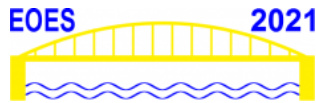


European Olympiad of Experimental Science



Jahresbericht 2020/21

Mag. Peter Holub
Regionales Netzwerk für Naturwissenschaften und Mathematik Kärnten

Vom

BMBWF

BUNDESMINISTERIUM
FÜR BILDUNG, WISSENSCHAFT
UND FORSCHUNG
www.bmbwf.gv.at

gefördert

Klagenfurt, 16. Mai 2021



Die Olympiad of Experimental Science - EOES ist ein naturwissenschaftlicher Teamwettbewerb der Europäischen Union für Biologie, Chemie und Physik. Österreich nahm 2021 mit zwei Teams am von der Universität Szeged organisierten Wettbewerb teil.

Das Credo der EOES

- begabten SchülerInnen 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

Ziel des Wettbewerbs

- Öffentliche Interesse auf die naturwissenschaftliche Ausbildung lenken
- Ermittlung der besten SchülerInnen 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
- Vorbereitung europäischer SchülerInnen auf die internationalen Facholympiaden

Nähere Informationen: www.eoes.science und www.eoes.at

Inhalt

1.	Vorbereitungswoche an der BIKO mach MINT	4
2.	Trainingstage an der BIKO mach MINT in Klagenfurt	5
3.	Das Wiedner Gymnasium springt ein.....	5
4.	Wettbewerb am Wiedner Gymnasium und in Klagenfurt	6
5.	Ergebnisse der EOES 2021	7
6.	Medaillenspiegel.....	8
	Gold-, und Silbermedaillen sind nach Leistung gereiht, die Bronzemedaillen alphabetisch.	8
7.	Bilder - Impressionen	9
		9
		9
8.	Unterstützung durch	10
9.	Anhang – Aufgabenstellungen 2021	11

1. Vorbereitungswoche an der BIKO mach MINT

27 SchülerInnen aus sechs Bundesländern, waren für die Trainingswoche in Klagenfurt qualifiziert, die an der Bildungskoooperation BIKO mach MINT am Educational Lab des Lakeside Parks Klagenfurt geplant war. Leider konnte wegen der Pandemie kein Training durchgeführt werden. Der Termin wurde mehrmals verschoben, die Situation in Österreich war jedoch zu kritisch, so dass das Bundesministerium das Training untersagte.

Azaronak	Dziyana	Wiedner Gymnasium
Domanig	Elias	Wiedner Gymnasium
Dorfer	Felix	Gymnasium Tamsweg
Dorfer	Paul	Gymnasium Tamsweg
Eminger	Simon	Wiedner Gymnasium
Engel	Gabriel	HBLA Ursprung
Friedrich	Iris	Wiedner Gymnasium
Friesacher	Maximilian	BG/BRG Gleisdorf
Holzfeind	Anna	Peraugymnasium Villach
Innerhofer	Bernhard	Wiedner Gymnasium
Khang	Kevin	BG Bludenz
Klein	Valentina	Wiedner Gymnasium
Köhlendorfer	Anna	Bischöfliches Gymnasium Graz
Kojetinsky	Samuel	Wiedner Gymnasium
Kolmasch	Klara	BG/BRG Gleisdorf
Kretz	Rebecca	Peraugymnasium Villach
Pesendorfer	Zoe	Peraugymnasium Villach
Rath	Peter	BG/BRG Leibnitz
Ruisinger	Jonas	ERG-Donaustadt
Schauer	Lena Sophie	BORG Deutschlandsberg
Schembera	Michael	G/RG Sachsenbrunn
Taschler	Christopher	HTL1 Lastenstraße
Vortisch	Luisa	Bischöfliches Gymnasium Graz
Wagner	Victoria	Peraugymnasium Villach
Winkler	Rebecca-Lara	BG Bludenz
Würfel	Florian	G/RG Sachsenbrunn
Zöllner	Nico	BG/BRG Gleisdorf

2. Trainingstage an der BIKO nach MINT in Klagenfurt

Auch die normalerweise mit dem deutschen Nationalteam gemeinsam durchgeführten Trainingstage für das Nationalteam konnten nicht durchgeführt werden. Ich habe laufend mit allen für die Trainingswoche angemeldeten SchülerInnen Kontakt gehabt und musste ihnen schließlich mitteilen, dass die EOES 2021 für alle außer für die Gruppe des Wiedner Gymnasiums, kein Thema mehr wäre. Leider traf es einige interessierte junge Menschen zum zweiten Mal in aufeinanderfolgenden Jahren.

3. Das Wiedner Gymnasium springt ein

Als letzten Ausweg sah ich das Antreten zweier reiner Schulteams. Da zum ersten Mal mehr als sechs SchülerInnen einer Schule für das Training qualifiziert waren, nahm ich mit dem Direktor des Wiedner Gymnasiums und der Sir Karl Popper Schule HR Dr. Edwin Scheiber Kontakt auf.

Die Scienceolympiade hatte vor einigen Jahren an dieser Schule die Trainingswoche durchgeführt und Dr. Scheiber unterstützt nationale und internationale Wettbewerbe, was sich an der Zahl, der an derartigen Aktivitäten teilnehmenden SchülerInnen seiner Schule ablesen lässt.

Er nominierte zwei erfahrene Kollegen als Trainer und Betreuer der Schülerinnen, die am Wettbewerb teilnehmen sollten. Dr. Peter Pany, der auch Mitarbeiter am AECC Biologie ist, übernahm die Betreuung für Biologie und Physik. Mag. Josef Pührmayr nahm sich der PhysikerInnen an.

Die Biologie-Mentorin unseres Nationalteams, Dr. Christina Morgenstern, bereitete alle für die geplante Trainingswoche qualifizierten BiologInnen online von Jänner bis April auf den Wettbewerb vor. Das ist notwendig, da unsere BiologInnen mangels der Teilnahme Österreichs an der internationalen Biologieolympiade, nicht an den in Chemie und Physik üblichen schulischen Olympiade-Kursen teilnehmen können. Die Vorbereitung in Wien wurde durch den Lockdown empfindlich gestört, schließlich konnten aber doch einige Trainingseinheiten unter der Leitung von Dr. Pany und Mag. Pührmayr stattfinden. Auch das endgültige Nationalteam konnte aus den insgesamt neun SchülerInnen (ReservistInnen wurden für den Fall einer Quarantäne mittrainiert) selektiert werden.

4. Wettbewerb am Wiedner Gymnasium und in Klagenfurt

Die für den Wettbewerb benötigten Geräte und Materialien wurden zum Teil vom Wiedner Gymnasium zur Verfügung gestellt. Der Rest wurde von Szeged eine Woche vor dem Wettbewerb auf dem Postweg zum Veranstaltungsort gebracht. Die Aufgabenstellungen in englischer Sprache wurden dem Klagenfurter MentorInnenteam am 7. und 8. Mai online übermittelt. Sie wurden dann übersetzt und am Nachmittag und Abend des 9. und 10. 5. mit allen europäischen MentorInnen und mit dem wissenschaftlichen Team der Universität Szeged diskutiert und fertiggestellt. Die feierliche Eröffnung wurde am 9. Mai auf YouTube gestreamt.

An den beiden Wettbewerbstagen, dem 10. und 11. Mai 2021, wurden die Arbeitsplätze für die beiden österreichischen Teams von Dr. Peter Pany und Mag. Josef Pührmayr vorbereitet. Von jeweils 9:00 bis 13:00 wurden die Aufgabenstellungen von unseren Teams unter der Aufsicht der Kollegen aus Wien bearbeitet. Die Ergebnisse wurden gescannt und den Veranstaltern sowie dem Team in Klagenfurt gesendet. Die Korrektur, Diskussion und Beurteilung der Ergebnisse beschäftigte die MentorInnen und die Veranstalter bis zum 14. Mai. Den jungen TeilnehmerInnen aus ganz Europa wurde in dieser Zeit ein Social Media-Programm angeboten. Ein Online-Vortrag eines ungarischen Forschers (Dr. Norbert Pardi) wurde von der University of Pennsylvania live übertragen.

Die Preisverleihung, wieder als YouTube-Stream bildete den feierlichen Abschluss einer trotz der widrigen Umstände gelungenen Veranstaltung.

Team in Wien

Team A	Friedrich	Iris	Biologie
	Klein	Valentina	Chemie
	Azaronak	Dziyana	Physik
Team B	Eminger	Simon	Biologie
	Innerhofer	Bernhard	Chemie
	Kojetinsky	Samuel	Physik
Laborleiter	Dr. Pany	Peter	Biologie und Chemie
	Mag. Pührmayr	Josef	Physik

Team in Klagenfurt

Mag Brachtl	Karl	Mentor Chemie
Mag. Holub	Peter	Bundeskoordinator
Dr. Morgenstern	Christina	Mentorin Biologie
Mag. Winkler	Dieter	Mentor Physik

5. Ergebnisse der EOES 2021

Obwohl zumindest eine Silbermedaille knapp verpasst wurde, bin ich äußerst stolz auf die Leistung der Teams sowie auf die ihrer Betreuer und MentorInnen.

- Normalerweise hätten die TeilnehmerInnen zwei Trainingseinheiten im Gesamtausmaß von 8 Tagen als Vorbereitung gehabt
- Sie hätten sich innerhalb der 27 Angemeldeten qualifizieren müssen. Vor allem in Chemie ist das normalerweise für „Frischlinge“ aus der 6. Klasse ein Ding der Unmöglichkeit.
- Viele Teams hatten bessere Trainingsmöglichkeiten und viel mehr Trainingszeit.
- Vor allem am ersten Wettbewerbstag war zwar viel Laborarbeit zu bewältigen. In den Ergebnissen wurde aber gerade in Chemie nur die Lösung einer schwierigen mathematischen Aufgabe berücksichtigt.
- Die insgesamt durch die Rahmenbedingungen erzwungene geringere Berücksichtigung experimentaler Kompetenzen führte auch dazu, dass, bis auf eine Ausnahme, die Goldmedaillen 2021 an Teams aus Ländern gehen, die gerade im mathematischen Bereich in Europa immer die Nase vorne haben.
- Erstmals war dank des Entgegenkommens des Wiedner Gymnasiums Österreich durch reine Schulteams vertreten. Es wäre für mich beunruhigend, kämen die besten SchülerInnen nur aus einer Schule. Daher ist die Leistung unserer beiden Teams, die knapp an den Ergebnissen der vergangenen Jahre dran waren, umso beeindruckender.
- Ein großer Dank gilt Direktor Dr. Edwin Scheiber und seinen beiden unermüdlich arbeitenden Lehrern, Dr. Peter Pany und Mag. Josef Pührmayr. Ohne ihren Einsatz wären wir diesmal nur ZuseherInnen gewesen.

- Ich möchte mich auch bei meinem bewährten MentorInnen-Team, Dr. Christina Morgenstern, Mag. Karl Brachtel und Mag. Dieter Winkler bedanken. Sie sind sehr flexibel und professionell mit den völlig divergenten Rahmenbedingungen umgegangen und haben dabei auch alle Corona-Sicherheitsvorschriften eingehalten.

6. Medaillenspiegel

Gold-, und Silbermedaillen sind nach Leistung gereiht, die Bronzemedaillen alphabetisch.

Gold medals

Hungary	Team B
Netherlands	Team B
Hungary	Team A
Lithuania	Team A
Czech Republic	Team B
Croatia	Team B

Silver medals

Hungary	Team C
Croatia	Team A
Bulgaria	Team A
Luxembourg	Team A
Estonia	Team A
Latvia	Team B
Netherlands	Team A
Belgium	Team B
Latvia	Team A
Estonia	Team B
Belgium	Team A
Slovenia	Team B
Slovenia	Team A

Bronze medals (in alphabetic order)

Austria	Team A
Austria	Team B
Bulgaria	Team B
Cyprus	Team A
Cyprus	Team B
Czech Republic	Team A
Denmark	Team A
Denmark	Team B
Finland	Team A
Finland	Team B
Hungary	Team D
Italy	Team A
Italy	Team B
Lithuania	Team B
Luxembourg	Team B
Spain	Team A
Spain	Team B
Sweden	Team A
Sweden	Team B

7. Bilder - Impressionen

Austria



Mentors

Karl Brachtl

Peter Holub

Christina Morgenstern

Peter Pany

Josef Pürmayr

Dieter Winkler



Team B

Simon Eminger

Bernhard Innerhofer

Samuel Kojetinsky



Team A

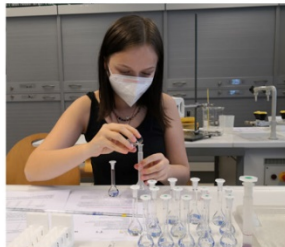
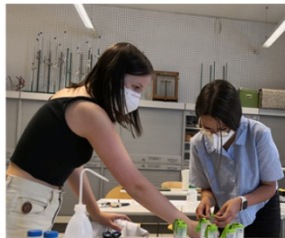
Dziyana Azaronak

Iris Friedrich

Valentina Klein

Austria

Team A



Team B



8. Unterstützung durch

Land Kärnten



Klagenfurt am Wörthersee



Industriellenvereinigung Kärnten



Regionales Netzwerk für
Naturwissenschaften und Mathematik Kärnten



IMST- Innovationen machen Schulen Top



9. Anhang – Aufgabenstellungen 2021

Übersetzte Versionen nur der task-, nicht der answer sheets

Aufgabe 1

Akazienhonig



photo: Péter Vankó

10.05.2021

Szeged

Ungarn

Akazienhonig

Robinia pseudoacacia stammt eigentlich aus einigen kleineren Gebieten in Nordamerika. Die Akazie wurde aber rund um die Welt angepflanzt und hat sich so gut angepasst, dass sie in manchen Bereichen als invasiver Schädling betrachtet wird. In Ungarn wurde sie zu Beginn des 18. Jahrhunderts als Parkbaum angepflanzt. Ein halbes Jahrhundert später hat *Sámuel Tessedik* entdeckt, dass die Akazie auf sandigen, salzigen Böden gedeihen kann. Sie wurde daher zur Aufforstung der ungarischen Tiefebene verwendet. Im 19. Jahrhundert wurde sie bereits als ungarischer, heimischer Baum betrachtet und wächst derzeit auf etwa 4600 km².

Die Akazie ist aber auch bei Imkern beliebt. Akazienhonig ist sehr populär wegen seiner hellen Farbe, seinem milden Geschmack und dem Geruch nach Akazienblüten. In der Region um Szeged gibt es viele Imker und der Akazienhonig für die Experimente stammt ebenfalls aus dieser Region.

Die größten Vorteile des Akazienhonigs sind das geschmeidige Fließverhalten und der Umstand, dass er auch nach Jahren nicht kristallisiert. Die erste Aufgabe im **Teil A** wird eine dieser wichtigen Eigenschaften des Akazienhonigs untersucht: die Viskosität in Abhängigkeit von der Temperatur.

Dieser hochwertige Honig kann mithilfe von Rübenzuckermelasse verfälscht werden.

Das zweite Problem in diesem **Teil A** wird ein optisches Verfahren verwenden, um die Reinheit des Honigs zu prüfen.

Die drei wichtigsten phenolischen Verbindungen in diesem Honig (siehe Abbildung 1) sind in den Abbildungen 1B bis 1D dargestellt. Sie wurden in den Untersuchungen einer Forschergruppe um M. S. A Wahab (2014) nachgewiesen. Die Wirkung dieser Verbindungen als Antioxidantien sind unterschiedlich ausgeprägt: bei der Ellagsäure sind sie am stärksten, bei der Gallussäure schwächer und bei Quercetin am schwächsten. Jedenfalls ist Akazienhonig wegen seines Gehalts an diesen Verbindungen ein Lebensmittel, das stark anti-oxidativ wirkt. Solche Stoffe sind natürliche Schutzschilde gegen Lipidoxidation, weil sie schädliche Radikale neutralisieren können.

Im **Teil B** der Aufgabe 1 werden diese anti-oxidativen Eigenschaften des Akazienhonigs untersucht.

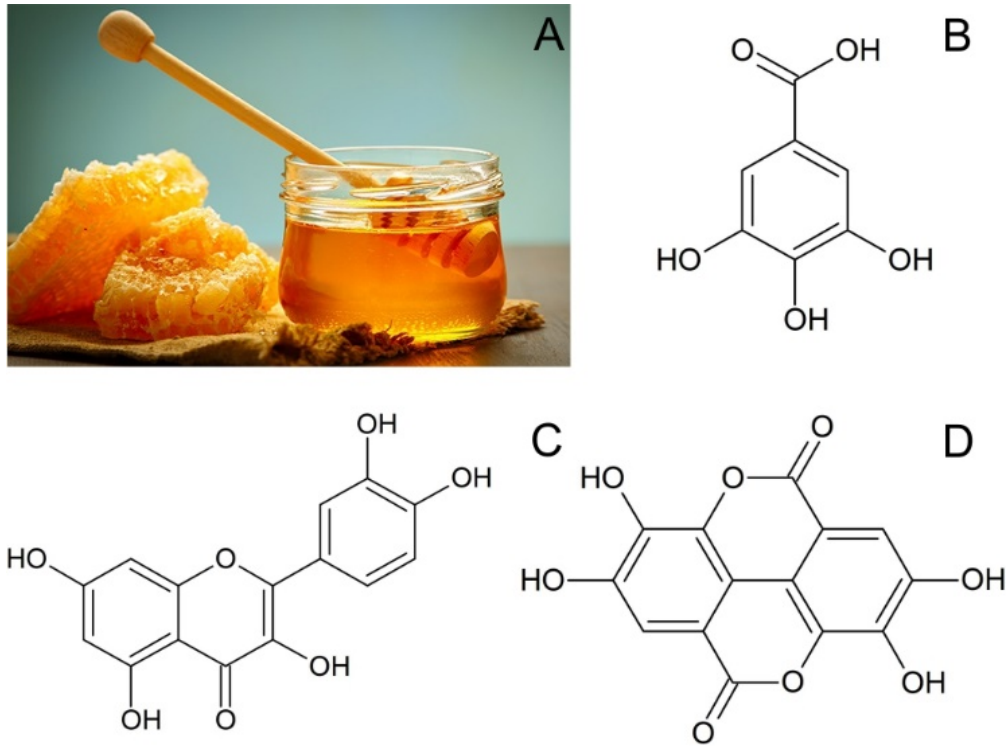


Abbildung 1. Die drei wichtigsten phenolischen Verbindungen im Honig (A) (B: Gallussäure, C: Quercetin und D: Ellagsäure).

