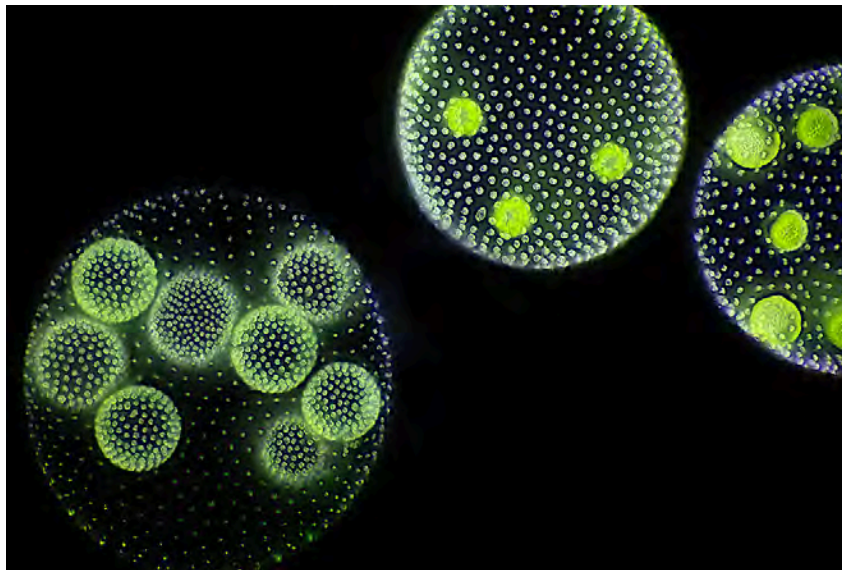


Abbildung 2. *Volvox*, eine koloniale grüne Alge als Beispiel für Phytoplankton

(<https://en.wikipedia.org/wiki/Volvox>)

Experiment

Material und Equipment

- Mikroskop mit Okularmikrometer
- Objektträger
- Deckgläser
- Objektmikrometer
- Röhren mit Algensuspensionsgemisch, beschriftet mit „Algae A“
- Röhren mit der Beschriftung „Algae B“
- Röhren mit der Beschriftung „Algae C“
- Kunststoff-Pasteurpipetten

1.1.1 Süßwasseralgen

Grünalgen (Chlorophyceae) umfassen sowohl einzellige als auch mehrzellige Arten. Einige bilden Kolonien, andere kommen als Einzelzellen vor.

Du erhältst ein Röhrchen mit einer Suspension eines Mix aus Süßwasseralgen („Algae A“) sowie Referenzbilder (siehe Abbildung 3), die verschiedene Algenarten zeigen. Untersuche die Probe unter dem Mikroskop.

Prozedere

- 1) Bereite aus der Algenkultur im Röhrchen mit der Beschriftung „Algae A“ ein Nasspräparat auf einem Objektträger vor und decke es anschließend mit einem Deckglas ab. Mische die Suspension durch, bevor du sie auf den Objektträger überträgst.
- 2) Betrachte die Zellen unter dem Mikroskop.

Verwende Abbildung 3 als Referenz und bestimme die vier Algenarten, die in deiner Probe enthalten sind. Trage deine Antwort als Buchstaben in **Feld 1.1.1** ein. Behalte die Algenkultur „Algae A“ und lege sie am Ende in den Umschlag mit dem Antwortenblatt.

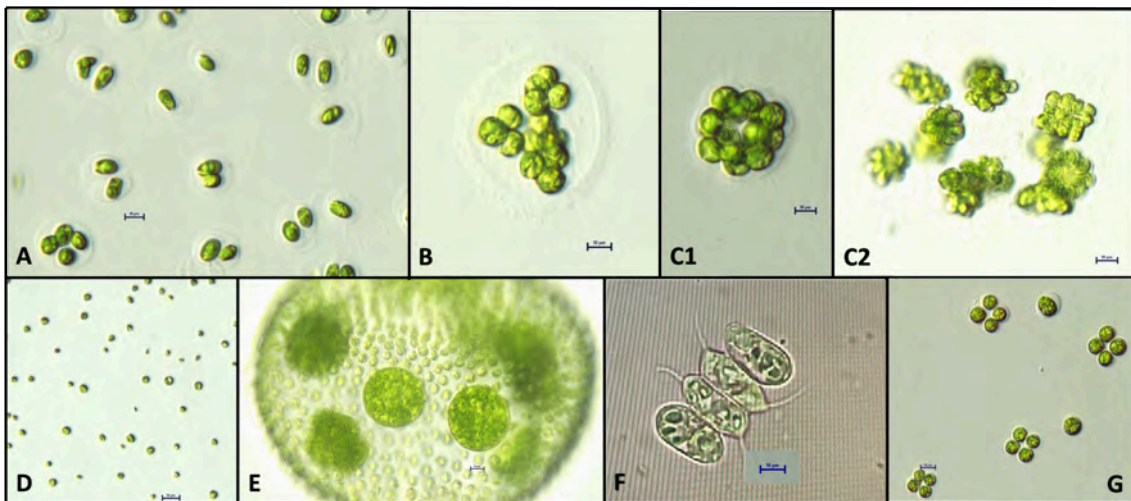


Abbildung 3. Sieben verschiedene Spezies in Chlorophyceae (grüne Süßwasseralgen). Alle Abbildungen wurden bei 400X Vergrößerung aufgenommen. Scale bar = 10 µm. Quelle: Homa Papoli Yazdi.

- (A) *Chlamydomonas callosa*;
- (B) *Paulschulzia pseudovolvox*;
- (C1) *Pandorina morum*;
- (C2) *Pandorina morum* während der Zellteilung;
- (D) *Chlorella vulgaris*;
- (E) *Volvox tertius*;
- (F) *Scenedesmus quadricauda* ;
- (G) *Tetrabaena socialis*.

1.1.2 Untersuchung einzelliger Grünalgen

Du erhältst eine lebende Kultur der einzelligen Grünalge *Chloromonas oogama* (das Röhrchen ist mit „Algae B“ beschriftet). Die Probe ist im Wachstumszyklus synchronisiert, sodass die meisten sichtbaren Zellen im unbeweglichen Stadium vorliegen. Es kann jedoch sein, dass du noch einige begeißelte, schwimmende Zellen beobachtest. Die unbeweglichen Zellen haben ihre Geißeln verloren und bereits mit dem Wachstum begonnen, das der Zellteilung vorausgeht.

Prozedere

1. Berechne aus der Algenkultur im Röhrchen mit der Beschriftung „Algae B“ ein Nasspräparat auf einem Objektträger vor und decke es anschließend mit einem Deckglas ab.
2. Betrachte die Kolonien unter dem Mikroskop.
3. Dir stehen zwei Mikrometer zur Verfügung: ein Okularmikrometer (im Okular enthalten) und ein Objektmikrometer. Verwende das Objektmikrometer, um den Wert einer Okularmeter-Einheit, also der kleinste Teilstrich, bei 10-facher und 40-facher Vergrößerung zu bestimmen. Trage die Messwerte für die Okularmeter-Einheit wie vorgegeben in **Feld 1.1.2** ein.
4. Miss den Durchmesser von 10 einzelnen Zellen, die kugelförmig erscheinen (unbewegliche Zellen). Trage deine Werte in Mikrometern (μm) in **Feld 1.1.3** ein.
5. Berechne den mittleren Zelldurchmesser. Trage dein Ergebnis in **Feld 1.1.3** ein.
6. Behalte die Algenkultur „Algae B“ und lege sie am Ende in den Umschlag mit dem Antwortenblatt.

1.1.3 Untersuchung multizellulärer Grünalgen

Du erhältst eine Kultur einer unbekanntes Grünalge (das Röhrchen ist mit „Algae C“ beschriftet). Diese Alge vermehrt sich durch eine Form der Zellteilung, die als Mehrfachteilung bezeichnet wird. Dabei bleiben die Tochterzellen von der Zellwand der Mutterzelle umschlossen. Die Mutterzelle wächst und durchläuft anschließend mehrere mitotische Teilungen, ohne dass Zellen absterben. So entsteht die adulte Kolonie. Überlege, wie sich diese Form der Teilung auf die Zellzahl innerhalb einer Kolonie auswirkt. Betrachte die lebenden Kolonien unter dem Mikroskop.

Prozedere

1. Berechne aus der Algenkultur im Röhrchen mit der Beschriftung „Algae C“ ein Nasspräparat auf einem Objektträger vor und decke es anschließend mit einem Deckglas ab.
2. Betrachte die Zellen unter dem Mikroskop.
3. Wähle 5 gut sichtbare Kolonien aus.
4. Zähle die Zellen in jeder Kolonie. Trage dein Ergebnis in **Feld 1.1.4** ein.
5. Behalte die Algenkultur „Algae C“ und lege sie am Ende in den Umschlag mit dem Antwortenblatt.

Welche Schlussfolgerungen kannst du auf Grundlage deiner Beobachtungen dieser Art und der Zellzahlen in den Kolonien über die Entstehung der Kolonien ziehen? Wähle alle zutreffenden Antworten aus. Trage den/die Buchstaben der richtigen Aussage(n) in Feld 1.1.5 ein.

- A. Die Zellen teilen sich zufällig, sodass in jeder Kolonie zufällige Zellzahlen entstehen.
- B. Die Koloniebildung wird durch koordinierte und regulierte Zellteilungen gesteuert.
- C. Für diese Art gibt es einen charakteristischen Bereich von Zellzahlen.
- D. Kolonien entstehen durch Zusammenlagerung unabhängiger Zellen.
- E. Die Mehrheit der Mutterzellen durchläuft zwischen 3 und 5 Zellteilungsrunden.

Frage

Ein Schüler versucht, *Volvox tertius* in vier verschiedenen experimentellen Nährmedien zu kultivieren. Die Kolben 1, 2 und 3 werden festen Hell-Dunkel-Zyklen ausgesetzt, während Kolben 4 bei 20 °C im Dunkeln gehalten wird. Nach zwei Wochen wurden die folgenden Beobachtungen festgehalten:

Kolben	Nährmedium	Resultat
1	CO ₂ , Nitrate, Phosphate, Spurenelemente, destilliertes Wasser	Schnelles Wachstum (grüne Kultur)
2	Glukose, Nitrate, Phosphate, Spurenelemente, destilliertes Wasser	Kein Wachstum (Zellen sterben)
3	gelöstes CO ₂ , Phosphate, Spurenelemente (keine Nitrate), destilliertes Wasser	Zellen überleben aber nur minimales Wachstum (gelbliche Kultur)
4	gelöstes CO ₂ , Nitrate, Phosphate, Spurenelemente, destilliertes Wasser	Kein Wachstum (Zellen sterben)

Welche der folgenden Aussagen beschreibt auf Grundlage dieser Versuchsergebnisse die Stoffwechselanforderungen von *Volvox tertius* am besten? Trage die/den Buchstaben der richtigen Aussage(n) in **Feld 1.1.6** ein.

- A. *Volvox tertius* ist fakultativ heterotroph und bevorzugt Glucose gegenüber CO₂ als Kohlenstoffquelle.
- B. *Volvox tertius* ist obligat photoautotroph und benötigt Nitrate, um essentielle Moleküle wie Proteine und Chlorophyll zu synthetisieren.
- C. Licht dient lediglich als Signal für Bewegung, während Mineralstoffe die Energie für das Wachstum liefern.
- D. *Volvox tertius* kann ohne Licht wachsen, wenn Glucose als Kohlenstoffquelle verfügbar ist.

Aufgabe 1.2 Sektion eines atlantischen Herings

Der Hering (*Clupea harengus*) ist eine bedeutende pelagische Art, die eine Länge von 20 bis 30 cm erreicht. Er kommt sowohl im Atlantik als auch in der Ostsee, einem Brackwassermeer, vor. Als Filtrierer reagiert er besonders empfindlich auf Veränderungen seiner marinen Umwelt. Der Salzgehalt beeinflusst unmittelbar seine Wachstumsrate und Osmoregulation. Gelöster Sauerstoff ist für sein Überleben entscheidend, insbesondere während der Laichzeit. Diese Untersuchung verknüpft chemische Parameter mit der Gesundheit einer wichtigen biologischen Indikatorart.

Experiment

Material und Equipment

- Atlantischer Hering
- Schale
- Schere
- Skalpell
- Pinzette
- farbige Stecknadeln; grün, rosa, weiß, blau, gelb
- Präparatebrett
- Markierstift
- Handschuhe

Sicherheit

Skalpelle sind scharf; arbeite daher beim Schneiden vorsichtig. In den meisten Fällen eignet sich die Schere ebenso gut. Wenn du scharfe Gegenstände verwendest, schneide immer vom Körper weg und halte deine Finger außerhalb der Schnittlinie.

Prozedere

1. Drehe den Fisch so, dass seine rechte laterale Körperseite nach oben zeigt (siehe Abbildung 4.1)
2. Setze die Schere am obersten dorsalen Rand des Kiemendeckels an und führe einen diagonalen Schnitt aus, der direkt hinter dem Auge endet. Orientiere dich an der roten Linie, die den Umriss des Kiemendeckels zeigt (siehe Abbildung 4.2.)
3. Führe vom ventralen Rand des Kiemendeckels aus einen senkrechten Schnitt, sodass ein dreieckiger Abschnitt des Kiemendeckels entfernt werden kann (siehe Abbildung 4.3.)
4. Zähle, wie viele Kiemenbögen sich auf einer Seite des Fisches befinden, sobald die Kiemenbögen freiliegen (siehe Abbildung 4.4). Trage die Anzahl der Kiemenbögen in **Feld 1.2.1** ein.

5. Löse den Kiemendeckel vom Isthmus, indem du entlang der Verbindung zum Unterkiefer schneidest (siehe Abbildung 4.5.)
6. Durchtrenne die vorderste Befestigung des dorsalen Teils des ersten Kiemenbogens am Kopf.
7. Durchtrenne anschließend die vorderste Befestigung des ventralen Teils, um den ersten Kiemenbogen vollständig zu lösen.
8. Lege den entnommenen Kiemenbogen auf das Präparatebrett. Er sollte eine intakte C-förmige Struktur bilden, bestehend aus **i**) einem langen Ceratobranchium, dem unteren Ast des Kiemenbogens, und **ii**) einem kürzeren Epibranchium, dem oberen Ast des Kiemenbogens.

Befestige die Stecknadeln wie folgt:

Grüne Nadel	Epibranchium
Pinke Nadel	Ceratobranchium
Weißer Nadel	Struktur, die am Gegenstrom-Gasaustausch während der Atmung beteiligt ist (Kiemenfilamente)

In die Bewertung fließt auch die Qualität des entnommenen Kiemenbogens ein, also ob er intakt, unbeschädigt und korrekt ausgerichtet ist.

9. Entferne das Auge, indem du den Sehnerv mit der Schere durchtrennst (siehe Abbildung 4.6.)
10. Öffne das Auge mit einem Schnitt mit dem Skalpell. Entnimm die Linse (siehe Abbildung 4.7.)
11. Die Linse besteht aus einem äußeren, eher flüssigen Linsenanteil und einem inneren, festen Linsenkern. Entnimm den Linsenkern, lege ihn auf das Präparatebrett und markiere ihn mit der blauen Stecknadel.
12. Schneide den Fisch abschließend entlang des Bauches vom After bis zur Nase auf, um das Herz zu entnehmen. Entferne die Körperseite des Fisches (siehe Abbildung 4.8)
13. Das Herz befindet sich im vorderen Bereich der Bauchhöhle. Durchtrenne die verbindenden Blutgefäße mit der Schere, um das gesamte Herz zu entnehmen.
14. Lege das Herz auf das Präparatebrett und markiere es mit der gelben Stecknadel.
15. Rufe eine Laborassistentin oder einen Laborassistenten, damit sie oder er
 - (1) ein Foto deines Präparatebretts macht
 - (2) in Feld 1.2.2 unterschreibt.



1. Hering



2. Die rote Linie zeigt den Kiemendeckel. Die schwarze Linie beschreibt den Schnitt



3. Fisch nach dem Entfernen des Kiemendeckels



4. Zähle die Anzahl der Kiemenbögen einer Seite des Tisches



5. Die schwarze strichlierte Linie zeigt den Schnitt am Unterkiefer an



6. Entfernung des Auges durch Durchtrennung des Sehnerves



7. Entfernung des Linsenkerne



8. Entfernung der Flanke des Fisches

Abbildung 4. Sektionsanleitung

Aufgabe 2 - Analyse von Wasserproben

Durch die systematische Quantifizierung verschiedener Parameter zielt dieses Experiment darauf ab, die vielfältigen chemischen und biologischen Profile der Gewässer in Südschweden zu charakterisieren. Am Ende sollt ihr die Herkunft der vier Wasserproben A–D vier Standorten in Südschweden zuordnen.