Ungarn ist ein zentral-europäisches Land, das etwa im Zentrum des Karpatenbeckens liegt. Auf Grund von Jahrhunderte langer beharrlicher Entwicklung ist es heute einer der größten Honigexporteure der Europäischen Union. Die Honigproduktion wurde so weit entwickelt, dass inzwischen sogar zwei Honigsorten (Akazienhonig und Seidenweidenhonig) in die „Collection of Hungarikums“ (Liste von sehr wichtigen ungarischen Kulturgütern) aufgenommen wurden. Diese Liste umfasst ungarische Leistungen, die durch ihre Besonderheiten zeigen, was die Menschen in Ungarn zu leisten imstande sind.

Im **Teil C** werden wir die Rolle der Honigbienen, deren Reproduktion, den Zuckergehalt des Honigs sowie die Anwendbarkeit dieses Zuckers diskutieren.

Teil A

In diesem Teil gibt es zwei Probleme. Im ersten Teil führen Sie Messungen durch, um die temperaturabhängige Viskosität Ihrer Akazienhonigprobe zu bestimmen.

Im zweiten Problem dieses Teils werden Sie eine Messung der Fluoreszenzspektroskopie untersuchen und bewerten und den Zuckerrübenmelassegehalt einer gefälschten Akazienhonigprobe bestimmen.

Problem A1 (75 Punkte)

Geräte und Materialien für dieses Problem:

- Kunststoff-Küchenschale, Bunsenständer mit Reagenzglasklemmen und Querklemmen
- Wasserkocher, Topfhalter, Küchenmessbecher, Eiswürfel im wärmeisolierenden Behälter
- Becher (1500-2000 ml Volumen)
- Messzylinder (100 ml)
- Akazienhonigprobe in einem Glas (eine kleine Menge des Honigs wird für Teil C verwendet)
- Laborthermometer
- Laborwaage
- digitales Multimeter
- Stoppuhr
- Schiebelehre
- Temperatursensor mit Bananensteckern in einem Plastiksackerl
- 12 Metallkugeln und eine kleine Plastikkappe in einem Plastiksackerl
- Tesa Film, Papiertücher, permanente Marker, Taschenrechner, Stifte, Bleistift, Lineale, ...

SICHERHEITSWARNUNGEN!

Seien Sie vorsichtig mit heißem Wasser. Verwenden Sie Topflappen, um heiße Teile zu berühren.

Arbeiten Sie sorgfältig mit Honig, reinigen Sie die Geräte mit einem nassen Papiertuch, wenn nötig.

Arbeiten Sie mit den kleinen Kugeln über dem Küchentablett, sonst können Sie sie leicht verlieren.

Theoretische Einführung:

Viskosität beschreibt, wie zähflüssig eine Flüssigkeit fließt. Sie wird durch eine Art "interne" Reibungskraft verursacht, die – im Gegensatz zur Reibung zwischen festen Körpern – von der Geschwindigkeit abhängt. Bei gewöhnlichen (sogenannten Newtonschen) Flüssigkeiten ist die Reibungskraft im laminaren Fluss direkt proportional zur Geschwindigkeit. Wenn es eine relative Geschwindigkeit v zwischen zwei parallelen Flüssigkeitsschichten in einem Abstand von z gibt, dann gibt es eine Kraft F zwischen den beiden Schichten: $F = \eta A \frac{v}{z}$, wobei A die Fläche der Schichten ist und η ist die Viskosität. Die SI- Einheit von Viskosität ist Pa.s

Die Viskosität hängt von der Temperatur ab. Nach der Theorie ist $\eta = Ae^{\frac{B}{T}}$, wobei T die absolute Temperatur ist, während A und B die Konstanten sind, die spezifisch für das Material sind. ($e \approx 2.7172$ ist die Basis des natürlichen Logarithmus).

Wenn sich ein fester Körper in einem Medium (Flüssigkeit oder Gas) bewegt, behindert das Medium die Bewegung des Körpers. Bei hohen Geschwindigkeiten wird dies durch Wirbel verursacht, die sich hinter dem Körper bilden, aber bei niedrigen Geschwindigkeiten ist es die Viskosität des Mediums, die die Bremskraft verursacht. Uns geht es nur um Letztere, da sich Körper in Honig mit hoher Viskosität nur relativ

langsam bewegen können. In diesem Fall wird die Kraft, die auf einen *kugelförmigen* Körper einwirkt, durch das *Stokes' Gesetz* gegeben: $F = 6\pi r v \eta$, wobei hier r der Radius der Kugel ist, v ist seine Geschwindigkeit relativ zum Medium und η ist die Viskosität des Mediums. Diese Beziehung ist nur in einem sehr großen Medium gültig, wenn sich eine Kugel des Radius r in einem Messzylinder mit Radius r_c bewegt, muss die Kraft mit einem Faktor multipliziert werden $(1 + 2.4 \frac{r}{r_c})$.

Mit dem Stokes-Gesetz können Sie die Viskosität Ihrer Akazienhonigprobe messen. Wenn eine Kugel in ein mit Honig gefülltes zylindrisches Gefäß fällt, sinkt der Ball – nach einer kurzen Beschleunigung – mit konstanter Geschwindigkeit in der Flüssigkeit.

Mit konstanter Geschwindigkeit heißt laut Newtons erstem Gesetz, dass die Summe der Kräfte, die auf den Körper wirken – die *Gewichtskraft*, die *Auftriebskraft* und die *zähflüssige Zugkraft* – Null ist.

Frage A1.1 Notieren Sie das Gleichgewicht der Kräfte, die auf den Ball wirken, der mit konstanter Geschwindigkeit im Honig in einem zylindrischen Behälter sinkt. Geben Sie die Kräfte mit den folgenden Parametern an: Den Radius r der Kugel, den Radius r_c des zylindrischen Messzylinders, die Dichte ρ_b des Balles, die Dichte ρ_h des Honigs, die Gravitationsbeschleunigung g , die konstante Geschwindigkeit v des Balles und die Viskosität η . Geben Sie die Viskosität in Abhängigkeit zu den anderen Daten an. Schreiben Sie Ihre Ergebnisse in Feld **A1.1** auf das *Antwortblatt*.

Kalibrierung des Temperatursensors.

Die Temperatur des Honigs wird von einem *Temperatursensor* gemessen. (Das Laborthermometer ist zu groß, es würde die Viskositätsmessungen stören.) Dies ist ein präzise hergestellter Platinwiderstand, der eine lineare Temperaturabhängigkeit hat. Es bedeutet, dass der Widerstand $R(T)$ des Sensors bei der Temperatur T folgenden Zusammenhang hat $R(T) = R_0(1 + \alpha T)$, wobei T die Temperatur in °C ist, R_0 ist der Widerstand bei $T = 0^\circ$, und α ist ein Parameter des Widerstandsmaterial.

Ihre erste Aufgabe ist es, Ihren Temperatursensor zu skalieren, d.h. den Wert von R_0 und α zu bestimmen.

Befestigen Sie den Temperatursensor mit der Tesa-Film am Laborthermometer. Der Sensor sollte sich in der Nähe der Kugel des Thermometers befinden. Bedecken Sie den Sensor nicht durch den Tesa-Film, befestigen Sie ihn über dem Sensor. Befestigen Sie die Bananenstecker am Multimeter. Verwenden Sie die Eingänge 'COM' und 'VmAΩ'. Drehen Sie den Auswahlsschalter in den Widerstandsmodus (200Ω, 2Ωk oder 20kΩ), wählen Sie den entsprechenden Bereich aus.

Fixieren Sie das Laborthermometer durch Klemmen am Bunsenständer über dem Becher.

Geben Sie einen halben Liter Wasser in den Wasserkocher, kochen sie es und gießen Sie es in den Becher. **ACHTUNG! Seien Sie vorsichtig mit heißem Wasser. Verwenden Sie Topflappen, um das heiße Glas zu berühren.**

Stellen Sie die Höhe des Laborthermometers so ein, dass die Kugel des Thermometers (und des Temperatursensors) unter Wasser steht. Warten Sie einige Zeit und lesen Sie die Temperatur und den Widerstand des Sensors zur (soweit möglich) gleichen Zeit ab. Lassen Sie das Wasser abkühlen (am Anfang kühlt es schnell ab) und wiederholen Sie das Ablesen der Werte. Später können Sie die Kühlung durch Zugabe von kaltem Wasser beschleunigen. Wenn zu viel Wasser im Becher ist, heben Sie das Thermometer an, gießen Sie einen Teil des Wassers aus und fügen Sie weiterhin kaltes Wasser hinzu.

Am Ende gießen Sie wieder einen Teil des Wassers aus und fügen Eiswürfel hinzu. **ACHTUNG! Verwenden Sie nur die Hälfte des Eises, weil Sie es später auch noch brauchen!**

Führen Sie die Abkühlung bis ca. 5°C durch und wiederholen Sie regelmäßig die Messungen.

Frage A1.2 Messen Sie den Widerstand des Temperatursensors bei unterschiedlichen Temperaturen. Füllen Sie Tabelle **A1.2** auf dem *Antwortblatt* aus.

Frage A1.3 Zeichnen Sie Ihre Daten auf einem $R - T$ Millimeterpapier. Beschriften Sie den Graph als "Graph A1.3". Fügen Sie eine Ausgleichsgerade an Ihre Datenpunkte an, und bestimmen Sie daraus die Parameter R_0 und α . Für spätere Arbeiten drücken Sie die Temperatur T (in $^{\circ}\text{C}$) in der Funktion des Widerstands R (in Ω) mit den numerischen Werten aus, die Sie bestimmt haben. Schreiben Sie Ihre Ergebnisse in Feld *Diagrammpapier* **A1.3** auf das *Antwortblatt*.
Vergessen Sie nicht, 'Graph A1.3' an das Antwortblatt anzuhängen!

Die nächsten Schritte sind die Parameter des Zylinders, die Dichte des Honigs und die Masse der Metallkugeln zu messen.

Frage A1.4a Messung des Innendurchmessers d_c des 100 ml Messzylinders per Schiebelehre. Berechnen Sie den inneren Radius r_c des Messzylinders, und schreiben Sie Ihr Ergebnis in Feld **A1.4** auf das *Antwortblatt*.

Frage A1.4b Messen Sie den Abstand zwischen den 10 ml- und 90-ml-Markierungen an der Wand des Messzylinders. Schreiben Sie Ihr Ergebnis in Feld **sA1.4** in das *Antwortblatt*.

Schalten Sie die Laborwaage über die linke Taste ein. Die Einheit über den Zahlen muss 'g' (Gramm) sein – wenn nicht, können Sie sie durch die Schaltfläche 'M' ändern. Setzen Sie die kleine Plastikkappe auf die Waage und drücken Sie die Taste "T" (Tare).

Frage A1.5 Messen Sie die Gesamtmasse m_t aller (12) Metallkugeln. Berechnen Sie die durchschnittliche Masse m_b einer Kugel. Schreiben Sie Ihr Ergebnis in Feld **A1.5** in das *Antwortblatt*.

Entfernen Sie den Temperatursensor aus dem Laborthermometer und fixieren Sie ihn an der *Innenwand* des 100 ml Messzylinders an der 50 ml-Markierung. Verwenden Sie den Tesa-Film, um die Drähte über dem Sensor zu fixieren. Bedecken Sie den Sensor nicht mit dem Klebeband. Fixieren Sie die Drähte auch an höheren Positionen.

Hinweis: Es ist nicht einfach, den Sensor im inneren des dünnen Zylinders zu befestigen. Sie können ein kleines (1 -2 cm langes) Tesa-Filmstück an den Drähten über dem Sensor befestigen, dann den Sensor vorsichtig an die richtige Stelle stellen und den Tesa-Film mit einem Bleistift gegen den Zylinder drücken.

Frage A1.6a Messen Sie die Masse m_e des leeren Zylinders mit dem Sensor. Die Bananenstecker sollten auf dem Tisch liegen. Schreiben Sie den Wert in Tabelle **A1.6** auf das *Antwortblatt*.

Akazienhonig im Messzylinder bis zur 100 ml-Markierung füllen. **ACHTUNG! Füllen Sie den Honig nicht über die Skala. Füllen Sie den Honig sorgfältig und langsam ein. Halten Sie den Zylinder leicht geneigt, so dass der Honig auf die Innenwand des Zylinders tropft und sich so weniger Blasen im Honig bilden. Reinigen Sie bei Bedarf die Außenseite des Zylinders.**

Frage A1.6b Messen Sie die Masse m_f des Zylinders mit Honig (und mit dem Sensor). Die Bananenstecker sollten auf dem Tisch liegen wie zuvor. Schreiben Sie den Wert in Tabelle **A1.6** auf das *Antwortblatt*.

Frage A1.6c Berechnen Sie die Dichte ρ_h des Honigs. Schreiben Sie Ihr Ergebnis in Tabelle **A1.6** in das *Antwortblatt*.

Nun können Sie die Messung der Viskosität des Honigs beginnen. Sie sollten es bei vier oder fünf verschiedenen Temperaturen zwischen 30°C und 15°C messen. Daher müssen Sie zuerst den Honig auf ca. 30°C aufwärmen. Folgen Sie dem nachstehenden Verfahren:

Fixieren Sie das Laborthermometer im Bunsenständer über dem Becher und stellen Sie seine Höhe so ein, dass sich die Kugel des Thermometers auf der Höhe der 50-ml-Markierung des Messzylinders befindet. Kochen Sie ca. 1 Liter Wasser im Wasserkocher. Mischen Sie Wasser bei ca. 40°C im Becher, sein Pegel sollte auf der Höhe der 100 ml Markierung des Messzylinders liegen.

Befestigen Sie die Bananenstecker des Sensors am Multimeter und schalten Sie das Multimeter auf die gleiche Weise ein wie zuvor.

Legen Sie den Messzylinder in das warme Wasser. **SEIEN SIE VORSICHTIG! Tauchen Sie den Schnabel des Zylinders nicht in das Wasser ein.** Lassen Sie den Honig für ein paar Minuten aufwärmen. Wenn der Widerstand des Sensors den Wert von ca. 35°C erreicht (der Sensor ist an der Wand, es wird früher warm, die Mitte des Honigs ist kälter), entfernen Sie den Zylinder aus dem Wasser, wischen Sie ihn mit einem Papiertuch trocken und lassen Sie ihn etwa 10 Minuten stehen, um sicherzustellen, dass die Honigtemperatur so gleichmäßig wie möglich wird.

Hinweis: Während dieser Zeit können Sie sich mit Problem A2 befassen.

Frage A1.7a Nehmen Sie eine Metallkugel, messen Sie ihren Durchmesser d mit der Schiebelehre. Schreiben Sie den Wert in die entsprechende Spalte der Tabelle **A1.7** auf das *Antwortblatt*.

Frage A1.7b Lesen Sie Widerstand R des Sensors ab. Schreiben Sie den Wert in die entsprechende Spalte der Tabelle **A1.7** auf das *Antwortblatt*.

Frage A1.7c Nehmen Sie die Stoppuhr und setzen Sie sie auf Null zurück. Lassen Sie die Metallkugel in den Honig, in der Mitte des Zylinders, fallen. Messen Sie die Zeit t , in der der Ball zwischen den Markierungen 90 ml und 10 ml, d. h. auf einer Entfernung s , gemessen in **A1.4b**, absinkt. Schreiben Sie den Wert in die entsprechende Spalte der Tabelle **A1.7** auf das *Antwortblatt*.

Warnung! Lassen Sie immer die Kugeln am Boden des Zylinders, versuchen Sie nicht, sie aus dem Honig zu nehmen!

Frage A1.7d Bei dieser Temperatur sinkt der Ball sehr schnell. Sie sollten daher die Schritte **A1.7a** - **A1.7c** zwei weitere Male bei der (fast) gleichen Temperatur wiederholen. Schreiben Sie die Messwerte in die entsprechenden Spalten der Tabelle **A1.7** auf das *Antwortblatt*.

Heben Sie das Thermometer heraus, gießen Sie das warme Wasser weg, und füllen Sie den Becher mit kaltem Leitungswasser; der Wasserstand sollte sich auf der Höhe der 100 ml-Markierung des Messzylinders befinden.

Stellen Sie die Höhe des Thermometers wieder so ein, dass sich der Ball auf der Höhe der 50 ml-Markierung des Messzylinders befindet.

Stellen Sie den Messzylinder in das kalte Wasser. **Seien Sie vorsichtig! Tauchen Sie den Rand des Zylinders nicht in das Wasser ein.** Lassen Sie den Honig für ein paar Minuten abkühlen. Wenn der Widerstand des Sensors den Wert erreicht, der der Temperatur ca. 3°C unter der gewünschten Temperatur entspricht (der Sensor ist an der Wand, es wird früher kalt, die Mitte des Honigs ist wärmer), entfernen Sie den Zylinder aus dem Wasser, wischen Sie ihn mit einem Papiertuch trocken und lassen Sie ihn etwa 10 Minuten stehen, um sicherzustellen, dass die Honigtemperatur so

gleichmäßig wie möglich wird.

HINWEIS: Während dieser Zeit können Sie sich mit Problem A2 befassen.

Frage A1.7e Wiederholen Sie diese Schritte **A1.7a** - **A1.7c** *zweimal* bei dieser zweiten Temperatur. Schreiben Sie die Messwerte in die entsprechenden Spalten der Tabelle **A1.7** auf das *Antwortblatt*.

Sie können den Honig auf die gleiche Weise weiter abkühlen. Um das Wasser abzukühlen, verwenden Sie den Rest Ihrer Eiswürfel. Der Widerstand des Sensors sollte jedes Mal der Temperatur von ca. 3°C unter der gewünschten Temperatur entsprechen, da Sie den Zylinder aus dem Wasser entfernen. Wischen Sie es immer mit einem Papiertuch trocken und lassen Sie es etwa 10 Minuten stehen, um sicherzustellen, dass die Honigtemperatur so gleichmäßig wie möglich wird.

Hinweis: Während dieser Zeit können Sie sich mit Problem A2 befassen.

Frage A1.7f Wiederholungsschritte **A1.7a** - **A1.7c** bei zwei zusätzlichen Temperaturen. Bei kälterem Honig ist die Absinkzeit länger, eine Messung reicht bei jeder Temperatur aus.

Warnung! Bei niedrigeren Temperaturen kann es zu größeren Temperaturunterschieden im Honig kommen. In diesen Fällen ist es genauer, wenn Sie die (viel längere) Absenkzeit auf einer kürzeren Strecke messen, immer um den Temperatursensor, d. h. zwischen 70 ml und 30 ml, oder bei sehr niedrigen Temperaturen sogar zwischen den 60 ml und 40 ml Markierungen. Geben Sie die Auswahl des Abstands (soder $s/2$ oder $s/4$) in der entsprechenden Spalte der Tabelle an.

Schreiben Sie die Messwerte in die entsprechenden Spalten der Tabelle **A1.7** auf das *Antwortblatt*.

Frage A1.7g Berechnen Sie die fehlenden Werte (r , T und v) in Tabelle **A1.7**. Zur Berechnung der Temperatur T verwenden Sie Ihren aus in **A1.3** abgeleiteten Formel. Schreiben Sie die Werte in die entsprechenden Spalten auf das *Antwortblatt*.

Frage A1.8 Berechnen Sie den durchschnittlichen Radius r_{avr} der Kugeln und bestimmen Sie die Dichte ρ_b der Kugeln. Verwenden Sie das Ergebnis von Antwort **A1.5**. Schreiben Sie den Wert in Feld **A1.8** auf das *Antwortblatt*.

Frage A1.9 Berechnen Sie die Viskosität η für jede Messung unter Verwendung des in **A1.1** abgeleiteten Zusammenhangs. Um dies sicher und schnell zu tun, ändern Sie zunächst die Einheiten Ihrer vorherigen Ergebnisse in SI-Basiseinheiten(m, kg/m³, m/s) Verwende $g = 9.81 \frac{\text{m}}{\text{s}^2}$ Füllen Sie die Felder in Tabelle **A1.9** auf dem *Antwortblatt* aus.

Wie in der Einleitung erwähnt, kann nach der Theorie die Temperaturabhängigkeit der Viskosität in Form $\eta = Ae^{\frac{B}{T}}$ geschrieben werden, wobei die absolute Temperatur T (gemessen in K) ist, und A und B Materialkonstanten sind.($e \approx 2.7172$ ist die Basis des natürlichen Logarithmus.)

Mathematische Formeln, die Sie verwenden können: $\ln ab = \ln a + \ln b$, $\ln e^n = n$, $e^{\ln a} = a$.

Ihre letzte Aufgabe bei diesem Problem besteht darin, zu zeigen, dass die Daten mit dieser Gleichung übereinstimmen, und die Werte von A und B zu bestimmen.

Frage A1.10 Linearisieren Sie die Beziehung, d.h. finden Sie ein geeignetes Diagramm, auf dem – basierend auf der obigen Theorie – eine Linie an die Datenpunkte angepasst werden kann. Schreiben Sie Ihre Wahl in Feld **A1.10** auf das *Antwortblatt*.

Frage A1.11 Berechnen Sie die Werte, die Sie darstellen möchten. Schreiben Sie in die erste Zeile die Werte, die Sie in **A1.10** ausgewählt haben. Füllen Sie Tabelle **A1.11** auf dem *Antwortblatt* aus.

Frage A1.12 Zeichnen Sie Ihr Diagramm auf einem *Millimeterpapier*. Beschriften Sie den Graph als 'Graph A1.12'. Passen Sie eine gerade Linie an Ihre Datenpunkte an, und bestimmen Sie die Parameter A und B. Schreiben Sie Ihre Ergebnisse in Feld **A1.12** auf das *Antwortblatt*.

Vergessen Sie nicht, 'Graph A1.12' an das Antwortblatt anzuhängen!

Problem A2 (25 Punkte)

Fluoreszenz

Es kann beobachtet werden, dass ein spezielles Material Licht auf einer charakteristischen Wellenlänge als Reaktion auf eine kürzere Wellenlängenbeleuchtung ausstrahlen kann. Dieses Phänomen wird Fluoreszenz genannt, die von einigen organischen und anorganischen Strukturen produziert wird. Das Wellenlängenspektrum des emittierten Lichts hängt vom Material und den Parametern der Anregungsbeleuchtung ab. Der Wellenlänge des emittierten Lichts ist immer länger als die Wellenlänge des einfallenden Lichts wegen nicht-strahlenden Übergang.

Wir können die Fluoreszenz durch ein einfaches Modell von

Licht-Material-Wechselwirkungen erklären. Das Energiequantum des Lichts, das Photon genannt wird, ist proportional zur Frequenz der Lichtstrahlung. Ein einfallendes Photon kann von einem Atom oder Molekül absorbiert werden. Die Energie des Photons wandelt das Materialsystem vom Bodenzustand in einen angeregten Zustand um. Wenn sich das Material spontan wieder in den Grundzustand übergeht, wird die freigesetzte Energie durch ein Photon emittiert (Abb.1).

Da die charakteristischen Wellenwellen der emittierten Photonen von den Energie-Niveaus des Materials abhängen, kann Fluoreszenz-Licht angewendet werden, um die Struktur und Zusammensetzung verschiedener Materialien zu analysieren. Die fluoreszierende Spektroskopie basiert auf diesem Prinzip und ist weit verbreitet in der chemischen Analyse, Medizin und Lebensmittelindustrie. In dieser Aufgabe analysieren Sie das Rohrzuckersirup-Anreicherung von Akazienhonig mit dieser Methode.

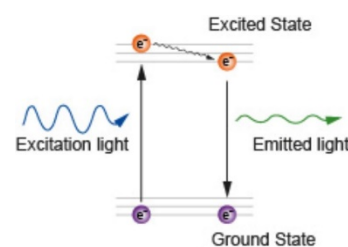


Abb. 1 Schema der Fluoreszenz

Integriertes Spektrometer

Einer der wichtigsten Teile unserer Fluoreszenzmessung ist ein integriertes Spektrometer. Dieses Spektrometer ist geeignet, um die Wellenlängenzusammensetzung eines beliebigen Lichts zu analysieren. Der Schaltplan dieses Spektrometers wird in Fig.2 gezeigt.

Das zu analysierende Licht gelangt durch eine optische Faser in das Spektrometer. Der Strahl bewegt sich vom Stecker des optischen Kabel [1] zum Spiegel [4], der das Licht zu einem optischen Gitter reflektiert [5]. Das Gitter verteilt die verschiedenen Wellenlängenkomponenten in unterschiedliche Ausbreitungsrichtungen. Das aufgespreizte Licht wird vom Spiegel [6] zu einer CCD-Detektormatrix [7] reflektiert, welche die Intensität der verschiedenen Wellenlängenkomponenten messen kann. Die elektronischen Signale werden über ein USB-Kabel an einen Computer übertragen. Das gemessene Spektrum kann in Echtzeit per Software dargestellt werden.

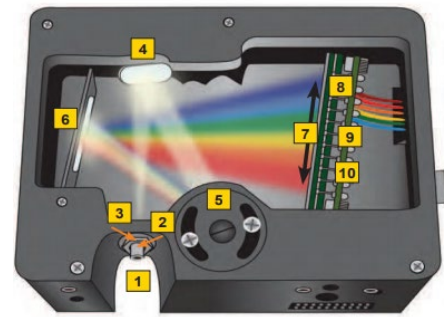


Abb. 2 Innenschaltpläne des integrierten Spektrometers

Setup des Messaufbaus

An das Fluoreszenzspektrum von Honig wurde ein optisches Setup gebaut. Die Honigprobe wird in eine Kieselglas Küvette geben. Ein blauer Laser wird verwendet, um die Probe mit einer Wellenlänge von 405 nm zu beleuchten mit einer Leistung von 60 mW. Der Laserstrahl ist orthogonal auf die einfallende Oberfläche der quadratischen Küvette. (Fig.3) Wir können den Strahlweg im Honig als türkisfarbene Linie beobachten, da das fluoreszierende Licht in alle Richtungen aus dem angeregten Volumen der Probe strahlt.

Wir müssen dieses fluoreszierende Licht sammeln, um sein Spektrum zu messen. Eine konvergierende, sammelnde Linse wird aufgebracht, um das Licht auf den Einlas einer optischen Faser zu projizieren. Die Brennweite der Linse beträgt 75 mm, sowohl der Objekt- als auch der Bildabstand sind auf 150 mm eingestellt. Die optische Achse der Linse ist senkrecht zum Laserstrahl. Der Durchmesser der einfallenden Öffnung der Faser beträgt 0,6 mm. Die Faser überträgt das Licht in das integrierte Spektrometer.

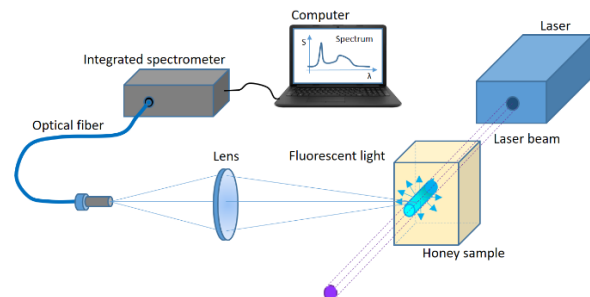


Abb. 3 Schaltpläne und der Messeinrichtung

Vor der weiteren Arbeit, **beobachte das Video** 'Honey_flour.mp4' welches auf dem Tablet / Notebook zur Verfügung gestellt wird.

Probenvorbereitung

Bevor wir eine unbekannte Honigprobe mit ihrem Fluoreszenzspektrum qualifizieren, müssen wir unser Messsystem kalibrieren. Dazu müssen wir Honigproben mit bekannter Rohrzuckersirupkonzentration zubereiten.

Zunächst wird der Rohrzuckersirup zubereitet. Zur Messung der Masse der Komponenten wurde eine Präzisionswaage verwendet. 10 Stück herkömmlicher brauner Rohrzuckerwürfel wurden in 50°C Wasser gelöst. Die Zuckermasse betrug 37,81 g und das Wasser 37,75g. Es wurde gemischt, bis der Sirup Raumtemperatur erreicht. Dieser Sirup wird verwendet, um den Akazienhonig zu strecken.

Unser Ziel ist es, Rohrzuckersirup dotierte Honigproben mit unterschiedlichen Massenverhältnissen zwischen 0% und 100 % zuzubereiten. Wir legen die leere Küvette auf die Waage und stellen die Skala auf Null, indem wir den "Tare"-Knopf drücken, um die Masse der Küvette zu beseitigen. Dann gießen wir etwas reinen Honig in die Küvette, und die Masse des Honigs (m_{Honig}) wird gemessen. Dann wird die Skala mit der Tare-Taste wieder auf Null gesetzt. Etwas Rohrzuckersirup wird dem Honig zugesetzt, und die Masse des Sirups wird auch aufgeschrieben (m_{Sirup}). Es wurde gemischt, um eine homogene Mischung zu erhalten, während die Außenseite der Küvette durch 40°C Wasser erhitzt wird. Diese Erwärmung ist notwendig, um die Viskosität des Honigs zu verringern. Vor der Messung wird die Probe auf Raumtemperatur (20°C) abgekühlt. Danach ist die Probe bereit, mit dem Fluoreszenzspektrometer gemessen zu werden.

Wir wiederholen diese Probenvorbereitung elf Mal, um eine Reihe von Mischungen mit verschiedenen Massenverhältnissen zu erhalten. m_{Honig} - und m_{Sirup} -Daten sind in Tabelle 1 erfasst.

Wir definieren den Massenanteil w der dotierten Honigproben wie folgt: $w = \frac{m_{\text{syrup}}}{m_{\text{syrup}} + m_{\text{honey}}}$

Beispiel Nr.	m_{Honig} [g]	m_{Sirup} [g]
0	0.00	4.91
1	0.51	4.38
2	1.24	4.97
3	2.05	4.77
4	2.85	4.26
5	3.49	3.47
6	2.72	2.01
7	2.13	0.92
8	3.53	0.87
9	4.87	0.61
10	3.88	0.00

Tabelle 1

Frage A2. 1 Berechnen Sie den Massenanteil der Proben und füllen Sie die Spalte 'w' der Tabelle A2. 1 auf dem Antwortblatt.

Kalibrierungsmessungen

Nach der Probenvorbereitung können wir mit den Fluoreszenzmessungen beginnen. Zuerst wurde reiner Honig in die Küvette gesteckt, und sein Fluoreszenzspektrum wurde in dem in Fig.3 gezeigten Setup gemessen. Danach wurde auch das Spektrum des Zuckerrohrsirups gemessen. Die Ergebnisse werden in Fig.4a dargestellt. Dann haben wir reines Wasser in die Küvette gelegt, und auch das Spektrum des Wassers wurde gemessen. Wir wissen, dass das Wasser keine signifikante Fluoreszenz im sichtbaren Bereich erzeugt, so dass diese Messung Informationen über den Hintergrund (Background) liefert. Dieser Hintergrund ergibt sich aus dem streuenden Licht der Umgebung und dem elektronischen Rauschen des Spektrometers.

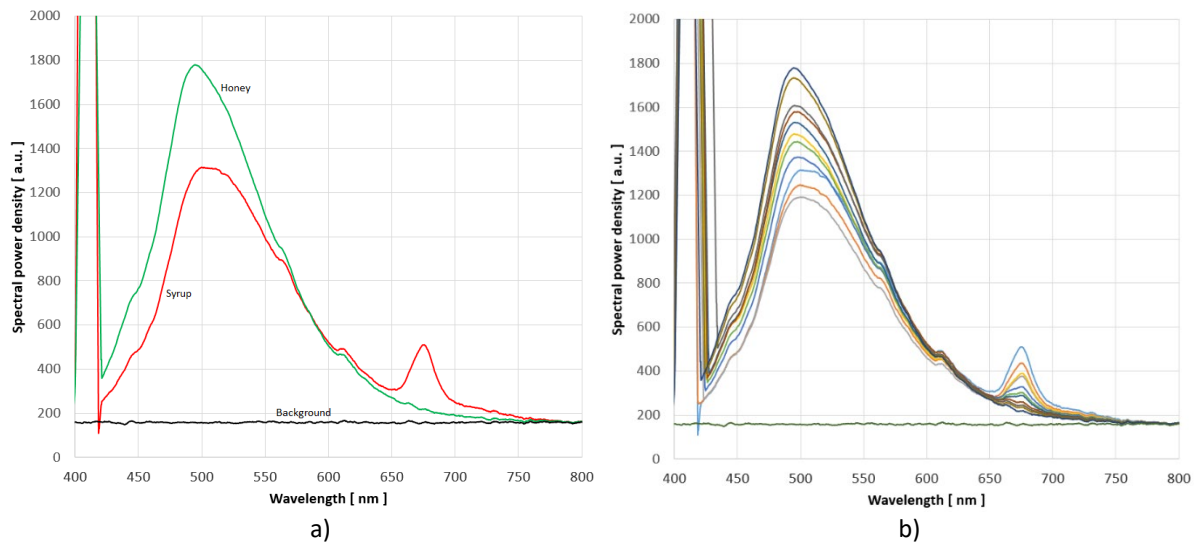


Abb. 4 Fluoreszenzspektrum des reinen Honigs, des Rohrzuckersirups und des Hintergrunds (a), Spektren der Kalibrierproben (b)

Wir können sehen, dass die Fluoreszenz des reinen Honigs und des Sirups ähnliche Spektren haben. Ein hoher und schmaler Peak kann um 405 nm erkannt werden, wo der Detektor des Spektrometers gesättigt ist. Dieser hochintensive Peak entspricht dem auf dem Probenmaterial gestreuten Pumplaser. Danach analysieren wir die längeren Wellenlängen der Spektren, die der Fluoreszenzemission entsprechen. Sowohl der Sirup als auch der Honig erzeugen eine starke Fluoreszenz in der Mitte des sichtbaren Spektrums. Wir können eine signifikante Unterscheidung zwischen den beiden Spektren erkennen. Bei 675 nm gibt es einen Peak auf dem Spektrum des Rohrsirups, der bei reinem Honig fehlt. Dieses zusätzliche Fluoreszenzlicht wird durch die Melasse des Rohrsirups erzeugt. Die Erkennung dieses "Melasse-Peaks" im Fluoreszenzspektrum unbekannten Honigs gibt Auskunft darüber, ob der Honig durch Rohrsirup gemischt ist. Bei der Beurteilung der Höhe dieses Spektralpeaks können wir die Sirupkonzentration von unbekanntem dotierten Honig schätzen.