Aufgabe 2.1 Untersuchung der Leitfähigkeit

Der Salzgehalt ist ein Maß für die Menge an Salz (gelöste Ionen) in einer bestimmten Wassermenge. Obwohl er für Wasserlebewesen unverzichtbar ist, kann ein hoher oder schwankender Salzgehalt Süßwasserorganismen belasten und die Eignung für Bewässerungszwecke beeinträchtigen.

Zur Bestimmung des Salzgehalts kann ein Konduktometer verwendet werden. Die damit gemessene Leitfähigkeit gibt an, wie gut eine Lösung Strom leitet - je mehr gelöste Salze (Ionen) das Wasser enthält, desto höher ist die Leitfähigkeit.

Experiment

Material und Chemikalien

- Konduktometer
- 4 Bechergläser, 100 mL
- 1 Becherglas, 250 mL
- Kleenex (Papiertücher)
- Marker
- Wasserproben A–D
- Deionisiertes Wasser (Raumtemperatur)

Durchführung

1. Fülle ein Aliquot einer Wasserprobe in ein 100 mL Becherglas.
2. Drücke den Einschaltknopf des Konduktometers und entferne die Schutzkappe des Messfühlers.
3. Spüle den Messfühler mit deionisiertem Wasser und trockne ihn mit einem Tuch ab.
4. Tauche den Messfühler in die Probe ein und warte, bis sich der angezeigte Wert stabilisiert hat. Trage deine Ergebnisse in **Tabelle 2.1** ein.
5. Wiederhole die Messung für die anderen Wasserproben. Spüle den Messfühler nach jeder Messung mit deionisiertem Wasser und trockne ihn mit einem Tuch ab.

Aufgabe 2.2 Gravimetrische Untersuchung

Die Menge an Chlorid-Ionen (Cl^-) in den verschiedenen Wasserproben kann durch Fällung mit Silber-Ionen (Ag^+) bestimmt werden, wobei ein unlöslicher Niederschlag aus Silberchlorid (AgCl) entsteht. Silber-Ionen werden im Überschuss zugegeben, damit alle Chlorid-Ionen ausgefällt werden.

Reaktionsgleichung

Stelle die Reaktionsgleichung (nur reagierende Spezies) für die Bildung von Silberchlorid-Niederschlag (AgCl) in **Feld 2.2.1**. Gib auch die Aggregatzustände an (s=fest, l=flüssig, g=gasförmig und aq=aquatisiert).

Experiment

Material und Chemikalien

- Saugflasche, 500 mL
- Büchner-Trichter, 80 mm Durchmesser
- 4 Erlenmeyerkolben, 100 mL
- Filterpapier (rund, passend auf den Büchner-Trichter) – im Voraus getrocknet
- Trockenschrank, 80 °C
- Pipettierhilfe (Peleus-Ball)
- Stativ mit Muffe und Klemme
- Tablett (geeignet für 80 °C)
- Pinzette
- 4 Vollpipetten 10 mL, beschriftet A–D
- 1 Vollpipette 40 mL
- Wasserstrahlpumpe
- Waage
- Periodensystem
- Silbernitratlösung (AgNO_3) 0,100 mol/L
- Wasserproben A–D
- Deionisiertes Wasser

Sicherheitshinweis

Silbernitrat ist korrosiv und gefährlich für Wasserlebewesen und kann Flecken auf Haut und Kleidung verursachen.

Durchführung

1. Pipettiere 10,0 mL einer Wasserprobe in einen 100-mL-Erlenmeyerkolben.
2. Gib 40,0 mL Silbernitratlösung mit einer Pipette hinzu und schwenke es 20 Sekunden lang, um einen Niederschlag zu erhalten.
3. Wiege ein trockenes Filterpapier ab (beschriftet mit “*water sample*” A–D, “*Austria Team A*”) und notiere die Masse in **Tabelle 2.2.2**.
4. Lege das Filterpapier in den Büchner-Trichter.
5. Befestige die Saugflasche an einem Stativ. Setze den Büchner-Trichter auf die Saugflasche. Befeuchte das Filterpapier mit deionisiertem Wasser.
6. Verbinde die Saugflasche mit der Wasserstrahlpumpe und drehe den Wasserhahn auf.
7. Gieße die Suspension (Lösung und Niederschlag) aus dem Erlenmeyerkolben durch den Büchner-Trichter.
8. Drehe den Wasserhahn zu.
9. Entnehme das Filterpapier mit einer Pinzette und gib es auf das Tablett.
10. Wiederhole den Vorgang für die anderen Wasserproben.
11. Bitte den Laborassistenten, das Tablett für 20 Minuten in den Trockenschrank (80 °C) zu stellen.
12. Wenn die Filterpapiere getrocknet sind, bringt der Laborassistent das Tablett zurück. Wiege die Filterpapiere erneut. Notiere deren Massen in **Tabelle 2.2.2**.

Berechne basierend auf die Messung folgendes

Führe folgende Aufgaben für alle Wasserproben durch und trage deine Ergebnisse in **Tabelle 2.2.2** ein:

1. Berechne die Masse des AgCl- Niederschlags. Nimm an, dass nur AgCl ausgefällt wurde und andere Ionen aus den Wasserproben nicht mit Silberionen reagiert haben.
2. Berechne die Stoffmenge des AgCl-Niederschlags (mmol).
3. Berechne die Stoffmenge der Chloridionen (mmol) für die Wasserprobe.
4. Berechne die Konzentration der Chloridionen (mmol/L).

Aufgabe 2.3 Untersuchung von Nitrat

Nitrat ist ein essentieller Nährstoff für das Wachstum von Pflanzen, aber sein übermäßiger Einsatz in der Landwirtschaft führt zu erheblichen Umwelt- und Gesundheitsrisiken. In dieser

Aufgabe wirst du die Nitratkonzentration in den vier Wasserproben A–D bestimmen. Für jede Probe sollen eine Referenzmessung und drei Replikatmessungen (1–3) durchgeführt werden.

Experiment

Material und Chemikalien

- Spektrometer
- Nitrat-Reagenz 1 (beschriftet NO_3^-1)
- Nitrat-Reagenz 2 (beschriftet NO_3^-2)
- 4 Küvetten
- 4 Reagenzgläser zur Vorbereitung (zwischen den Tests mit deionisiertem Wasser spülen)
- 1 Reagenzglaskappe (zwischen den Tests mit deionisiertem Wasser spülen)
- Stoppuhr
- Marker
- PPP (zwischen den Tests mit deionisiertem Wasser spülen)
- Spatel
- Kleenex (Papiertücher)
- Abfallbehälter für benutzte Reagenzien
- Wasserproben A–D
- Deionisiertes Wasser

Prozedere

Schritt 1 – Probenvorbereitung

1. Fülle mit einer PPP 5,0 mL einer der Wasserproben (A–D) in ein mit “0” beschriftetes Reagenzglas (das ist deine Referenzprobe).
2. Fülle 5,0 mL derselben Wasserprobe in drei weitere Reagenzgläser, beschriftet mit “1”, “2” und “3” (Replikate).

Schritt 2 – Reagenz hinzufügen

1. Gib 5 Tropfen NO_3^-1 (Reagenz 1) in die Reagenzgläser 1–3.
2. Setze den Deckel auf die Reagenzgläser und mische 5 Sekunden lang.
3. Gib dann eine gestrichene Spatelspitze (siehe Abbildung 5) NO_3^-2 (zweites Reagenz) zu den Röhrchen 1–3 hinzu.
4. Mische es erneut mit dem Deckel, um ein vollständiges Auflösen sicherzustellen.



Abbildung 5. Gestrichene Spatelspitze mit NO_3^-2

Schritt 3 – Reaktionszeit

1. Lass die Reagenzgläser 1–3 für 5 Minuten stehen.

Schritt 4 – Messen

1. Schalte das Spektrometer ein.
2. Spüle deine 4 Küvetten für das Spektrometer mit Probenwasser aus.
3. Übertrage Probe 0 in eine Küvette und stelle sie in das Spektrometer.
4. Drücke die C-Taste des Spektrometers zweimal, bis du dich im Extinktions-Modus befindest und eine relativ flache Linie siehst.
5. Übertrage Probe 1 in eine weitere Küvette und stelle sie in das Spektrometer.
6. Notiere den abgelesenen Extinktionswert mit drei Nachkommastellen in **Tabelle 2.3** und wiederhole den Vorgang für Probe 2 und 3.