Zur Kalibrierung des Konzentrationsmessverfahrens haben wir die Fluoreszenzspektren der Sirup dotierten Honigproben gemessen. Das Profil dieser Spektren hängt vom Massenanteil w des Streckens ab. Die Konzentrationen der hergestellten Proben sind für Frage **A2.1** bekannt. Der Spektren werden in Fig.4b gezeichnet. Wir können sehen, dass die Maxima des fluoreszierenden Spektrums und die Höhe der Melassespitze signifikant vom Massenanteil des Sirups abhängen. Der Satz von Kurven auf Abb.4b ist zu überfüllt, um sie auszuwerten, so dass die relevanten Teile des Diagramms auf Abb.5 gezoomt werden.

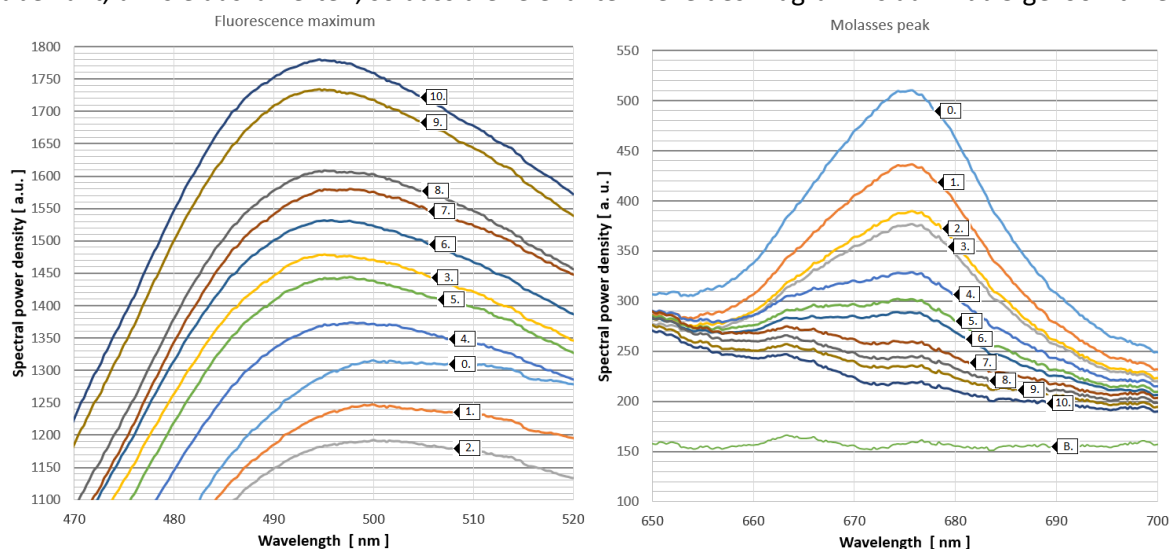


Abb.5a zeigt die Region der Maxima der fluoreszierenden Spektren, Fig.5b zeigt die Melassespitzen.

Frage A2. 2a Lesen Sie die maximale spektrale Leistungsdichtewerte (spectral power density) $F(w)$ entsprechend den verschiedenen Sirupkonzentrationen, ab. Füllen Sie die Spalte $F(w)$ der Tabelle **A2. 2** auf dem *Antwortblatt* aus. Lesen Sie die spektralen Leistungsdichten $M(w)$ entsprechend der 675 nm Melasse-Peaks bei jeder Sirupkonzentration aus. Füllen Sie die Spalte $M(w)$ der Tabelle **A2. 2** auf dem *Antwortblatt* aus.

Frage A2. 2b Subtrahieren Sie den Hintergrund (Background) von jedem Wert $F(w)$ und $M(w)$ und füllen Sie die Spalte $f(w)$ und $m(w)$ der Tabelle **A2. 2** auf dem *Antwortblatt* mit der reduzierten Spektralleistungsdichte aus.

Wir können sehen, dass das $\alpha(w) = \frac{m(w)}{f(w)}$ Verhältnis erheblich von dem Masse-Anteil des Sirups abhängt. Dieser Wert wird als Indikator für den Massenanteil verwendet.

Frage A2. 2c Berechnen Sie $\alpha(w)$ für jede Probe. Füllen Sie Tabelle **A2. 2** auf dem *Antwortblatt* aus.

Frage A2. 2d Zeichnen Sie $\alpha(w)$ in Abhängigkeit des Massenverhältnisses w auf einem *Millimeterpapier*. Beschriften Sie das Millimeterpapier als 'Graph A2. 2'. Passen Sie eine freihändige Regressionskurve auf die Punkte an.

Vergessen Sie nicht, 'Graph A2. 2' zum Antwortblatt anzufügen!

Analyse einer unbekannten Honigprobe

In diesem Abschnitt müssen wir den Massenanteil des Zuckerrohrsirups in einer unbekannten Honigprobe bestimmen. Für diese oben kalibrierte Aufgabe wird das Fluoreszenzspektrometer-Setup verwendet. Wir gießen die unbekannte Honigprobe in die Küvette und legen sie in das Spektrometer-Setup. Das gemessene Spektrum wird in Fig geplottet. 6.

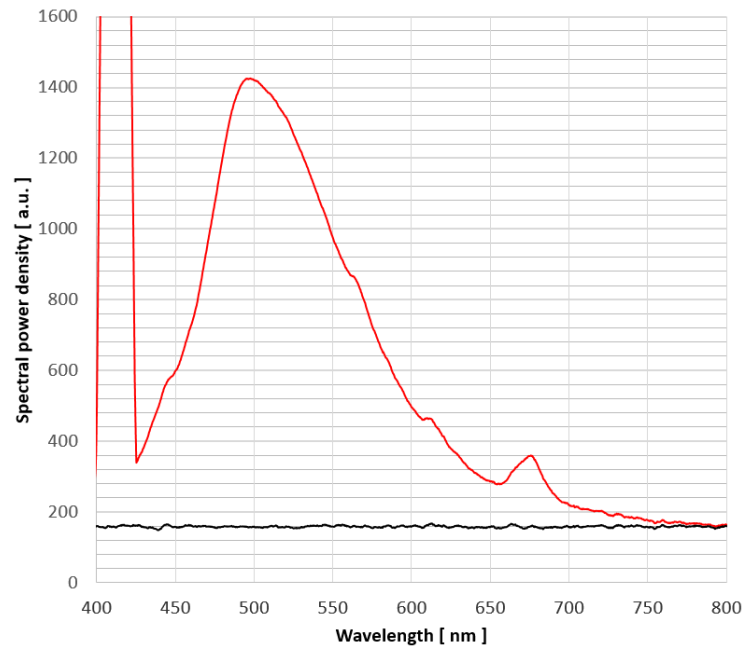


Abb. 6 Fluoreszenzspektrum der unbekannten Honigprobe

Frage A2. 3 Bestimmen Sie den Masseanteil des Sirup der unbekannten Probe. Schreiben Sie das Ergebnis in Box **A2. 3** auf dem *Antwortblatt*.

Teil B

Dieser Teil besteht aus 3 Problemen, die sich mit dem Gehalt von Honig an Antioxidantien befassen. Im ersten Teil sollt ihr den molaren Absorptionskoeffizienten von 2,2-Diphenyl-1-picrylhydrazyl (DPPH) herausfinden und dazu die optimale Wellenlänge wählen. Im zweiten Teil sollt ihr die antioxidantische Aktivität der drei wichtigsten Phenole im Honig bestimmen. Im dritten Problem sollt ihr das Äquivalent an Ascorbinsäure zu den drei im Honig enthaltenen Antioxidanzien berechnen.

Problem B1 (9 Punkte)

Jede chemische Verbindung kann Licht entweder durchlassen oder absorbieren oder reflektieren. Spektrofotometrie ist eine der hilfreichsten Methoden der quantitativen Analyse (z. B. in Chemie, Biologie oder klinischen Anwendungen). Dieses Verfahren basiert auf der Wechselwirkung von Stoffen mit elektromagnetischer Strahlung. Der Aufbau eines Spektrofotometers ist in Abbildung 1 dargestellt. Vom Kollimator (Sammellinse) verläuft ein weißer Lichtstrahl zum Monochromator (Prisma oder Gitter). Der Monochromator streut das Licht gemäß den Wellenlängen in ein Spektrum. Daraus wählt man mit dem Wavelengthselector (Blende) die gewünschte Wellenlänge (Symbol λ) aus. Dieses Licht durchdringt die Probe und der Detektor (Fotозelle) misst die Intensität des eintreffenden Lichts. nach einem Vergleich mit der ungestörten Strahlintensität zeigt er am Display einen Absorptions- bzw. Transmissionswert.

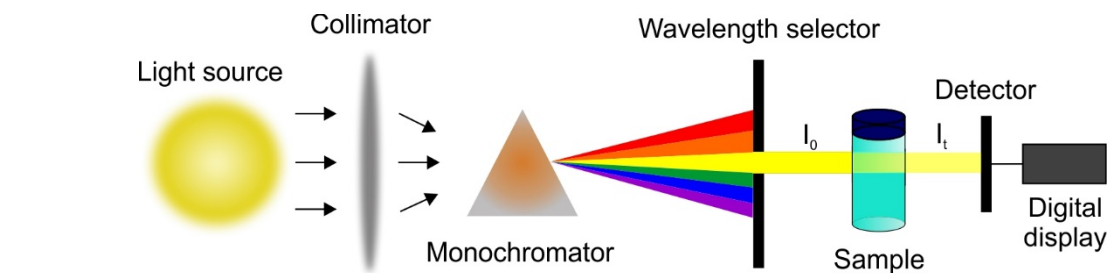


Abbildung 1. Schematische Darstellung eines Spektrofotometers

Der Transmissionswert (T) wird aus dem gemessenen Intensitätsunterschied berechnet.

$$T = I_t / I_0$$

I_0 ist die Intensität des einfallenden Lichtstrahles und I_t ist die Intensität des Lichtstrahles, nachdem er durch die Probe durchgetreten ist. Der Absorptionswert (A) kann aus dem Transmissionswert (T) ausgerechnet werden.

$$A = -\log(T)$$

Es gibt einen Zusammenhang zwischen der Lichtabsorption eines Stoffes mit der Farbe, in der dieser Stoff erscheint. Wenn ein Stoff im Bereich von blauem Licht (~ 450 nm) absorbiert, erscheint er uns in der Komplementärfarbe Orange (~ 600 nm).

Geräte und Materialien für dieses Problem:

- Maßkolben, 50 mL

- festes DPPH in einer Plastikflasche (T1-B-P1/1)
- 500 mL Ethanol
- 1 Küvette (Kunststoff) (T1-B)
- 1 Verschluss für die Küvette (T1-B)
- 50 mL Becherglas für DPPH-Lösung
- 50 mL Becherglas für Ethanol
- Trichter
- Volumetrische Pipetten, 1 mL, 2 Stück
- Peleusball
- Rechner

SICHERHEITSHINWEIS!

Vorsicht beim Übertrag von DPPH - es soll nichts an der Gefäßwand kleben, sondern alles in Lösung gehen.

Vorsichtig mit der Lösung von DPPH umgehen - sie wird auch bei Problem 2 gebraucht.

Pipettieranweisung :

1, Es ist verboten, mit dem Mund zu pipettieren!

2, Das obere Ende der Pipette wird in das untere Ende des Peleusballs gesteckt. Vorsicht, dass die Glaspipette nicht bricht!

3, Beachtet, dass keine Flüssigkeit in den Peleusball dringt - Ventile richtig bedienen!

B1.1 Bestimmung der molaren Absorption von DPPH und Auswahl der richtigen Wellenlänge

DPPH ist eine organische Stickstoffverbindung, die verwendet wird, um die Antioxidationsaktivität von Antioxidanzien zu messen (z. B. Pflanzenextrakte, Nahrungsmittel ...). Die molare Absorption und die passende Wellenlänge werden die fotometrische Messung bestimmt. Der Zusammenhang zwischen der Konzentration und der Absorption wird durch das Lambert-Beer-Gesetz dargestellt.

$$A = e \cdot c \cdot l$$

wobei A der Absorptionswert ist, den das Gerät anzeigt, e der molare Absorptionskoeffizient von DPPH (eine stofftypische Konstante, welche über die Farbintensität Auskunft gibt), c die Konzentration des Stoffes und l die Streckenlänge, welche das Licht durch die Lösung zurücklegt darstellen.

Problem 1 ist es, die molare Absorption von DPPH (e-Wert im Lambert-Beer-Gesetz) und das Absorptionsmaximum zu finden. Da der Absorptionswert am Absorptionsmaximum gemessen wird, muss dieses zuerst bestimmt werden.

Löst das DPPH-Pulver in Ethanol, um eine Lösung herzustellen und überträgt die Lösung in den 50mL-Messkolben. Nach Auffüllen auf die 50mL-Marke mit Ethanol hat diese Lösung eine Konzentration von 1.00×10^{-4} mol/L. DPPH. Pipettiert von dieser Lösung 1mL in eine Küvette und fügt 1mL Ethanol zu. Das Absorptionsspektrum dieser verdünnten DPPH-Lösung im Wellenlängenbereich von 400-700nm ist in Abbildung 2 dargestellt. Findet die Wellenlänge, bei der das Absorptionsmaximum auftritt. Die Messung wurde gegen einen Blindwert mit reinem Ethanol durchgeführt.

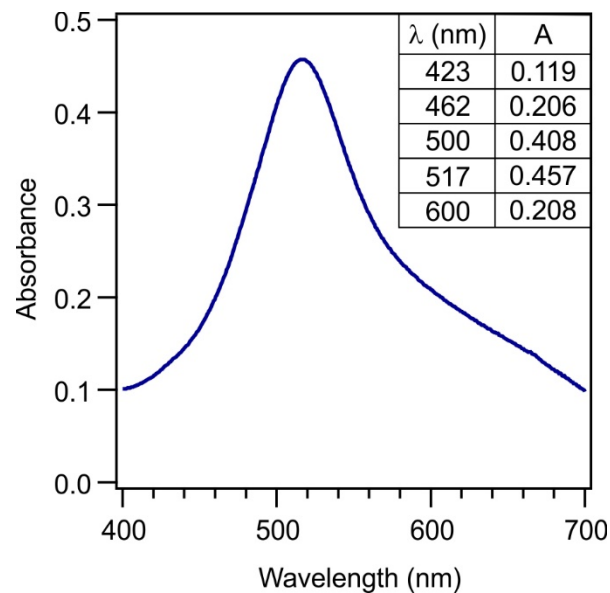


Abbildung 2. Das Absorptionsspektrum von DPPH (im Kasten sind die einzelnen Werte eingetragen)

Frage B1.1 Bei welcher Wellenlänge sollten weitere Messungen durchgeführt werden? Tragt den Wert in das Feld **B1.1** im *Antwortblatt* ein.

Frage B1.2 Berechnet die Konzentration der von euch hergestellten DPPH-Standardlösung nach dem Verdünnen in der Küvette. Verwendet den angegebenen Wert am Absorptionsmaximum mit zwei Dezimalstellen. Berechnet den molaren Absorptionskoeffizienten aus dem Lambert-Beer-Gesetz. Das Ergebnis sollte in den Dimensionen dm^2/mol oder $\text{dm}^3/(\text{mol}\cdot\text{cm})$ angegeben werden. Die Schichtdicke in der Küvette beträgt 10mm. Tragt das Ergebnis in das Feld **B1.2** im *Antwortblatt* ein.

Problem B2 (79 Punkte)

Die Bestimmung der Antioxidationskapazität kann durch unterschiedliche Reaktionen erfolgen, bei denen die zu bestimmenden Antioxidanzen als Reduktionsmittel fungieren. Das entsprechende Oxidationsmittel kann anorganisch sein (etwa Stickstoffmonoxid oder Metallionen) oder organisch (relativ stabile freie Radikale). In diesem Beispiel werden Radikale der Verbindung DPPH verwendet. Abbildung 3 stellt den Reaktionsablauf am Beispiel Phenol (als Stellvertreter für andere phenolische Antioxidanzen) dar.

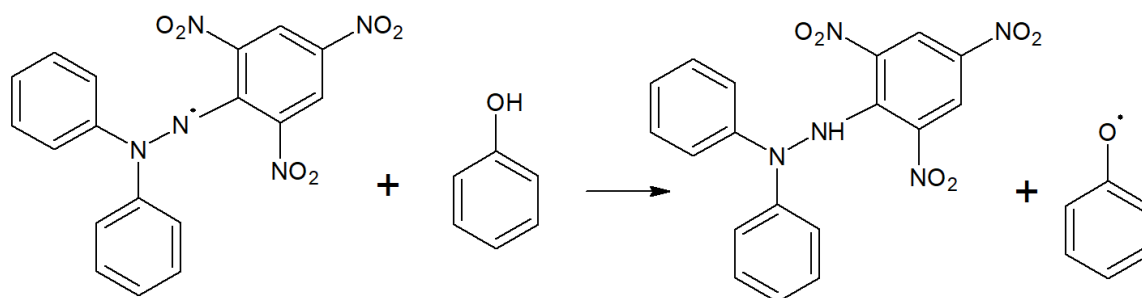


Abbildung 3. Darstellung der Redox-Reaktion zwischen einem DPPH Radikal und einem Phenol- molekül.

DPPH ist ein relativ stabiles, von Hydrazin abgeleitetes, Radikal von violetter Farbe, welche sich bei der Reduktion zu DPPH-H in ein blasses Gelb ändert. Es ist offensichtlich, dass bei der Reaktion von Antioxidanzen (etwa im menschlichen Körper) mit einem Radikal ein neues Radikal entstehen muss, allerdings ein stabileres und daher weniger schädliches. Sollte an einem Phenol noch weitere OH-Gruppen vorhanden sein, ist es möglich, dass weitere Oxidationsreaktionen folgen. (Abbildung 4)

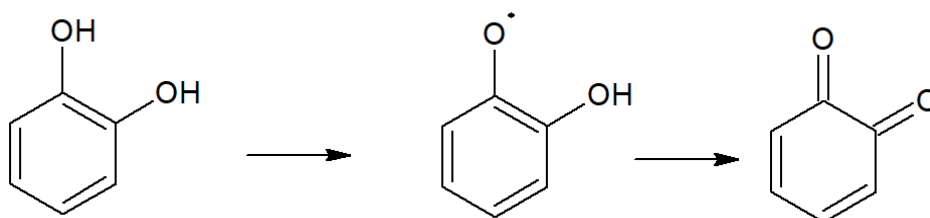


Abbildung 4. Die komplette Reduktion eines Diphenols (2-Hydroxiphenol) zu einem nicht-radikalischen Chinon (1,2-Benzochinon).

Geräte und Materialien für dieses Problem:

- Maßkolben, 10 mL, 15 Stück
- Maßkolben, 50 mL, 3 Stück
- Feststoff AO1 in Kunststoffflasche (T1-B-P2/1)
- Feststoff AO2 in Kunststoffflasche (T1-B-P2/2)
- Feststoff AO3 in Kunststoffflasche (T1-B-P2/3)
- DPPH-Lösung (im Maßkolben, hergestellt im Abschnitt B1)
- graduierte Pipetten, 1 mL (2 Stück) und 5 mL, (1 Stück)
- Trichter
- Peleusball
- Kunststoffküvetten, 3 mL, 15 Stück (T1-B)
- Verschluss für Küvetten, 15 Stück (T1-B)
- 250 mL Becherglas für Abfälle
- 50 mL Becherglas für AO-Lösungen und DPPH-Lösung, 4 Stück
- 500 mL Ethanol
- Rechner
- Stoppuhr, 1 Stück
- Marker

SICHERHEITSHINWEIS!

Achtet darauf, dass kein Antioxidanzien-Pulver an der Gefäßwänden bleibt!

B2.1 Bestimmung der Antioxidationsaktivität der phenolischen Verbindungen im Honig

Bei der kolorimetrischen Bestimmung kann die ethanolische Lösung von DPPH mit der ethanolischen Lösung von Antioxidanzien in einem weiten Konzentrationsbereich gemischt werden. Reaktive Wasserstoffatome reduzieren DPPH-Radikale und erzeugen eine weniger intensiv gefärbte DPPH-Lösung, welche auch die oxidierten Phenolverbindungen enthält.

Durch Vergleich der Absorptionswerte vor der Reaktion und nach der Reaktion ist es möglich, zu bestimmen, wieviele DPPH-Radikale noch übrig geblieben sind.

$$A(\text{nachher})/A(\text{vorher}) \times 100 = \text{verbleibende DPPH\%}$$

Gallussäure, Quercetin und Ellagsäure sind in unbekannter Reihenfolge in den Flaschen mit den Etiketten AO1, AO2 und AO3 vorgelegt. Nach Auflösen in Ethanol (in den Originalbehältern), Übertragen in die Maßkolben und Auffüllen mit Ethanol betragen die Konzentrationen dieser Stammlösungen $1.00 \times 10^{-4} \text{ mol/dm}^3$. Für 5 Reaktionen sollen jeweils die in der Tabelle angegebenen Volumina der Stammlösungen mit Ethanol auf 10 mL in Messkolben aufgefüllt werden.

Antioxidant Probe Nummer	Volumen der Stammlösung zum Verdünnen (mL)
1	0.4
2	1

3	1.6
4	2.2
5	2.8

Frage B2.1 Berechnet die Konzentrationen der einzelnen Proben in mol/dm³. Tragt die Werte in die Tabelle **B2.1** im *Antwortblatt* ein.

Für die Bestimmungsreaktion werden 1mL der AO-Lösung mit 1mL der DPPH-Lösung in einer Küvette gemischt. Nach dem Homogenisieren soll die Küvette 20 Minuten im Dunklen (Arbeitsplatz o.ä.) für den vollständigen Reaktionsablauf ruhen. Es wird empfohlen, die 5 Proben jeweils parallel herzustellen. Als Ausgangswert für DPPH ohne AO-Zugabe verwendet den Wert von Frage B1.1. Die Absorptionswerte der Reaktionsgemische werden gegen einen Blindwert einer Küvette mit reinem Ethanol gemessen. Beachte, dass die Antioxidanzien selbst und ihre Reaktionsprodukte im Bereich 400-700nm nicht absorbieren.

Die gemessenen Absorptionswerte sind in zufälliger Reihenfolge für alle drei Antioxidanzien in der folgenden Tabelle eingetragen.

Antioxidant Probe Nummer	A_X	A_Y	A_Z
1	0.42	0.44	0.38
2	0.35	0.39	0.20
3	0.27	0.34	0.10
4	0.24	0.30	0.10
5	0.23	0.27	0.09

Frage B2.2 Auf der Basis der Farbveränderung nach 20 Minuten nach Herstellung der Probe 3 sollt ihr eine Reihung der Antioxidationsaktivitäten von AO1, AO2 und AO3 erstellen. Tragt das Ergebnis in das Feld **B2.2** des *Antwortblattes* ein.

Frage B2.3 Berechnet die verbleibenden Mengen an DPPH. Tragt die Ergebnisse in die Tabelle **B2.3** im *Antwortblatt* ein.

Frage B2.4 Stellt auf **einem** Millimeterpapier für **alle** Proben die Abhängigkeit der verbleibenden DPPH-Menge von der Menge der zugegebenen Antioxidanzien grafisch dar. Benennt die Grafik als „graph B2.4“ Findet zu euren Wertepunkten möglichst gut passende Ausgleichsgerade, wo ihr einen linearen Abfall der Werte feststellen könnt. Findet damit heraus, welche Konzentration an Antioxidanzien notwendig ist, um 50% des ursprünglichen DPPH zu zersetzen. Diesen Wert nennt man den „EC₅₀-Wert“ (effektive Konzentration) des Antioxidans. Mit den gefundenen Werten und den angegebenen Werten von Gallussäure, (GA), Quercitin (QC) und Ellagsäure (EA) sollt ihr die Stoffe X, Y und Z mit den Namensabkürzungen aus der Tabelle oben zuordnen. Tragt die Ergebnisse in die Tabelle **B2.4** des *Antwortblattes* ein.

Nach dem Anpassen der Geraden an die Messwertepunkte in der grafischen Darstellung kann die Geradengleichung dieser Linie bestimmt werden. Die Standardform der Geradengleichung als lineare Funktion von zwei Variablen (x und y) lautet

$$y = ax + b$$

wobei a die Steigung ausdrückt und b den Ordinatenabschnitt. Wähle zwei Punkte an den Ende der Linie P1(x₁; y₁) und P2(x₂; y₂) und setze die Werte in die Gleichung

$$a = (y_2 - y_1) / (x_2 - x_1)$$

Achtung, dabei kein ein positiver oder ein negativer Wert herauskommen.
Aus der Steigung und den Koordinaten eines Punktes kann mit der Gleichung

$$b = y_1 - ax_1$$

der Ordinatenabschnitt berechnet werden.

Problem B3 (12 Punkte)

Ascorbinsäure (oder Vitamin C), 1912 entdeckt und 1928 isoliert, ist vermutlich der am besten bekannte Nahrungsbestandteil, welcher verschiedene Aufgaben im menschlichen Stoffwechsel erfüllt. Für ihre Arbeiten dazu erhielten Norman Haworth und Albert Szent-Györgyi Nobelpreise. Szent-Györgyi verbrachte auch einige Jahre in Szeged. Er nannte den neuen Stoff, den er isolierte „godnose“ („only god knows the identity“). Diese Bezeichnung wurde rasch abgelöst von „Hexuronsäure“ und schließlich „Ascorbinsäure“.

B3.1 Bestimmung des Ascorbinsäureäquivalents

Ascorbinsäure ist ein starkes Antioxidans mit einem EC_{50} -Massen-Wert von 10,4 mg, wie in einem Verfahren festgestellt wurde, das identisch ist zu dem heutigen Experiment. Ascorbinsäure wird weit verbreitet als Referenzmolekül für Antioxidanzientests eingesetzt. Das Ascorbinsäureäquivalent (AAEQ) einer Substanz wird bestimmt, indem man den EC_{50} -Wert von Ascorbinsäure dividiert durch den EC_{50} -Wert der zu bestimmenden Substanz.

$$AAEQ = EC_{50}(\text{Ascorbinsäure}) / EC_{50}(\text{Antioxidans})$$

Frage B3.1 Bestimme das Ascorbinsäureäquivalent (AAEQ) von Gallussäure, Quercetin und Ellagsäure mithilfe der EC_{50} -Massen-Werte, so wie unten beschrieben.

Berechnet die EC_{50} -Massen-Werte von Gallussäure, Quercetin und Ellagsäure in mg (auf 1 Dezimalstelle genau), indem ihr die molare Masse der Verbindungen und das gesamte Volumen der Reaktionsmischung verwendet. Dann könnte ihr den AAEQ für jedes Antioxidans berechnen. Die notwendigen Daten findet ihr in der Tabelle unten.

Tragt die Ergebnisse in die **Tabelle 3.1** auf dem *Antwortblatt* ein.

Material	molare Masse (g/mol)	Gesamtvolumen des DPPH-Tests
Gallussäure	170.1	2 mL
Quercetin	302.2	
Ellagsäure	302.2	

Teil C

Ungarn ist ein mitteleuropäisches Land, das im Zentrum des Karpatenbeckens liegt. Aufgrund seiner natürlichen Ressourcen und Traditionen im Laufe der Jahrhunderte von mühevoller Arbeit gebaut, ist dieses Land eine der wichtigsten Honig Exporteure in der Europäischen Union. Die Honigproduktion des Landes ist so bemerkenswert, dass auch zwei Arten von Honig - Akazienhonig und Seidenweiden-Honig - in die ‚Collection of Hungarikums‘ aufgenommen wurden. Diese Sammlung enthält bemerkenswerte ungarische Werte, die Merkmale, Einzigartigkeit, Besonderheiten und Qualitäten vereinen, die die hohe Leistung des ungarischen Volkes repräsentieren.

Bienen sind fliegende Insekten mit kräftigen, pelzigen Körpern, die eng mit Ameisen und Wespen verwandt sind. Honig wird von Honigbienen (*Apis mellifera*) durch das Sammeln von Nektar oder anderen Sekreten von Pflanzen hergestellt. Nach dem Sammeln und der Zugabe von Körpersekreten wird das Pflanzensekret gelagert und ein Reifeprozess setzt ein. Aufgrund seiner Zusammensetzung hat die Menschheit seit der Urzeit Honig verwendet, nicht nur als Nährstoffquelle, sondern auch als natürliches Heilmittel. Honig besteht aus zwei Hauptkomponenten: Kohlenhydraten (Fructose, Glucose) und Wasser (max. 20%). Proteine, Mineralien, Vitamine und Spurenelemente sind auch in Honig enthalten, jedoch nur in geringen Anteilen, weniger als 0,5% seiner Masse.

Aufgabe C1 (31 Punkte)

Honigbienen

Basierend auf der taxonomischen Einteilung gehören Honigbienen zum Stamm der Gliederfüßer (Arthropoda) und weisen ein charakteristisches äußeres Erscheinungsbild auf. In Abbildung 1 ist die typische Erscheinungsform einer Honigbiene dargestellt, wobei jedes Körperteil mit einer Nummer gekennzeichnet ist.

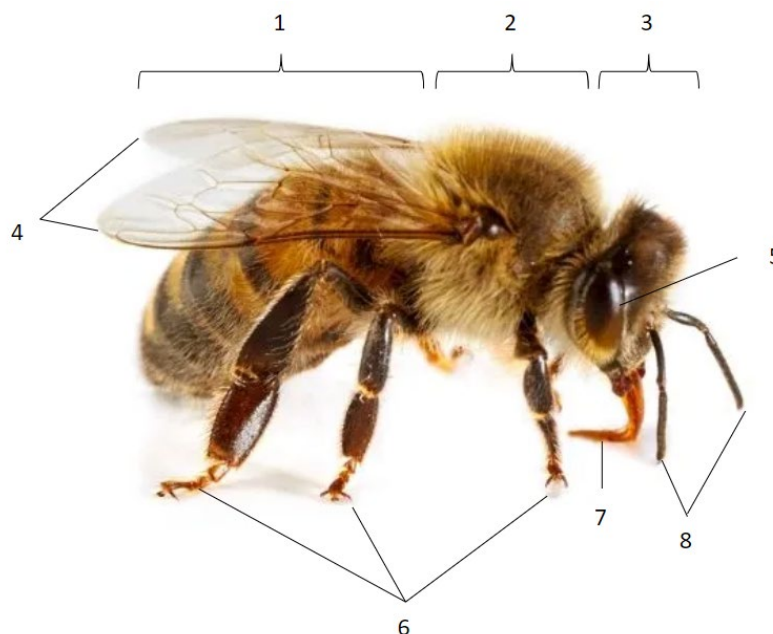


Abbildung 1. Körperbau der Honigbiene.

Frage C.1.1. Welche Körperteile gehören zu den angegebenen Zahlen (Abbildung 1.)! Achtung, es gibt sieben unnötige Antwortoptionen. Schreibe die Antwort in das Feld **C.1.1** am *Antwortbogen*.

- A) Deckflügel

- B) Antennen
- C) Kopfbruststück (Cephalothorax)
- D) Brust (Thorax)
- E) Facettenaugen
- F) Leckend-saugende Mundwerkzeuge
- G) Hautflügel
- H) Sprungbeine
- I) Gliederbeine
- J) Stechend-saugende Mundwerkzeuge
- K) Kammeraugen
- L) Stempelförmiger Saugrüssel
- M) Kopf
- N) Punktaugen
- O) Hinterleib (Abdomen)

Frage C.1.2. Zu welcher Ordnung von Insekten gehören die Honigbienen? Schreibe die Antwort in das Feld **C.1.2** auf dem *Antwortbogen*.

- A) Hymenoptera
- B) Lepidoptera
- C) Käfer
- D) Fliegen

Fortpflanzung von Honigbienen

Die Honigbiene ist eine eusoziale Spezies, d.h. sie lebt in großen Staaten (40.000-80.000 Individuen), in denen die Mehrheit der Mitglieder nicht fortpflanzungsfähig ist, sondern die fortpflanzungsfähigen Individuen unterstützt. Die Eier werden von der Königin gelegt, die in der Lage ist, sich mit Männchen zu paaren. Aus befruchteten Eiern (diploid), die von der Bienenkönigin gelegt werden, schlüpfen weibliche Bienen (oder Arbeiterinnen). Diese Individuen sind in Ausnahmefällen auch in der Lage Eier zu legen. Diese Eier sind jedoch unbefruchtet (haploid), woraus dann männliche Honigbienen (oder Drohnen) hervorgehen. Letzteres ist ein Modus der ungeschlechtlichen Fortpflanzung, der das Überleben der Art ohne Paarung sichert. In diesem Fall beginnt die ontogenetische Entwicklung (Individualentwicklung) aus den unbefruchteten Eiern, ohne dass eine männliche Geschlechtszelle, also ein Spermium, benötigt wird. In beiden Fällen schlüpfen die gelegten Eier (sowohl diploide als auch haploide) nach drei Tagen, und die Larven werden von den Arbeiterinnen gefüttert und gepflegt. Nach fünf bis sechs Tagen verwandeln sich die Larven in Puppen und 12 Tage später schlüpfen voll entwickelte Bienen.

Frage C.1.3. Welche Interaktion kennzeichnet den Pflegeakt der Arbeiterbienen am besten? Schreibe die Antwort in das Feld **C. 1.3.** auf dem *Antwortbogen*.

- A) Altruismus
- B) Kommensalismus
- C) Symbiose
- D) Konkurrenz

E) Räuber-Beute Beziehung

Frage C.1.4. Welches ist der richtige Begriff für die ontogenetische Entwicklung von Honigbienen? Schreibe die Antwort in das Feld **C. 1.4.** auf dem *Antwortbogen*.