Schritt 5 – Wiederholung

1. Wiederhole die Schritte 1–4 mit den verbleibenden Wasserproben.

Schritt 6

1. Berechne die Mittelwerte der Nitrat-Extinktionswerte für die Wasserproben A–D. Trage die Werte in **Tabelle 2.3** ein.

Aufgabe 2.4 Untersuchung der Wasserhärte

Wasser enthält von Natur aus gelöste anorganische Salze. Die häufigsten positiv geladenen mehrwertigen Ionen sind Calcium Ca^{2+} und Magnesium Mg^{2+} und die Wasserhärte wird anhand vom Gehalt an diesen Ionen definiert. Hartes Wasser enthält mehr Calcium- und Magnesiumionen als weiches Wasser. Die Wasserhärte beeinflusst die Wechselwirkung des Wassers mit Rohrleitungen, Waschmitteln und industriellen Prozessen und kann Rückschlüsse auf die geologische Zusammensetzung des Herkunftsgebiets geben. In diesem Experiment bestimmst du den Calcium- und Magnesiumgehalt durch Titration mit EDTA.

Der Härtegrad wird häufig als Konzentration von Ca^{2+} und Mg^{2+} in Mol pro Liter angegeben.

In Schweden wird die Wasserhärte in deutschen Härtegraden ausgedrückt, °dH. 1 °dH entspricht $([\text{Ca}^{2+}] + [\text{Mg}^{2+}]) = 0,178 \text{ mmol/L}$.

Die Wasserhärte kann leicht durch Titration mit Ethylendiamintetraacetat (EDTA), einem Chelatbildner (siehe Abbildung 6), bestimmt werden. EDTA ist eine schwache Säure, die bei vollständiger Neutralisation vier Protonen abgeben kann und daher häufig mit der Formel H_4Y repräsentiert wird.

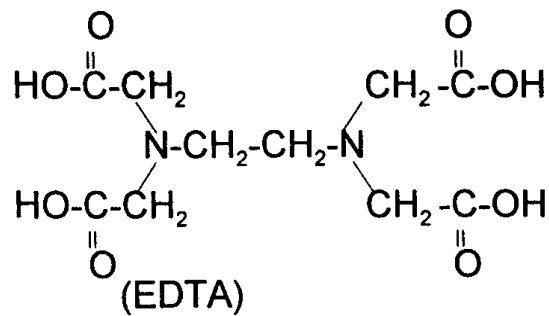


Abbildung 6. Strukturformel von EDTA

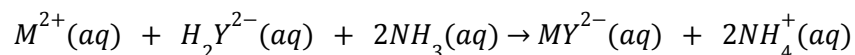
EDTA bildet mit Ionen wie Ca^{2+} und Mg^{2+} Komplexe in einem 1:1-Verhältnis.

In diesem Experiment verwendest du eine EDTA-Lösung mit bekannter Konzentration, um die Wasserhärte unbekannter Wasserproben zu bestimmen. Da Lösungen von EDTA, Ca^{2+} und Mg^{2+} alle farblos sind, ist es notwendig, einen Indikator zu verwenden, um den Äquivalenzpunkt der Titration zu erkennen. Der zur Verfügung stehende Indikator ist Eriochromschwarz T (EBT). Bei einem pH-Wert von 10 ist eine konzentrierte Lösung des Indikators dunkelblau oder fast schwarz, aber wenn Magnesium-Ionen und/oder Calcium-Ionen vorhanden sind, wechselt die Farbe aufgrund relativ stabiler Mg^{2+} -EBT- und Ca^{2+} -EBT-Komplexe auf Rot/Kirschrot.

Wenn eine Wasserprobe mit EBT als Indikator mit EDTA titriert wird, bildet sich ein Komplex mit freien Ca^{2+} - und Mg^{2+} -Ionen, während der Mg^{2+} -EBT-Komplex und der Ca^{2+} -EBT-Komplex bestehen bleiben, bis nahezu alle Calcium- und Magnesium-Ionen mit EDTA komplexiert sind. An diesem Punkt ist die EDTA-Konzentration hoch genug, um Mg^{2+} und Ca^{2+} aus dem Indikator-Komplex zu verdrängen, und der Indikator wird freigesetzt. Die Farbe wechselt von Rot/Kirschrot \rightarrow Weinrot \rightarrow Graublau \rightarrow Blau. Die blaue Farbe zeigt den Endpunkt der Titration an. Der Farbwechsel von Graublau auf Blau erfolgt mit nur einem Tropfen EDTA.

Die Titration wird bei pH 10 mit einem Ammoniakpuffer durchgeführt, in der EDTA (H_4Y) hauptsächlich in der halb neutralisierten Form H_2Y^{2-} vorliegt, in der es sehr gut mit den Ionen der Elemente der 2. Hauptgruppe (z. B. Ca^{2+} und Mg^{2+}) Komplexe bildet, aber nicht mit anderen Kationen wie Fe^{2+} , die als Verunreinigungen im Wasser vorhanden sein können.

Da die Titration die Summe aus Calcium- und Magnesium-Ionenkonzentration ermittelt, kann die Reaktionsgleichung wie folgt geschrieben werden:



wobei M^{2+} für Calcium- und Magnesium-Ionen steht.

Benutze die Titration mit EDTA, um den Gehalt an Ca^{2+} und Mg^{2+} in den verschiedenen Wasserproben zu bestimmen und bestimme ihre Wasserhärte anhand deiner Ergebnisse.

Experiment

Material und Chemikalien

- 4 Erlenmeyerkolben, 250 mL
- Bürette mit Stativ und Bürettenklammer - hergerichtet
- Rührfisch, Magnetrührer und Rührfischfänger

- Pipettierhilfe (Peleusball)
- pH Indikatorpapier
- 4 Vollpipetten, 50 mL, beschriftet mit A-D
- Becherglas, 100 mL
- Trichter, klein
- Abfallbehälter für EDTA-Lösungen
- Ammoniakpuffer pH 10 (in Glasflasche mit Tropfpipette)
- EDTA-Lösung, 5,0 mmol/L (in Plastikflasche)
- Eriochromschwarz T (EBT) Indikator in Methanol (in Glasflasche mit Tropfpipette)
- Wasserproben A–D
- Deionisiertes Wasser

Sicherheitshinweise

Der Ammoniakpuffer kann die Atemwege reizen. Methanol ist giftig, entzündlich und gefährlich. Sammelt eure Abfälle im vorgesehenen Behälter auf dem Labortisch.

Prozedere

1. Fülle die Bürette mit 5,0 mmol/L EDTA-Lösung.
2. Pipettiere 50,0 mL einer deiner Wasserproben in einen sauberen, aber nicht unbedingt trockenen 250-mL-Erlenmeyerkolben.
3. Füge 20 Tropfen Ammoniakpuffer in den Erlenmeyerkolben hinzu. Stelle sicher, dass ein pH-Wert von 10 erreicht wird (mit pH-Indikatorpapier). Falls nicht, füge weiteren Ammoniakpuffer hinzu.
4. Füge 10 Tropfen EBT-Indikator hinzu. Die Lösung sollte jetzt Rot/Kirschrot sein.
5. Stelle den Erlenmeyerkolben auf den Magnetrührer, füge den Rührfisch hinzu und beginne zu rühren.
6. Beginne mit der Titration. Notiere die Menge EDTA, die zum Erreichen des Äquivalenzpunkts (Lösung wird blau) benötigt wird, in **Tabelle 2.4**. Bei einigen Wasserproben wird der Endpunkt der Titration nicht innerhalb von 50 mL EDTA erreicht. Trage in diesem Fall 50 mL als verwendetes Volumen ein.
7. Führe die Titration mindestens zweimal pro Wasserprobe durch. Wenn das Volumen der ersten Titration 50 mL EDTA beträgt, ist eine weitere Titration nicht notwendig.
8. Sammle alle EDTA-haltigen Abfälle in den EDTA-Abfallbehälter.

Berechnungen auf Basis der Messungen

Nimm an, dass es keinen Unterschied im chemischen Verhalten zwischen Ca^{2+} und Mg^{2+} in deinen Wasserproben gibt. Führe folgende Aufgaben für alle Wasserproben durch und trage deine Ergebnisse in **Tabelle 2.4** ein:

1. Berechne die Stoffmenge von Ca^{2+} - und Mg^{2+} -Ionen in mmol.
2. Berechne die Konzentration von Ca^{2+} und Mg^{2+} in mmol/L.
3. Berechne die Wasserhärte ($^{\circ}\text{dH}$).

4. Schau dir die folgende Tabelle an und klassifiziere deine Proben hinsichtlich ihrer Härte. Notiere die richtige Antwort **auf Englisch** im Antwortblatt.