- A) Epimorphose
- B) Metamorphose
- C) Anamorphose
- D) Hemimetabole Metamorphose

Frage C.1.5. Wie lautet die richtige Bezeichnung für die ungeschlechtliche Fortpflanzung der Honigbienen? Schreibe die Antwort in das Feld **C. 1.5.** auf dem *Antwortbogen* (ein Wort).

- A) Knospung
- B) Parthenogenese
- C) Hermaphroditismus
- D) Fragmentierung

Frage C.1.6. Finde mithilfe der obigen Beschreibung heraus, wie lange die Embryonalentwicklung (Eizustand) dauert. Schreibe die Antwort in das Feld **C. 1.6.** auf dem *Antwortbogen*.

- A) 3 Tage
- B) 5-6 Tage
- C) 12 Tage
- D) 21 Tage

Aufgabe C2 (22 Punkte)

Süßer Honig: Zuckergehalt des Honigs

Experiment 1.

Geräte und Materialien für diese Aufgabe:

- Honig
- 10 x 50 ml Falcon-Röhrchen
- Waage
- destilliertes Wasser
- Marker
- Kunststofflöffel
- Teststreifen und Farbskala (T1-C-P2)

Bestimme den Zuckergehalt von Honig mit Hilfe von Teststreifen (T 1-C-P2).

1. Bereite zunächst eine 40% ige (m/V%, 40 g/100ml) Honig-Lösung in einem Endvolumen von 40 ml in destilliertem Wasser vor (beschrifte das Röhrchen als „Stammlösung“).
2. Überführe 20 ml der Stammlösung in ein 50 ml Falcon-Röhrchen. Markiere es mit „1.“ Ausgehend von der Stammlösung, stelle eine serielle Verdünnungsreihe mit dem Faktor 2 (1:2) in Falcon-Röhrchen und 20 mL Endvolumen her. Beschrifte die weiteren Röhrchen mit "2." bis "8.".
3. Erstelle die serielle 1:2 Verdünnungsreihe mit destilliertem Wasser als Verdünnungsmittel und in einem Endvolumen von 20 ml. Verwende die Markierungen auf den Falcon-Röhrchen, um die entsprechenden Mengen abzumessen.
4. Für die richtige Durchmischung werden die Falcon-Röhrchen mit ihrem Deckel verschlossen und kräftig geschüttelt. Der Honiggehalt des letzten Röhrchens sollte 0,3125% (m/V%) betragen.
5. Bestimme den Zuckergehalt der letzten 3 zweifach-verdünnten Reihenverdünnungen wie folgt: Tauche den Teststreifen 1-2 Sekunden lang in die Zuckerlösung und ziehe ihn dann langsam und mit ständigem Kontakt zur Wand des Falcon-Röhrchens heraus (zur Entfernung überschüssiger Flüssigkeit).
6. Aufgrund einer chemischen Reaktion ändert der Teststreifen seine Farbe. Vergleiche nach 60 Sekunden die Farbe des Teststreifens mit der Farbskala und bestimme die Zuckerkonzentration der letzten 3 Verdünnungen.

Wenn du Schwierigkeiten hast, die Verdünnungsreihe vorzubereiten, bitte zunächst einen Teamkollegen um Hilfe (keine Punkteabzüge).

Wenn du immer noch Schwierigkeiten mit der Aufgabe hast, bitte einen Lehrer um Hilfe. Er wird dir eine detaillierte Beschreibung zur Durchführung der Verdünnungsreihe geben, dafür werden dir aber 15 Punkte abgezogen.

WICHTIG! Werft die Verdünnungsreihe anschließend nicht weg, ihr werdet sie später noch brauchen!!!

Frage C.2.1. Bestimme die Zuckerkonzentration der letzten 3 Verdünnungen in **g/L** (6., 7., 8. Falcon-Röhrchen)! Der Teststreifen bestimmt die Zuckerkonzentration in mmol/L. (Die molekulare Masse von Glucose und Fructose ist gleich: 180 g/mol. Die Teststreifen unterscheiden nicht zwischen Glucose und Fructose, die festgestellte Zuckerkonzentration bezieht sich auf den Gesamtzuckergehalt). Schreibe die Buchstaben deiner Antworten in die Tabelle C. 2.1. auf dem Antwortbogen.

- A) 0,025 g/l
- B) 12,5 g/L
- C) 0,1 g/L
- D) 3,125 g/L
- E) 0,5 g/L
- F) 0,3125 g/L
- G) 2,5 g/L
- H) 1,25 g/L
- I) 10 g/L
- J) 1 g/L
- K) 0,625 g/L
- L) 5 g/L
- M) 0,25 g/L
- N) 6,25 g/L
- O) 0,05 g/L

Frage C.2.2. Berechne unter Berücksichtigung der Verdünnungsreihe/der gemessenen Zuckerkonzentrationen den ursprünglichen (unverdünnten) Zuckergehalt des Honigs in g/L. (Die molekulare Masse von Glucose und Fructose ist gleich: 180 g/mol. Die Teststreifen unterscheiden nicht zwischen Glucose und Fructose, die festgestellte Zuckerkonzentration bezieht sich auf den Gesamtzuckergehalt). Welche ist die richtige Antwort? Schreibe die Antwort in das Feld **C. 2.2.** auf dem *Antwortbogen*.

- A) 320 g/L
- B) 1760 g/L
- C) 800 g/L
- D) 640 g/L
- E) 4400 g/L

Aufgabe C3 (47 Punkte)

Achtung: Experiment 3 erfordert 30 Minuten Wartezeit und 20-30 Minuten Beobachtungszeit.

Süßer Honig: sein Zuckergehalt und die Verwendbarkeit von Zucker

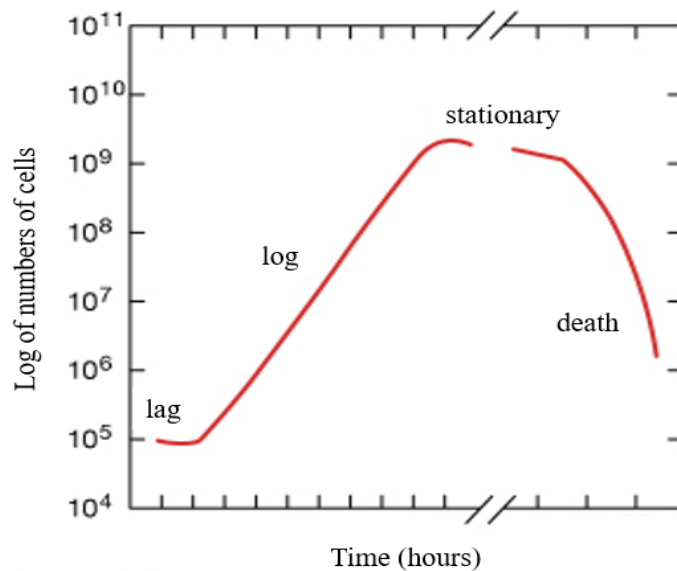
Im vorigen Abschnitt haben wir festgestellt, dass Honig einen beträchtlich hohen Zuckergehalt hat. Bestimmte Mikroorganismen wie die Hefe *Saccharomyces cerevisiae* können aus Glukose Alkohol und Kohlenstoffdioxid (CO_2) produzieren. Während die Alkoholproduktionsfähigkeit von Hefen beispielsweise zur Bierherstellung genutzt wird, ist ihre CO_2 -Produktionsfähigkeit für die Herstellung von Brot und Backwaren von Vorteil, da sie den Teig „aufbläht“. Die verfügbaren Zuckermengen bestimmen jedoch stark die Aktivität von *Saccharomyces cerevisiae*. Einerseits führt ein hoher Zuckergehalt des Kulturmediums zu einer Substrathemmung, was bedeutet, dass Hefezellen sich nicht effektiv vermehren können und ihre Stoffwechselprozesse blockieren. Es führt jedoch nicht zu einer vollständigen Wachstumshemmung (in diesem Fall verursachen Honigkonzentrationen mit mehr als 45% (m/V%) diesen Effekt). Andererseits liefert ein niedriger Zuckergehalt des Kulturmediums nicht genügend Nahrung für Hefen, daher hören sie auf zu wachsen, und erreichen die stationäre Phase früher mit niedrigeren OD₆₀₀ Wert.

In einem Labor wird die Wachstumskurve eines Mikroorganismus üblicherweise mit einer photometrischen Methode bestimmt. Während dieser Methode nehmen wir, nach der Inokulation mit Mikroorganismen (wenn Mikroorganismen in frisches Kulturmedium beimpft werden) zu bestimmten Zeitpunkten Proben aus mikrobiellen Kulturen und messen deren optische Dichte bei 600 nm (OD₆₀₀). Mit dieser Methode kann eine Wachstumskurve erstellt werden, die nur auf den Zeitpunkten der Probenahmen (x-Achse) und den entsprechend gemessenen OD₆₀₀-Werten (y-Achse) basiert.

Umweltparameter wie die oben erwähnte Zuckerkonzentration oder Temperatur, pH-Wert usw. beeinflussen ebenfalls stark das Wachstum von *Saccharomyces cerevisiae*.

Aus diesem Grund verstehen wir jetzt, warum es wichtig ist, dass Zucker in angemessenen Mengen in dem Kulturmedium vorhanden sein muss. Bei richtiger Menge finden Hefezellen ihre idealen Bedingungen, um sich bei aktivem und schnellem Stoffwechsel effektiv zu vermehren, und produzieren gleichzeitig auch CO_2 in hohen Mengen.

Die Wachstumskurve in Abbildung 2 zeigt die Vermehrungsrate von Mikroorganismen.



© Encyclopaedia Britannica, Inc.

Abbildung 2.

Die Wachstumskurve eines Mikroorganismus.

In einer frischen Kulturbrühe passen sich die Mikroorganismen zunächst an ihre Umgebung an. Im optimalen Fall dauert dies nur wenige Stunden (max. 10 Stunden). Diese Phase nennen wir „lag“ - Phase. Danach beginnen sich die Zellen schnell zu vermehren, daher verdoppelt sich die Zellzahl übermäßig (logarithmische („log“) oder exponentielle Phase). Wenn der OD_{600} -Wert um 40% höher ist, als der zuvor gemessene OD_{600} -Wert, befindet sich die Kultur in der logarithmischen Phase (z.B. wenn die Differenz zwischen zwei aufeinanderfolgenden Datenpunkten größer als 40% ist, dann ist der frühere Zeitpunkt das Ende der lag Phase, der spätere Zeitpunkt der Beginn der log Phase). Dann erreichen Mikroorganismen eine maximale Zellmenge, bei der sich die Zellproliferation und die Zelltodereignisse gegenseitig ausgleichen (stationäre/„stationary“ Phase). Wenn die OD_{600} -Wertdifferenz zwischen zwei Probenahmepunkten weniger als 10% beträgt, befindet sich die Kultur in der stationären Phase. Danach erreicht die Kultur eine Absterbephase (als „death“ gezeigt in Abbildung 2), wenn Zelltod Ereignisse die Proliferations-Ereignisse übersteigen, was letztlich zu einer Verringerung der Zellzahlen führt.

Experiment 2

Geräte und Materialien für diese Aufgabe:

- Millimeterpapier und Datensätze (A und B), (T1-C-P3 / 1)
- Lineal
- Stift
- Bleistift
- Radiergummi

Zeichne anhand der gegebenen Daten (T1-C-P3/1; Datensatz „A“ und „B“) die Wachstumskurven der *Saccharomyces cerevisiae* Kulturen unter den Bedingungen „A“ und „B“ (verschiedene zuckerhaltige Kulturmedien) in Bezug auf Probenahmezeit (x-Achse) und OD₆₀₀-Messungen (y-Achse). Verwende für die Erstellung der Diagramme das Millimeterpapier.

Datensatz "A"	
Zeit (Stunden)	OD ₆₀₀
0	0.1
5	0.12
10	0.24
15	0.48
20	0.96
25	1.4
30	1.48
35	1.52
40	1.52
45	1.54

Datensatz "B"	
Zeit (Stunden)	OD ₆₀₀
0	0.1
5	0.12
10	0.15
15	0.18
20	0.25
25	0.42
30	0.84
35	1.34
40	1.52
45	1.53

Frage C.3.1. Bestimme in beiden Diagrammen (aus den Datensätzen „A“ und „B“) und basierend auf den Informationen im Einleitungstext, die ungefähren Endpunkte der lag-Phasen. Schreibe die ungefähre Antwort ins Feld **C.3.1.A. für den Datensatz "A"** und **C.3.1.B. für den Datensatz "B"** am *Antwortbogen*. (Wählt einen Buchstaben für jeden Datensatz!)

- A) 5 Stunden
- B) 10 Stunden
- C) 15 Stunden
- D) 20 Stunden

Frage C.3.2. Bestimme in beiden Diagrammen (aus den Datensätzen „A“ und „B“) und basierend auf den zusätzlichen Informationen im Text, zu welchem Zeitpunkt der Probenahme die jeweilige *S. cerevisiae*- Kultur die stationäre Phase erreicht! Schreibe die entsprechende Antwort in das Feld **C.3.2.A. im Fall von Datensatz "A"** und **C.3.2.B. im Fall von Datensatz "B"**

"B" am *Antwortbogen*. (Wähle einen Buchstaben für jeden Datensatz!)

- A) 15 Stunden
- B) 20 Stunden
- C) 25 Stunden
- D) 30 Stunden
- E) 35 Stunden
- F) 40 Stunden
- G) 45 Stunden

Frage C.3.3. Basierend auf den obigen Informationen (Aufgabe C3) und dem Vergleich der beiden Wachstumskurven (A und B), welche Kurve würdet ihr als optimal beurteilen? Schreibe die Antwort in das Feld **C.3.3.** am *Antwortbogen*.

- A) "A" Wachstumskurve
- B) "B" Wachstumskurve

Frage C.3.4. Welche der beiden Bedingungen (A oder B) ähnelt mehr dem Fall der Substrathemmung? Schreibe die Antwort in das Feld **C. 3. 4.** am *Antwortbogen*.

- A) "A" Wachstumskurve
- B) "B" Wachstumskurve

Frage C.3.5. Basierend auf den gegebenen Informationen (Aufgabe C3), was könnte die Wachstumshemmung zu Beginn verursacht haben? Schreibe die Antwort in das Feld **C.3.5.** am *Antwortbogen*.

- A) Der verfügbare Zucker (Hauptkohlenhydrat-Nährstoff) wurde verbraucht
- B) Ein hoher Zuckergehalt des Kulturmediums hemmte das Wachstum
- C) Zelltod von *S. cerevisiae*
- D) Produkt Inhibierung (z.B. Alkohol)

Experiment 3

Geräte und Materialien für dieses Aufgabe:

- Honigverdünnungen in Falcon-Röhrchen (gekennzeichnet mit den Nummern 1 bis 8) aus dem vorherigen Experiment ('Experiment 1.')
 - Trockenhefe („Élesztő“; T1-C-P3 / 2)
 - Löffel
 - Wiegeboot
 - Waage
 - Luftballons
 - Timer
1. Füge 1 g Hefe zu jeder in 'Experiment 1' hergestellten zweifachen Reihenverdünnung hinzu (verwendet das Wiegeboot, den Löffel und eine Waage).
 2. Schließe dann die Falcon-Röhrchen und drehe die Proben auf den Kopf und wieder zurück, bis das Pellet sich löst und die Lösungen vollständig homogenisiert sind.
 3. Nimm dann die Deckel ab und ziehe einen Ballon über jedes Falcon-Röhrchen, wie in Abbildung 3 gezeigt. (Falls erforderlich, kannst du ein Teammitglied oder einen Lehrer um Hilfe bitten. Dies kostet keinen Punkteabzug.) Der Hals des Ballons sollte direkt am Hals des Falcon-Röhrchens (Oberseite) platziert werden, wo sich der Deckel schließt, wenn er festgezogen wird. Drücke die Luft aus dem Ballon, bevor du ihn drüberziehst.
 4. Nach 30 Minuten beginne mit den Beobachtungen und notiere Änderungen für die nächsten 20 bis 30 Minuten! Mach dir während des Experiments Notizen!
 5. Beobachte das Ergebnis und beantworte die folgenden Fragen.

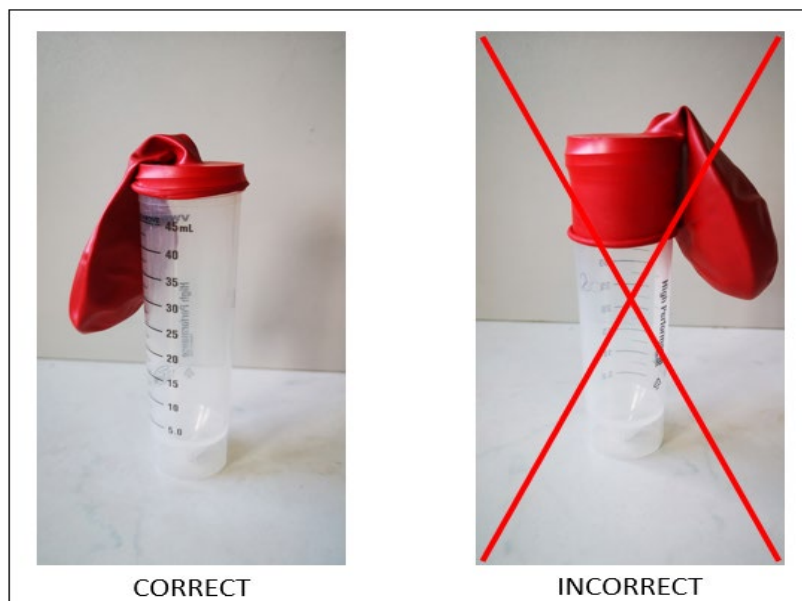


Abbildung 3.