Tabelle: Klassifikation verschiedener Härtegrade

Klassifikation	Wasserhärte (°dH)
Very soft	< 2
Soft	3-6
Average	7-13
Hard	14-20
Very hard	> 20

Problem 2.5 Identifizierung von Wasserproben



Abbildung 7. Die Wasserproben stammen aus vier verschiedenen Quellen.

Hanö-Bucht (Hanö bay)

Das Wasser der Hanö-Bucht, einem Teil der Ostsee, ist durch seinen Brackwassercharakter geprägt – einer Mischung aus Salz- und Süßwasser. Das beeinflusst die Pflanzen und Tiere, die dort leben können. Die hohe Konzentration mehrwertiger Kationen in der Ostsee ist auf den kontinuierlichen Eintrag ionenreichen Wassers zurückzuführen, das aus Verwitterung und Erosion stammt.

Meer bei Helsingborg (Sea by Helsingborg)

Das Wasser in Helsingborg ist etwas salziger im Vergleich zum Wasser aus der Hanö-Bucht, da das aus der Ostsee ausströmende Wasser sich nach und nach mit salzigerem Wasser aus dem Atlantik vermischt. Der Nährstoffgehalt ist gering.

See Bolmen (Lake Bolmen)

Dieses Wasser stammt aus einem der größten Seen in Südschweden. Der See ist von ausgedehnten Waldgebieten umgeben, was sowohl seine Farbe als auch seine chemische Zusammensetzung beeinflusst. Das Wasser weist häufig einen leicht bräunlichen Ton auf, der durch Huminstoffe verursacht wird – natürliche organische Substanzen, die aus dem Boden und der Waldstreu ausgewaschen werden und das Wasser leicht ansäuern.

Der Bolmensee ist nährstoffarm, was teilweise darauf zurückzuführen ist, dass das Einzugsgebiet von Wald und Sumpfland dominiert wird.

Fluss Höje (Höje River)

Das Wasser des Höje-Flusses stammt aus einem flachen See in Skåne, der von Ackerland umgeben ist. Das Wasser ist aufgrund hoher Nährstoffgehalte wie Nitrat und Phosphat häufig grünlich und trüb. Diese stammen hauptsächlich aus Düngemitteln und dem Oberflächenabfluss der umliegenden Felder.

Dieses nährstoffreiche Wasser begünstigt Algenblüten und dichte Vegetation, was die Sichttiefe verringert und beim Abbau organischen Materials möglicherweise zu Sauerstoffmangel am Grund führen kann.

Frage

Untersuchen Sie die Eigenschaften der vier Wasserproben in **Tabelle 2.5.1**. Ordne die vier beschriebenen Wasserquellen deinen vier Proben in **Tabelle 2.5.2** zu.

Aufgabe 3 – Sandfilter

Mit dem Wachstum der Bevölkerung und den sich ändernden Umweltbedingungen wird die Sicherstellung einer sicheren Wasserversorgung immer wichtiger. Natürliche Wasserquellen enthalten oft Verunreinigungen, Mikroorganismen und Schwebstoffe, die entfernt werden müssen, bevor das Wasser sicher trinkbar ist. Eine der ältesten und effektivsten Reinigungsmethoden ist die Sandfiltration, eine Technik, die seit Jahrtausenden – von alten Zivilisationen bis hin zu modernen Wasseraufbereitungsanlagen – eingesetzt wird.

Sand ist aufgrund seiner körnigen Struktur ein hervorragendes Filtermaterial, da er Partikel zurückhält, während das Wasser hindurchfließen kann. Die Größe und Packungsdichte der Sandkörner bestimmen, wie effizient das Wasser gereinigt wird und wie schnell es den Filter passiert. Das Verständnis der physikalischen Grundlagen der Filtration, wie Korngröße, Fließgeschwindigkeit und Packungsdichte, hilft Ingenieuren, bessere Systeme zu entwerfen, um Gemeinden mit sauberem Wasser zu versorgen.

In diesem Experiment wirst du die physikalischen Grundlagen der Filtration durch drei Aufgaben untersuchen:

- Korngrößenverteilung
- Packungsdichte
- Sandfiltration

Durch diese Experimente erhältst du einen Einblick in die physikalischen Grundlagen der Filtration und die Herausforderungen bei der Bereitstellung von sicherem Trinkwasser.

Aufgabe 3.1 Korngrößenverteilung

Die Verteilung der Korngrößen im Sand hat einen starken Einfluss auf die Geschwindigkeit, mit der das Wasser durch den Sand fließt. Forschungen haben gezeigt, dass ein Sand mit einer gleichmäßigen Korngrößenverteilung (Abbildung 8a) besser für die Filtration geeignet ist, da mehr Raum für den Wasserdurchfluss vorhanden ist. Durch Sand mit einer variierenden Größenverteilung (Abbildung 8b), z. B. Strandsand, fließt das Wasser langsamer.

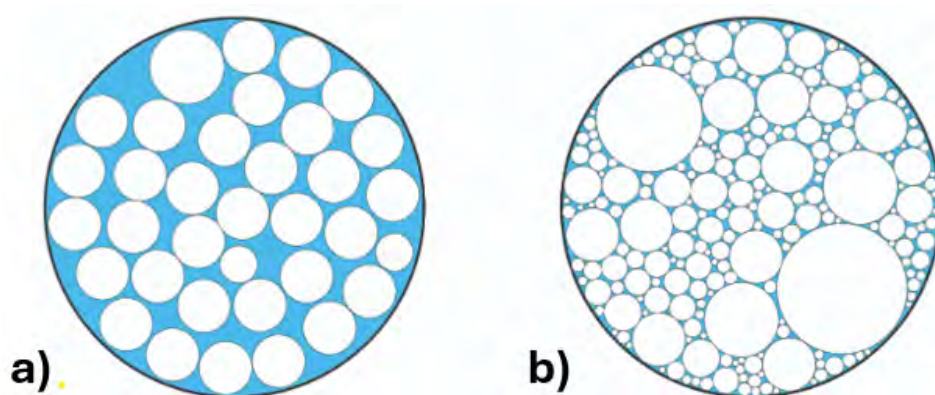


Abbildung 8: Darstellung der Verteilung kugelförmiger Korngrößen. Einmal mit einer nahezu gleichmäßigen Größenverteilung (a) und einmal mit einer variierenden Größenverteilung (b).

Experiment

Vor dir hast du zwei Sandproben. Auf den ersten Blick sehen sie ähnlich aus, aber eine Probe besteht aus Filtersand mit einer nahezu gleichmäßigen Größenverteilung und die andere aus gewöhnlichem Strandsand mit einer variierenden Größenverteilung. Deine erste Aufgabe ist es, herauszufinden, welche welche ist, und die Korngrößenverteilung der beiden Proben durch Sieben zu untersuchen.

Material und Ausrüstung

- Sandprobe A
- Sandprobe B
- Sieb-Set
- Waage
- 2 Bechergläser, 250 mL
- Taschenrechner

Experiment

1. Setze den Siebturm zusammen, mit dem größten Sieb oben und dem feinsten unten. Bringe den Deckel und den Boden an.
2. Wiege 100 g Sand von Probe A ab und fülle ihn in das oberste Sieb.
3. Schließe den Deckel und schüttele den Siebturm für mindestens 1 Minute. Stelle sicher, dass der Turm richtig verschlossen ist und kein Sand entweicht.
4. Nimm die Siebe vorsichtig einzeln auseinander. Miss für jedes Sieb die Masse des Sandes, m_i . Notiere das Korngrößenintervall, d_i , wie auf dem Etikett am Rand jedes Siebes angegeben, sowie die Masse des Sandes aus jedem Sieb in **Tabelle 3.1.1**.
5. Da etwas Sand an den Sieben haften bleiben könnte, berechne die neue Gesamtmasse des Sandes. Verwende diese als die neue Gesamtmasse:

$$m_{tot} = m_1 + m_2 + m_3 + \dots$$

Notiere die neue Gesamtmasse in der letzten Zeile von **Tabelle 3.1.1**.

6. Wiederhole die Schritte 1–5 für Sandprobe B. Notiere deine Messwerte in **Tabelle 3.1.2**. Stelle sicher, dass die Siebe sauber sind, bevor du den Versuch wiederholst.