Korrekte Position (links) des Luftballons am Falcon-Röhrchen.

Frage C.3.6. Basierend auf dem Wachstum von *Saccharomyces cerevisiae*, welche Röhrchen haben die optimalen Wachstumsbedingungen hinsichtlich der beobachtbaren CO₂-Produktion? Schreibe die entsprechende Röhrchen Nummern in die Felder in **C. 3. 6.** am *Antwortbogen*.

- A) 4. Röhrchen
- B) 5. Röhrchen
- C) 6. Röhrchen
- D) 8. Röhrchen

Frage C.3.7. In welchen Fällen habt ihr ein nicht optimales Wachstum basierend auf der CO₂-Produktion beobachtet? Schreibe die Nummer(n) der entsprechenden Falcon-Röhrchen in die Felder in **C. 3. 7.** am *Antwortbogen*.

- A) 1. Röhrchen
- B) 4. Röhrchen
- C) 5. Röhrchen
- D) 8. Röhrchen

Frage C.3.8. Basierend aus den Experimenten (Experiment 2 und 3) und den Informationen aus dem Text, bestimmt die Verdünnungen (Röhrchennummern), denen die Wachstumskurven (aus Experiment 3, Datensatz „A“ und „B“) am ehesten entsprechen! Schreibt die Antwort in das Feld **C.3.8.A. im Fall des Datensatz „A“** und **C.3.8.B. im Fall von Datensatz "B"** am *Antwortbogen*. (Wähle einen Buchstaben für jeden Datensatz!)

- A) 1. Röhrchen
- B) 4. Röhrchen
- C) 6. Röhrchen
- D) 8. Röhrchen

Frage C.3.9. Was könnte der Grund sein, dass im Fall von Röhrchen 8 nur eine geringe Gasproduktion beobachtet werden konnte?

- A) Die Reproduktion von *S. cerevisiae* wurde durch den pH-Wert gehemmt
- B) Die Kohlenhydrat-aktiven Enzyme von *S. cerevisiae* wurden gehemmt
- C) Der verfügbare Zucker (Hauptkohlenhydrat-Nährstoff) war zu gering
- D) Produkthemmung (z.B. Alkohol)

Aufgabe 2

Theiß “der blonde Fluss”



photo: Péter Vankó

**11. 05. 2021.
Szeged
Ungarn**

Theiß, “der blonde Fluss”

Die Theiß ist der Hauptfluss Ostungarns und fließt von den Ostkarpaten durch die Große Ungarische Ebene in die Donau. Seine Gesamtlänge betrug 1419 km, wurde jedoch durch Regulierungsarbeiten im 19. Jahrhundert auf 962 km verkürzt. Der Fluss entwässert 156.000 km². Früher wurde es „der ungarischste Fluss“ genannt, weil er vollständig im historischen Königreich Ungarn floss. Heute beginnt die Theiß in der Ukraine am Zusammenfluss von weißer und schwarzer Theiß, sammelt Wasser auch aus der Slowakei, Rumänien und Ungarn und mündet in Serbien in die Donau.

An der ukrainisch-ungarischen Grenze ist die Theiß ein schneller und grüner Fluss, der Kieselsteine in seinem Bett rollt. 50 km weiter wird er „blond“, da sich der Szamos, ein Fluss mit Ursprung in Rumänien, mit seinem sandbraunen Wasser dazu mischt. Wenn die Theiß in Richtung Szeged fließt, wird sie immer langsamer und auch ihr Geschiebe wird immer feiner. Wenn ihr auf der dem Stadtzentrum von Szeged gegenüberliegenden Seite am Fluss entlang geht oder eine Paddeltour mit einem Kajak oder Kanu unternimmt, findet ihr diesen sehr feinen gelben Sand.

Die Theiß ist der „lebensspendende“ Fluss von Szeged und Ungarn. Neben seiner einzigartigen Tierwelt und seinem Ökosystem spielt er auch eine wichtige Rolle in der Feldfruchtproduktion. 90% Ungarns sind von Dürre bedroht, die die Landwirtschaft des Landes stark beeinflussen könnte. Die pflanzenbiologische Forschung in Szeged reicht mehr als 100 Jahre zurück und konzentriert sich darauf, wie die Nachteile der Dürre und der Züchtung dürreresistenter Pflanzen behoben werden können. In **Teil A** werden wir die Auswirkungen von Trockenstress auf Pflanzen untersuchen, deren Verständnis Forschern helfen könnte, neue dürrerotolerante Pflanzenarten zu züchten.

In **Teil B** werdet ihr mit einem Problem unserer modernen Gesellschaften konfrontiert: Umweltverschmutzung. Die Theiß ist sehr anfällig für Wasserverschmutzungen, da sie in Ungarn einen langen, kurvenreichen Weg hat und große Gebiete an Flussufern abdeckt, von denen aus nahe gelegene Industrie- und Landwirtschaftsstandorte Verschmutzungen in die Wasserströme freisetzen können. Beispiele für umweltschädliche Verbindungen sind Nitratsalze. In jüngster Zeit wurden in Proben, die entlang der Theiß gesammelt wurden, signifikante Mengen an Nitritenverschmutzung entdeckt, aber der Ursprung der Kontamination ist nicht bekannt. Kommt die Verschmutzung von einer Fabrik, die neben den Ufern der Theiß gebaut wurde, oder von einem landwirtschaftlichen Standort neben einem der Nebenflüsse der Theiß? In diesem **Teil B** ist es Ihre Herausforderung, die Kontaminationsquellen zu lokalisieren!

In **Teil C** werdet ihr auf das überraschende Verhalten von granulierten Materialien stoßen. Das relevanteste Material in unserem Thema Theiß ist natürlich der gelbe Sand, aber ihr werdet auch mit schwarzem Vulkansand und Mohn arbeiten. In euren Experimenten im Labor messt und untersucht ihr den Schüttwinkel, die Dichte, die Muster der spontanen Entmischung und das Verklemmen. Darüber hinaus wertet ihr in Budapest durchgeführte optische Messungen zur Sedimentation der schwarzen Sandprobe aus.

Teil A

Theiß ist der "lebensspendende" Fluss von Szeged und Ungarn. Neben seiner einzigartigen Tierwelt und seinem Ökosystem spielt er auch eine wichtige Rolle in der Landwirtschaft. 90% Ungarns sind von Dürre bedroht, die die Landwirtschaft des Landes stark beeinflussen könnte. Die pflanzenbiologische Forschung in Szeged reicht mehr als 100 Jahre zurück und konzentriert sich darauf, wie die Nachteile der Dürre und der Züchtung dürreresistenter Pflanzen behoben werden können.

Eine anhaltende Dürre/Trockenheit beeinträchtigt die Anfälligkeit der meisten Pflanzen. Die Stressreaktion hängt von verschiedenen Faktoren ab, wie der Intensität des Stresses, seiner Dauer, dem physiologischen und Entwicklungsstatus einer Pflanze oder ihrem Genotyp. Infolge von Wassermangel wird die Homöostase von

Pflanzen gestört, was zu einer Verminderung des Sprosswachstums, der Größe der Blattoberfläche und der photosynthetischen Aktivität führt sowie die Alterung der Blätter beschleunigt. Durch anhaltende Dürre nehmen auch der Ertrag und die Qualität der Pflanzen ab. Die Stressreaktion von Pflanzen zeigt einen spezifischen Reaktionsablauf (Kinetik). Als Resultat der Dürre reagieren Pflanzen mit einem schnellen Schließen der Stomata, um die Transpiration von Blättern zu verringern. Langfristig nimmt die photosynthetische Aktivität zusammen mit der Menge an photosynthetischen Pigmenten ab, was die Biomasseproduktion verringert und die Akkumulation reaktiver Sauerstoffspezies (ROS – reactive oxygen species) erhöht, wodurch die Seneszenz (biologische Alterung) der Blätter erhöht wird.

In dürretoleranten Pflanzen könnte die Anreicherung verschiedener kompatibler osmotischer Verbindungen (Glycinbetain, Prolin, Zuckeralkohole) sowie Antioxidantien die erfolgreiche Akklimatisierung unterstützen. In diesem Teil werden wir die Auswirkungen von Trockenstress auf Pflanzen untersuchen, deren Verständnis Forschern helfen könnte, neue dürretolerante Pflanzenarten zu züchten.

A1. Wie können wir die kurzfristigen Auswirkungen von Trockenstress in Pflanzen erkennen? **A2.** Wie wirkt sich anhaltender Trockenstress auf Pflanzen aus? **A3.** Wie verteidigen sich Pflanzen gegen Trockenstress?

Aufgabe A1 (32 Punkte)

Wir können die schnelle Stressreaktion von Pflanzen überwachen, indem wir ihren Spaltöffnungs-Verschluss messen.

Stomata befinden sich in der Epidermis von Blättern und spielen eine wichtige Rolle bei der Regulierung des Wasserhaushalts und der CO₂-Aufnahme. Ein Stoma besteht aus zwei Schließzellen („guard cells“), die die Größe der dazwischen liegenden stomatalen Poren regulieren. Der offene und geschlossene Zustand der Stomata wird durch verschiedene Umweltfaktoren (z. B. Licht / Dunkelheit, Temperatur, CO₂) und endogene Signale (z. B. Abscisinsäure, ROS) reguliert. Infolge von Stress schließen sich Stomata schnell, was stark durch das Hormon Abscisinsäure (ABA) bestimmt wird, dessen Konzentration auch in Blättern während der Dürre schnell ansteigt. Die direkte Ursache für den Stomaverschluss ist eine Abnahme des Turgordrucks der Schließzellen infolge von ABA-aktivierten Ionenkanälen, durch die K⁺ und Cl⁻-Ausfluss aus den Schließzellen erfolgt, gefolgt von passivem Wasseraustritt.

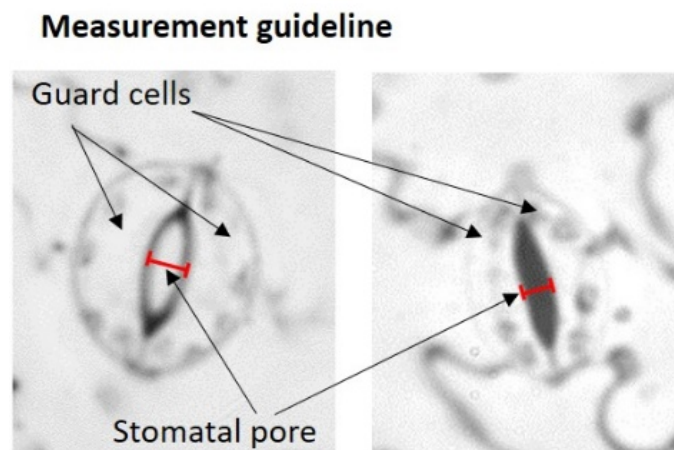


Abbildung 1. Geöffnetes Stoma (links) und geschlossenes Stoma (rechts) mit Richtlinien zur Messung der Spaltöffnungen (rote Linie kennzeichnet, wo der Durchmesser gemessen wird).

Der offene bzw. geschlossene Zustand der Stomata kann durch Mikroskopie unter Verwendung von abgelösten dünnen Epidermis-Schichten von Blättern gemessen werden. In diesem Experiment beginnt die Behandlung der Pflanzen mit dem künstlichen Trockenstress um 9:00. Wir bereiten Epidermis-Schichten aus gut bewässerten Pflanzen sowie Pflanzen, die Trockenstress ausgesetzt waren, mit einer Pinzette vor. Epidermale Schichten sollten aus Gründen des Vergleichs aus Blättern mit gleichem / ähnlichem Entwicklungsstadium erhalten werden. Die frischen Proben werden dann sofort in einen Tropfen

Pufferlösung auf einem Objektträger überführt, den wir dann mit einem Deckglas abdecken. Die frischen Präparationen werden dann unter ein Mikroskop gestellt und mit der gleichen Vergrößerung (z.B. 400x) werden Bilder aufgenommen. Wir messen dann die Durchmesser aller Spaltöffnungen auf jedem Bild, berechnen den Durchschnitt pro Bild und stellen die Ergebnisse in einem Diagramm dar.

Geräte und Materialien für diese Aufgabe:

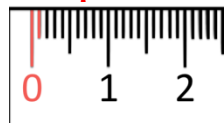
- Lineal
- Stift
- Taschenrechner

A1.1 Messung der Stomata-Öffnungen.

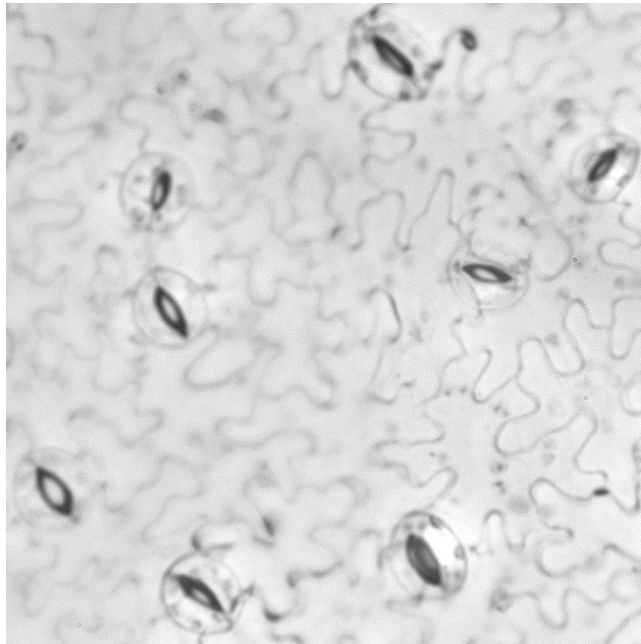
Mit einem Lineal können wir die Durchmesser der Dürre-induzierten (Trockenstress) Stomata Poren in den Bildern der Epidermis-Schichten, die zu verschiedenen Zeitpunkten aufgenommen wurden, messen.

Achtung!

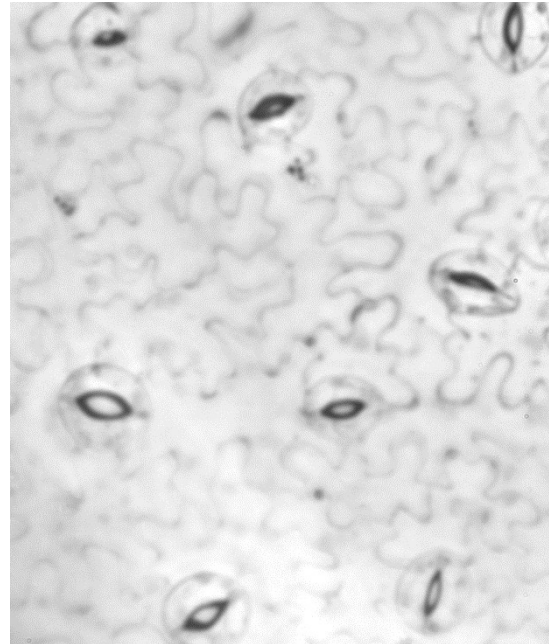
Überprüft euer Lineal an der gedruckten Vorlage vor den Messungen!