Analyse

1. Berechne den Massenanteil für jede Korngröße und trage ihn in **Tabelle 3.1.1** und **Tabelle 3.1.2** ein.

$$\text{Massenanteil} = \frac{m_i}{m_{tot}}$$

2. Berechne den kumulativen Massenanteil, indem du die Massenanteile von der feinsten zur größten Korngröße Schritt für Schritt addierst.

$$\text{kumulativer Massenanteil} = \text{Summe dieses und alle vorherigen Massenanteile}$$

Dieser Wert beschreibt den Anteil der Körner, die kleiner oder gleich der aktuellen Korngröße sind. Notiere die Ergebnisse deiner Berechnungen in **Tabelle 3.1.1** und **Tabelle 3.1.2**.

3. Erstelle in **Diagramm 3.1.3** ein Verteilungsdiagramm der kumulativen Massenanteile für beide Sandproben. Trage die Messwerte ein:
 - x-Achse: obere Grenze der Korngröße d (logarithmische Skala)
 - y-Achse: kumulativer Massenanteil
 - Zeichne Kurven durch die beiden Sets von Datenpunkten.
4. Bestimme anhand der vorliegenden Informationen, welche Probe Filtersand und welche Probe normalen Strandsand enthält, und notiere deine Wahl in **Feld 3.1.4**.
5. Lies aus deinem Diagramm die folgenden Werte für den gewöhnlichen Strandsand ab und notiere sie in **Tabelle 3.1.5**:
 - Bestimme d_{10} so, dass 10 % der gesamten Sandmasse eine Korngröße kleiner als d_{10} hat.
 - Bestimme d_{60} so, dass 60 % der gesamten Sandmasse eine Korngröße kleiner als d_{60} hat.
 - Berechne die Ungleichförmigkeitszahl C

$$C = \frac{d_{60}}{d_{10}}$$

Aufgabe 3.2 Packungsdichte

Die zweite Aufgabe in diesem Teil besteht darin, die Packungsdichte φ der Sandproben zu bestimmen. Die Packungsdichte ist ein Faktor, der die Durchlässigkeit des Sandes bestimmt, die du wiederum in Aufgabe 3.3 messen wirst.

Material

- Sandprobe A
- Sandprobe B
- 2 Bechergläser, 250 mL
- Messzylinder(250 mL)
- Taschenrechner
- Leitungswasser

Experiment

1. Fülle ein Becherglas mit 150 mL Sand aus Sandprobe A.
2. Fülle den Messzylinder mit 250 mL Wasser.
3. Gieße vorsichtig Wasser aus dem Messzylinder in das erste Becherglas, bis der Sand gerade so bedeckt ist. (Hinweis: Es sollte sich keine Wasserschicht über dem Sandbett befinden.) Notiere die vom Sand aufgenommene Wassermenge in **Feld 3.2.1**.
4. Wiederhole die Schritte 1–3 mit Sand aus Sandprobe B. Notiere die vom Sand der Probe B aufgenommene Wassermenge in **Feld 3.2.3**.

Packungsdichte

1. Die Packungsdichte φ des Sandes wird aus dem aufgenommenen Wasser und dem Volumen des trockenen Sandes berechnet:

$$\varphi = 1 - \frac{V_{\text{captured}}}{V_{\text{sand}}}$$

Berechne die Packungsdichte für beide Sandproben und notiere die Werte für Probe A in **Feld 3.2.2** und für Probe B in **Feld 3.2.4**.

Aufgabe 3.3 Sandfiltration

Du wirst einen Sandfilter bauen und bestimmen, wie der Wasserdurchfluss von der Höhe der Wassersäule abhängt. Dadurch wirst du den Sand charakterisieren. Der Volumenstrom unterscheidet sich auch deutlich zwischen trockenem und nassem Sand. Das Experiment wird sowohl mit trockenem als auch mit nassem Sand durchgeführt. Die weitere Auswertung wird sich nur auf den nassen Sand konzentrieren. Abschließend wirst du deine Ergebnisse aus dem Laborexperiment nutzen, um die Größe eines Sandbetts zu berechnen, das benötigt wird, um eine Stadt mit 100.000 Einwohnern, wie z. B. Lund, mit sauberem Wasser zu versorgen.

Material

- Durchsichtiger Zylinder mit offenen Enden, Durchmesser 4,5 cm
- Sandprobe A
- Sandprobe B
- Messzylinder, 250 mL
- Becherglas
- Stativ mit Klemmen
- Stoppuhr
- Waage
- Maßband
- Millimeterpapier
- Taschenrechner
- Filterpapier
- Gummibänder
- Trichter
- Leitungswasser

Experiment

1. Befestige ein Maßband an dem beidseitig offenen Zylinder, sodass die Wasserhöhe h gemessen werden kann.
2. Lege ein Filterpapier über ein Ende des Zylinders und befestige es fest mit einem Gummiband.
3. Fülle diesen Zylinder mit 250 mL trockenem Sand aus der Sandprobe, die den Filtersand enthält (wie im vorherigen Experiment bestimmt).
4. Befestige den gefüllten Zylinder am Stativ.
5. Stelle einen Messzylinder darunter. Stecke einen Trichter in den Messzylinder.

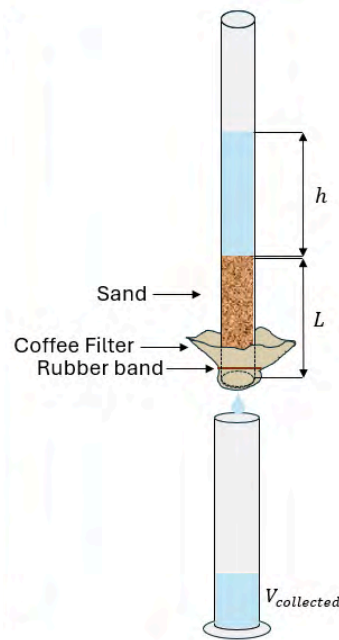


Abbildung 9: Versuchsaufbau zur Wasserfiltration

6. Fülle ein separates Becherglas mit 200 mL Wasser.

Als Nächstes musst du die Höhe des Wassers über dem Sandbett h , den Volumenstrom und das Volumen des aufgefangenen Wassers verfolgen, während das Wasser durch den Sandfilter fließt.

Anmerkung: Das Wasser fließt schnell. Es kann hilfreich sein, die Werte zu zweit zu protokollieren. Stelle sicher, dass ihr vorbereitet seid. Am einfachsten ist es, sich auf die Wasserhöhe h zu konzentrieren und für Intervalle von 1 cm die Zeit zu notieren, zu der das Wasser diese Höhe erreicht hat. Anschließend kann das Volumen aus h berechnet werden.

7. Gieße das Wasser auf die Sandsäule.
8. Notiere in **Tabelle 3.3.1** für jeden Messpunkt:
 - a. Volumen des im Messzylinder aufgefangenen Wassers, $V_{\text{collected}}$
 - b. Höhe des Wassers über dem Sandbett, h
 - c. Vergangene Zeit, t

Mache weiter, bis das Wasser aufhört zu tropfen.

9. Wiederhole das Experiment mit dem bereits nassen Sand und notiere deine Messwerte in **Tabelle 3.3.2**.
10. Die Messung mit nassem Sand kann bei Bedarf wiederholt werden, indem nur der Gießschritt wiederholt wird.

Analyse

Volumenstrom und Permeabilität

1. Erstelle ein Diagramm des aufgefangenen Wassers $V_{\text{collected}}$, in Abhängigkeit von der Zeit t aus den Ergebnissen für den nassen Sand in **Tabelle 3.3.2** und lege das Diagramm zu deinem Antwortblatt. Schreibe „**Diagramm 3.3.3**“ und euren Teamcode “Austria Team A” auf das Diagramm.
2. Berechne den Volumenstrom Q für alle Datenpunkte. Für Datenpunkt n :

$$Q_n = \frac{V_{\text{collected},n} - V_{\text{collected},n-1}}{t_n - t_{n-1}}$$

Trage die Werte in **Tabelle 3.3.2** ein.

3. Erstelle ein Diagramm des Volumenstroms Q aus **Tabelle 3.3.2** in Abhängigkeit von der Druckhöhe $H = h+L$, wobei L die Sandtiefe ist. Zeichne eine Ausgleichskurve zu deinen Datenpunkten ein und lege das Diagramm zu deinem Antwortblatt. Schreibe „**Diagramm 3.3.4**“ und euren Teamcode “Austria Team A” auf das Diagramm.
4. Das Gesetz von Darcy beschreibt den Fluss eines Fluids durch ein poröses Medium, wenn sich signifikant Flüssigkeit über dem Medium befindet ($h>0$).

$$Q = \frac{k \cdot A \cdot \rho \cdot g \cdot H}{\mu \cdot L}$$

Q , Volumenstrom (m^3/s)

k , Permeabilität des Sandes (m^2)

A , Querschnittsfläche des Rohres (m^2)

$\rho = 1000 \text{ kg/m}^3$, Dichte von Wasser

$g = 9,82 \text{ m/s}^2$, Erdbeschleunigung in Lund

$H =$ Druckhöhe ($h+L$)

$\mu = 10^{-3} \text{ kg/(m}\cdot\text{s)}$, Viskosität von Wasser

L , Sandtiefe (m).

5. Um die Permeabilität k des Sandes zu bestimmen, verwende die Steigung von $Q(H)$, für alle Höhen, bei denen $h>0$ (also h größer als 0 ist), aus Diagramm 3.3.4. Notiere die Steigung in **Feld 3.3.5**.
6. Verwende das Gesetz von Darcy, um nach k aufzulösen. Notiere den Wert in **Feld 3.3.6**. Notiere ebenfalls den Wert von L in **Feld 3.3.6**.

Aufgabe 3.4 Abschätzung der benötigten Sandfläche zur Versorgung der Stadt Lund

Die Stadt Lund verbraucht täglich etwa 15.000 m^3 Wasser. Das Wasser stammt aus zwei Seen, dem Vombsjön und dem Bolmen. Es wird in nahegelegenen Aufbereitungsanlagen behandelt, in denen hauptsächlich Sandfiltration neben weiteren Schritten wie Ozonbehandlung und Aktivkohlefiltration eingesetzt wird.

Die in der Wasseraufbereitungsanlage verwendeten Sandbetten sind 1 Meter tief, mit einer zusätzlichen Wasserschicht von 1 Meter darüber.

Im vorherigen Experiment hast du untersucht, wie schnell Wasser durch verschiedene Sandarten filtert. Wie muss dieser Laboraufbau skaliert werden, um den Bedarf der Stadt Lund zu decken? Trage deine Antworten auf dem Antwortbogen ein.

Setup: $Q_{Lund} = 15000 \text{ m}^3/\text{day} = 0,174 \text{ m}^3/\text{s}$, $L = 1 \text{ m}$ Sandtiefe, $h = 1 \text{ m}$ Wasserhöhe.

1. Verwende das Gesetz von Darcy und deinen berechneten Wert für die Permeabilität, k , um den Volumenstrom pro Fläche, Q/A , mit diesem Setup, 1,0 m Sand und 1,0 m Wasser in **Feld 3.4.1** zu berechnen.
2. Wie groß müsste das Sandbett bei einem Verbrauch von $Q_{Lund} = 0,174 \text{ m}^3/\text{s}$ sein? Trage deine Rechnung in **Feld 3.4.2** ein.

Periodensystem

1 H 1,01																	2 He 4,00
3 Li 6,94	4 Be 9,01											5 B 10,8	6 C 12,0	7 N 14,0	8 O 16,0	9 F 19,0	10 Ne 20,2
11 Na 23,0	12 Mg 24,3											13 Al 27,0	14 Si 28,1	15 P 31,0	16 S 32,1	17 Cl 35,5	18 Ar 39,9
19 K 39,1	20 Ca 40,1	21 Sc 45,0	22 Ti 47,9	23 V 50,9	24 Cr 52,0	25 Mn 54,9	26 Fe 55,8	27 Co 58,9	28 Ni 58,7	29 Cu 63,5	30 Zn 65,4	31 Ga 69,7	32 Ge 72,6	33 As 74,9	34 Se 79,0	35 Br 79,9	36 Kr 83,8
37 Rb 85,5	38 Sr 87,6	39 Y 88,9	40 Zr 91,2	41 Nb 92,9	42 Mo 95,9	43 Tc (99)	44 Ru 101,1	45 Rh 102,9	46 Pd 106,4	47 Ag 107,9	48 Cd 112,4	49 In 114,8	50 Sn 118,7	51 Sb 121,8	52 Te 127,6	53 I 126,9	54 Xe 131,3
55 Cs 132,9	56 Ba 137,3	*	72 Hf 178,5	73 Ta 180,9	74 W 183,9	75 Re 186,2	76 Os 190,2	77 Ir 192,2	78 Pt 195,1	79 Au 197,0	80 Hg 200,6	81 Tl 204,4	82 Pb 207,2	83 Bi 209,0	84 Po (210)	85 At (210)	86 Rn (222)
87 Fr (223)	88 Ra (226)	**	<div style="display: flex; justify-content: space-around; align-items: center;"> <div style="border: 1px solid black; width: 20px; height: 10px; display: inline-block;"></div> metals <div style="border: 1px solid black; width: 20px; height: 10px; background-color: #cccccc; display: inline-block; margin-left: 20px;"></div> metalloids <div style="border: 1px solid black; width: 20px; height: 10px; background-color: #999999; display: inline-block; margin-left: 20px;"></div> nonmetals </div>														

*	57 La 138,9	58 Ce 140,1	59 Pr 140,9	60 Nd 144,2	61 Pm (145)	62 Sm 150,4	63 Eu 152,0	64 Gd 157,3	65 Tb 158,9	66 Dy 162,5	67 Ho 164,9	68 Er 167,3	69 Tm 168,9	70 Yb 173,0	71 Lu 175,0
**	89 Ac (227)	90 Th (232)	91 Pa (231)	92 U 238,0	93 Np (237)	94 Pu (242)	95 Am (243)	96 Cm (247)	97 Bk (247)	98 Cf (249)	99 Es (254)	100 Fm (253)	101 Md (256)	102 No (256)	103 Lr (257)



Task 2

Antwortbogen

Wasser

EOES 2026 Lund Sweden
02.05.-09.05.

Austria Team A

Aufgabe 1 - Leben im Wasser

18 Punkte

Aufgabe 1.1 Algen

8 Punkte

1.1.1 Bestimme die vier Algenarten, die in deiner Probe enthalten sind. Schreibe die Buchstaben deiner Antworten in das Feld. 2 Punkte

1.1.2 Trage die Messwerte für die Okularmeter-Einheit wie instruiert in das untere Feld.

1 Punkt

Der kleinste Teilstrich des Okularmikrometers hat _____ Mikrometer mit dem 10X und _____ Mikrometer mit dem 40X Okular.

1.1.3 Miss 10 einzelne Zellen in Mikrometer (μm) und notiere deine Berechnung des durchschnittlichen Zelldurchmessers in das untere Feld.

2 Punkte

Zelle	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
Zelldurchmesser (μm)										
Durchschnittlicher Zelldurchmesser:										

1.1.4 Zähle die Zellzahl in jeder Kolonie. Notiere deine Ergebnisse im unteren Feld.

1 Punkt

Kolonie	1	2	3	4	5
Zellzahl					

1.1.5 Notiere die/den Buchstaben der korrekten Aussage(n).

1.5 Punkte

1.1.6 Notiere die/den Buchstaben der korrekten Aussage(n).

0.5 Punkte

Aufgabe 1.2 Sektion

10 Punkte

1.2.1 Wie viele Kiemenbögen hat der Fisch pro Körperseite?

2 Punkte

1.2.2 Präparatebrett mit korrekter Beschriftung. Unterschrift der Laborassistentin nach Aufnahme des Fotos durch die Assistentin.

8 Punkte

Aufgabe 2 - Analyse von Wasserproben

32 Punkte

Aufgabe 2.1 Untersuchung der Leitfähigkeit

2.1 Konduktometrische Messungen

2 Punkte

Wasser probe	Leitfähigkeit ($\mu\text{S}/\text{cm}$)
A	
B	
C	
D	

Übertrage das Ergebnis der konduktometrischen Messungen in **Tabelle 2.5.1**.

Aufgabe 2.2 Gravimetrische Untersuchung

8 Punkte

2.2.1 Schreibe die Reaktionsgleichung für die Bildung des Silberchlorid-Niederschlags (AgCl) einschließlich der Aggregatzustände auf.

1 Punkt

2.2.2 Gravimetrische Messungen

7 Punkte

Wasser probe	Masse Filterpapier (mg)	Masse Filterpapier mit Niederschlag (mg)	Masse AgCl (mg)	Stoffmenge AgCl (mmol)	Stoffmenge Cl ⁻ (mmol)	Konzentration von Cl ⁻ (mmol/L)
A						
B						
C						
D						

Übertrage das Ergebnis der Konzentration in **Tabelle 2.5.1.**

Aufgabe 2.3 Untersuchung von Nitrat

2.3 Nitrat-Messungen.

7 Punkte

Wasserprobe	Nitrat (a.u.) (Küvette 1)	Nitrat (a.u.) (Küvette 2)	Nitrat (a.u.) (Küvette 3)	Mittelwert Nitrat (a.u.)
A				
B				
C				
D				

Übertrage die Mittelwerte von Nitrat in **Tabelle 2.5.1.**

Aufgabe 2.4 Untersuchung der Wasserhärte

12 Punkte

2.4 Wasserhärte Messungen und Berechnungen

12 Punkte

Probe	zugefügtes Volumen EDTA Titration 1 (mL)	zugefügtes Volumen EDTA Titration 2 (mL)	Mittleres zugefügtes Volumen EDTA (mL)	Stoffmenge zugefügtes EDTA (mmol)	Stoffmenge Ca^{2+} und Mg^{2+} (mmol)	Konzentration von Ca^{2+} und Mg^{2+} (mmol/L)	Wasserhärte ($^{\circ}\text{dH}$)	Klassifizierung
A								
B								
C								
D								

Übertrage das Ergebnis der Wasserklassifizierung in **Tabelle 2.5.1.**

Aufgabe 2.5 - Identifizierung der Wasserproben

3 Punkte

2.5.1 Übertrage die Daten aus den Tabellen 2.1, 2.2.2, 2.3 und 2.4, um eine Zusammenfassung der Ergebnisse für die vier verschiedenen Wasserproben zu erhalten.

Wasserprobe	Nitrat a.u.	Leitfähigkeit ($\mu\text{S}/\text{cm}$)	Konzentration von Cl^- (mmol/L)	Wasser Klassifizierung
A				
B				
C				
D				

2.5.2 Identifizierung der vier Wasserproben

3 Punkte

Wasserquelle	Wasserprobe
Hanö-Bucht	
Meer bei Helsingborg	
See Bolmen	
Höje-Fluss	

Aufgabe 3 – Sandfilter

25 Punkte

Aufgabe 3.1 Korngrößenverteilung

9.8 Punkte

3.1.1 Sandprobe A, Korngrößenverteilung

2.9 Punkte

Korngrößenintervall (mm)	Masse (g)	Massenanteil	Kumulativer Massenanteil
Summe			

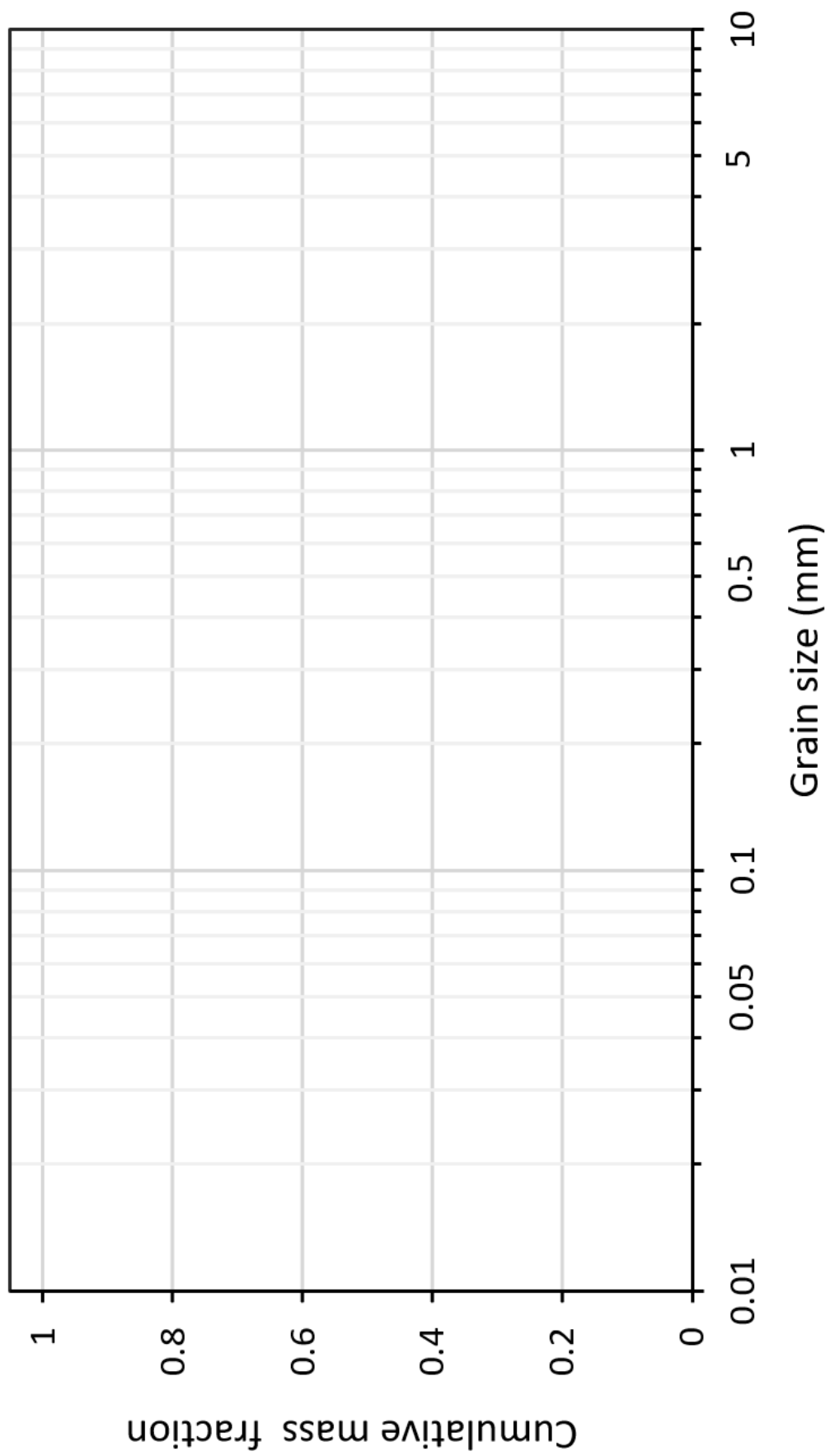
3.1.2 Sandprobe B, Korngrößenverteilung

2.9 Punkte

Korngrößenintervall (mm)	Masse (g)	Massenanteil	Kumulativer Massenanteil
Summe			

3.1.3 Kumulative Korngrößenverteilung von Sandproben A und B

2 Punkte



3.1.4 Welche der Proben enthält normalen Strandsand?

0.5 Punkte

--

3.1.5 KorngröÙeneigenschaften für normalen Strandsand

1.5 Punkte

Property	Value
<i>d</i> 10 (mm)	
<i>d</i> 60 (mm)	
<i>C</i>	

Aufgabe 3.2 Packungsdichte

3 Punkte

Sandprobe A:

3.2.1 Aufgenommene Wassermenge im Sand, V_{captured}

0.75 Punkte

3.2.2 Packungsdichte, φ :

0.75 Punkte

Sandprobe B:

3.2.3 Aufgenommene Wassermenge im Sand, V_{captured}

0.75 Punkte

3.2.4 Packungsdichte, φ :

0.75 Punkte

Aufgabe 3.3 Sandfiltration

10.2 Punkte

3.3.1 Filtermessung mit trockenem Sand

1.5 Punkte

Messungsnummer n	$V_{\text{collected}}$ (ml)	h (cm)	t (s)
1			
2			
3			
4			
5			
6			
7			
8			
9			
10			
11			
12			
13			
14			
15			

3.3.2 Messung mit bereits nassem Sand

2.5 Punkte

Messungs- nummer n	$V_{\text{collected}}$ (mL)	h (cm)	t (s)	Q (mL/s)
1				
2				
3				
4				
5				
6				
7				
8				
9				
10				
11				
12				
13				
14				
15				

3.3.3 Diagramm des aufgefangenen Wasser $V_{\text{collected}}$ gegen Zeit t .

2 Punkte

3.3.4 Diagramm mit Volumenstrom Q gegen Druckhöhe H

2 Punkte

3.3.5 Steigung von $Q(H)$

1.1 Punkte

3.3.6 Permeabilität von Filtersand, k für $h > 0$, bitte notiere auch die Höhe des Sandbetts L

1.1 Punkte

**Aufgabe 3.4 Abschätzung der benötigten Sandfläche zur Versorgung der Stadt
Lund**

2 Punkte

3.4.1 Volumenstrom pro Fläche, Q/A

1 Punkt

3.4.2 Geschätzte Größe der Sandbetten (m^2)

1 Punkt