Kontrolle 9:00



Trockenstress 9:00

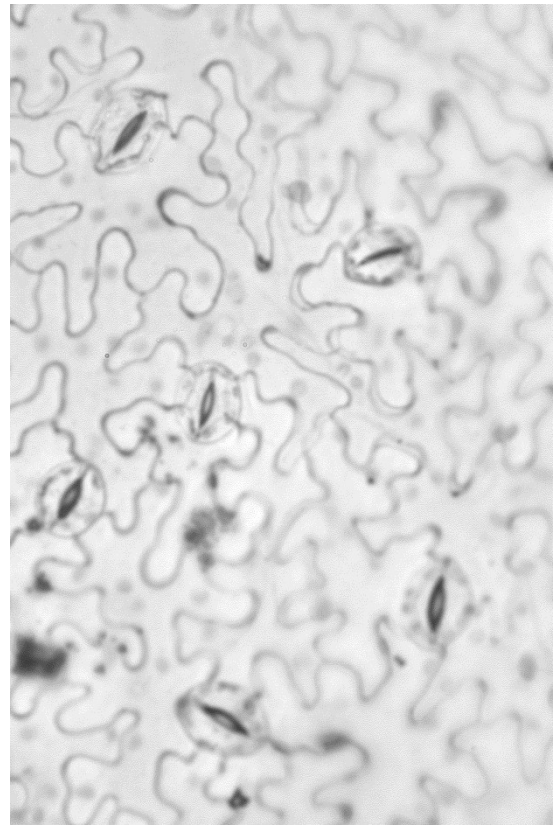


Kontrolle 10:00

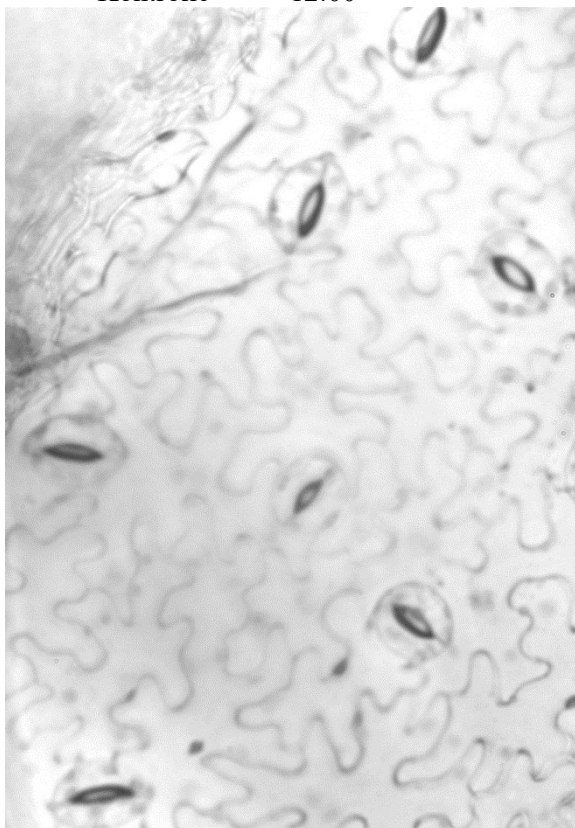
Trockenstress 10:00



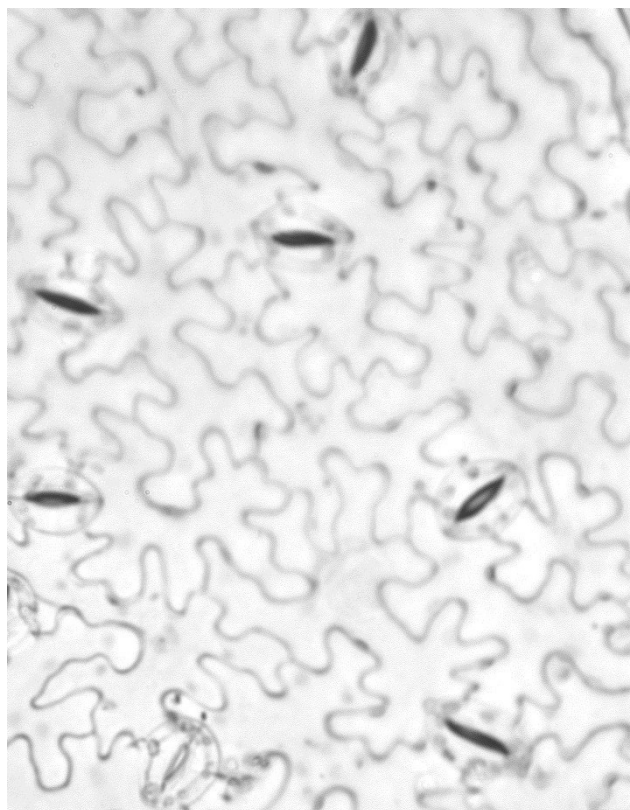
Kontrolle 12:00



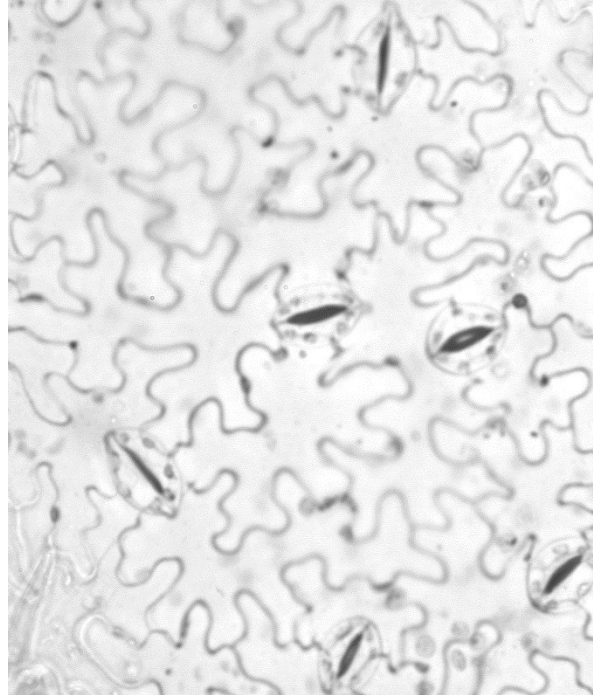
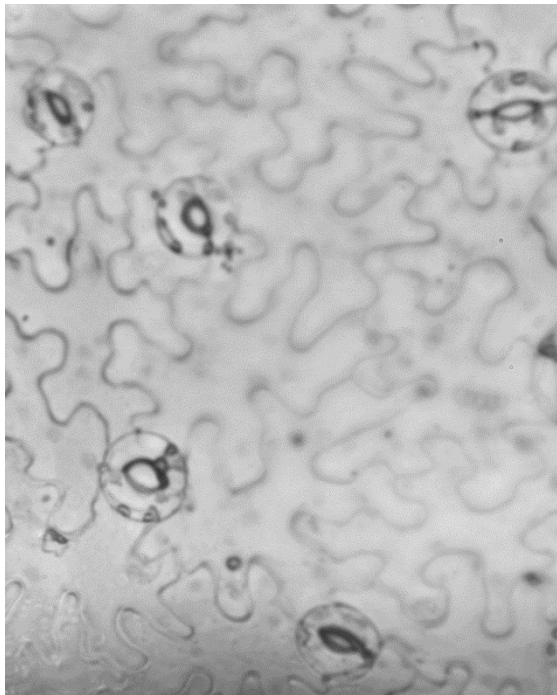
Trockenstress 12:00



Kontrolle 15:00



Trockenstress 15:00



Miss den Durchmesser aller Spaltöffnungen in den Bildern der Epidermis-Präparate zu jedem Zeitpunkt und für jede Behandlung (Kontrolle und Trockenstress). Bestimme den Durchmesser für alle Spaltöffnungen in jedem Foto. (Verwende den äußeren Rand der Pore als Start bzw. Endpunkt, wie in Abbildung 1 (Einleitung) gezeigt).

Schreibe deine Messungen in die folgende Tabelle (diese Tabelle wird nicht beurteilt!)

Behandlung	Ergebnis (mm)
Kontrolle 9:00	
Trockenstress 9:00	
Kontrolle 10:00	
Trockenstress 10:00	
Kontrolle 12:00	
Trockenstress 12:00	

Kontrolle 15:00	
Trockenstress 15:00	

Frage A1.1 Basierend auf deinen Messungen aus obiger Tabelle, ermittle die Mittelwerte zu jedem Zeitpunkt und für jede Behandlung und wähle den Buchstaben des am nächsten liegenden Wertes! Schreibe die Antwort in das Feld **A1. 1** auf dem *Antwortbogen*.

Behandlung	Mittelwert (mm)
Kontrolle 9:00	A) 2.91 B) 2.53 C) 3.01 D) 1.70
Trockenstress 9:00	A) 2.43 B) 1.40 C) 2.89 D) 3.31
Kontrolle 10:00	A) 1.56 B) 2.81 C) 2.32 D) 3.07
Trockenstress 10:00	A) 1.60 B) 1.11 C) 1.93 D) 2.02
Kontrolle 12:00	A) 2.67 B) 2.59 C) 1.66 D) 2.37
Trockenstress 12:00	A) 1.00 B) 1.82 C) 2.08 D) 2.11
Kontrolle 15:00	A) 2.20 B) 3.13 C) 3.20 D) 2.96
Trockenstress 15:00	A) 0.90 B) 1.53 C) 1.29 D) 1.78

3 cm auf dem Bild entsprechen 100 µm!

Frage A1.2 Basierend auf den Mittelwerten, berechne die tatsächliche Größe (Größe in Wirklichkeit) der Stomata in Kontrolle und Trockenheits-gestressten Pflanzen für die Zeitpunkte 9.00 und 15:00 Uhr! Schreibe die Ergebnisse in das Feld **A1. 2** auf dem *Antwortbogen*. 3 cm im Bild = 100 µm.

Frage A1.3 Berechne, um wie viel sich die Porengröße der Stomata in den weniger als 6 Stunden aufgrund des Trockenstress verändert hat! Gib die Antwort in µm an. Schreibe das Ergebnis in das Feld **A1. 3** auf dem *Antwortbogen*.

Frage A1.4 Berechne, wie viel Prozent der Stomata in Trockenheits-gestressten Pflanzen um 15:00 geöffnet sind, im Vergleich zur Kontrolle (100% geöffnet)! Gib die Antwort in Prozent

an! Schreibe die richtige Antwort in das Feld **A1. 4** auf dem *Antwortbogen*.

Frage A1.5 Basierend auf den experimentellen Ergebnissen, wie verändert sich der physiologische Zustand in den Blättern der Trockenheits-gestressten Pflanzen im Vergleich zur Kontrolle um 9:00 Uhr? Schreibe die Antwort in das Feld **A1. 5** auf dem *Antwortbogen*.

- A) Es gibt keine signifikanten Unterschiede in der Transpiration
- B) Die Wasseraufnahme ist größer
- C) Die Stomata sind geschlossen
- D) Die CO₂ -Aufnahme nahm ab

Frage A1.6 Welche physiologische Veränderung konnte auf der Grundlage der experimentellen Daten um 15:00 Uhr in den Blättern der Trockenheits-gestressten Pflanzen beobachtet werden? Schreibe die Antwort in das Feld **A1. 6** auf dem *Antwortbogen*.

- A) Es gibt keinen signifikanten Unterschied in der Stomata-Bewegung
- B) Die Wasseraufnahme ist größer
- C) Die Transpiration nimmt zu
- D) Die CO₂ -Aufnahme nimmt ab

Frage A1.7 In Bezug auf die Trockenstress-Toleranz, könnte die Züchtung welcher Arten von Pflanzen ein Ziel für Wissenschaftler sein? Schreibe die richtige Antwort in das Feld **A1. 7** auf dem *Antwortbogen*.

- A) Pflanzen mit einer geringen Anzahl an Stomata
- B) Pflanzen mit großen Stomata
- C) Pflanzen mit hohen ABA-Konzentrationen
- D) Pflanzen mit schneller ABA-Produktion

Aufgabe A2 (32 Punkte)

Die Auswirkung einer dauerhaften Trockenheit auf Pflanzen kann durch Änderungen der Menge an photosynthetischen Pigmenten in Blättern festgestellt werden.

Die Funktion eines photosynthetischen Pigments liegt in seiner Fähigkeit, Lichtenergie in den Chloroplasten von Pflanzenzellen zu binden. Zu ihren Merkmalen zählt das erweiterte konjugierte Doppelbindungssystem, durch das sie mit Photonen des sichtbaren Spektrums (390 - 750 nm) angeregt werden können.

Die Energie der Photonen des sichtbaren Spektrums reicht aus, um eine photochemische Reaktion auszulösen. Photosynthetisierende Organismen haben verschiedene Arten von photosynthetischen Pigmenten, die sich sowohl in ihrer Struktur als auch in ihrer Funktion unterscheiden. Chlorophylle sind die wichtigsten photosynthetischen Pigmente in höheren Pflanzenfamilien, die sowohl bei der Bindung von Lichtenergie als auch bei der Umwandlung von Lichtenergie in chemische Energie (Ladungstrennung) eine Rolle spielen. Chlorophylle enthalten vier Pyrrolringe sowie einen isocyclischen Pentanonring, der eine sogenannte Chlorin-Struktur bildet. Das Magnesiumion befindet sich im Zentrum einer Chlorin-Struktur. An die Chlorin-Struktur ist auch eine 20 Kohlenstoffatome lange Phytolkette gebunden.

In höheren Pflanzen findet man Chlorophyll a (bläulich-grüne Farbe) und b (gelblich-grüne Farbe), die bei verschiedenen Wellenlängen absorbieren, und deren Menge sowie deren Verhältnis aufgrund von Stress variiert werden kann. Neben Chlorophyll finden sich noch weitere Pigmente in Pflanzen, die Lichtenergie binden und diese auf Chlorophyllpigmente übertragen (Energieübertragung). Diese Pigmente sind nicht an der Ladungstrennung beteiligt, spielen jedoch eine Rolle bei der Verhinderung von Schäden, die durch übermäßiges Licht verursacht werden (z. B. Antioxidationsfunktion). Solche Pigmente umfassen Carotinoide (40-Kohlenstoffatome, dunkelgelb-orange Farbe), Xanthophyll-Moleküle (hellgelbe Farbe), die zu einer der Untergruppen der Carotinoide gehören, die eine wichtige Rolle bei Lichtschutzprozessen spielen, durch Ableitung von Wärme aus überschüssiger Energie.

Während des Experiments werden photosynthetische Pigmente aus den Blättern von Kontrollpflanzen sowie aus Pflanzen, die einem Trockenstress ausgesetzt wurden, extrahiert. Nach der Auftrennung der Pigmente werden die Menge und die Zusammensetzung der Pigmente verglichen.

Geräte und Materialien für dieses Problem:

- Proben von Kontrollpflanzen (T2-A-2/1) und Pflanzen die Trockenstress ausgesetzt waren (T2-A-2/2)
- Spatel
- 2x Wägeschiff groß
- 2x 15 ml Falcon-Röhrchen
- 2x 50 ml Falcon-Röhrchen
- 3 x Plastik Pasteur Pipetten
- 2x Chromatographie Papier (T2-A-2/3)
- Becherglas (250 ml)
- Aceton (10 ml)
- Aceton-Petrolether 8:92 (10 ml) (T2-A-2/4)
- Kunststoff-Pinzette
- Waage
- Lineal, Marker, Bleistift, Stift
- Taschenrechner
- Timer

SICHERHEITSWARNUNGEN!

Haltet Aceton von Hitze, heißen Oberflächen, Funken, offenen Flammen und anderen Zündquellen fern.

Atmet keinen Acetondampf ein.

Schützt Eure Augen vor Aceton.

A2.1 Nachweis von Veränderungen in photosynthetischen Pigmenten

1. Stelle ein Wägeboot auf eine Waage, drücke die Tara-Taste (setze das auf der Waage angezeigte Gewicht auf Null zurück) und entnimm mit dem Spatel 0,25 g aus einer der Pflanzenproben.
2. Wiederhole den Vorgang mit der anderen Probe.
3. Beschrifte mit einem Marker zwei 15-ml-Falcon-Röhrchen entsprechend den Behandlungen. Gieße jeweils 5 ml Aceton in die 15 mL Falcon Röhrchen und gib die Pflanzenproben hinzu. (Verwende die Skalen auf den Falcon-Röhrchen, um die Menge zu messen!).
4. Schüttle die Proben 5 Minuten lang, damit das Aceton die photosynthetischen Pigmente aus den Proben extrahieren kann.
5. Stelle die Falcon-Röhrchen in ein Becherglas und warte einige Minuten, bis das Sediment auf den Boden der Falcon-Röhrchen gesunken ist. In der Zwischenzeit pipettiere 2 ml Elutionsmittel (Aceton-Petrolether 8:92) mit einer Pasteur-Kunststoffpipette in jedes der beiden 50-ml-Falcon-Röhrchen. Beschrifte die 50-ml-Falcon-Röhrchen gemäß den Pflanzenproben. Verschließe die Röhrchen.
6. Lege zwei Chromatographie-Papiere horizontal auf den Tisch. Miss mit einem Lineal 2 cm vom Ende des Chromatographie-Papiers entfernt und markiere den Abstand am Rand des Papiers mit einem Bleistift. Markiere auch das zweite Chromatographie-Papier. Verwende einen Bleistift, um das Papier zu markieren, da die Tinte eines Stifts vom Elutionsmittel entfernt wird. Verwende ein Chromatographie-Papier für einen der Pigmentextrakte und das andere Chromatographie-Papiere für den anderen Extrakt.
7. Auftragen des Pigmentextrakts (Abbildung 2): Saug mit einer Pasteurpipette 0,5 ml aus der oberen Hälfte eines der Pigmentextrakte ab und zeichne vorsichtig eine Linie damit auf eines der Chromatographie-Papiere in einem Abstand von 2 cm vom unteren Ende. **NICHT** die gesamte Flüssigkeitsprobe aus der Pipette entlassen! Wenn die Spitze der Pipette das Chromatographie-Papier berührt, wird ein Teil der Flüssigkeit aufgesaugt. Wiederhole dieses leichte „Anzeichnen“ mit der gefüllten Pipette fünf Mal in derselben Zeile mit dem verbleibenden Pigmentextrakt, genau wie zuvor. Versuche, den Streifen so dünn und konzentriert wie möglich zu machen! Warte, bis die Pigmentextrakte auf den Chromatographie-Papieren trocken sind, bevor du erneut Extrakt aufträgst. Führe diese Schritte auch mit dem anderen Pigmentextrakt auf dem anderen Chromatographie-Papier durch. Warte, bis die Pigmentextrakte auf dem Chromatographie-Papier trocken sind.
8. Sobald die Papiere getrocknet sind, lege sie vorsichtig mit einer Pinzette in die 50-ml- Falcon-Röhrchen, die Aceton-Petrolether 8:92 enthalten, so dass sich die Pigmentextrakt-Streifen nahe dem Boden des Röhrchens befinden, jedoch knapp über dem Elutionsmittel liegen. Verschließe die Röhrchen, und warte 10 Minuten (oder solange, bis die Lösungsmittel-Front knapp vor dem Ende des Papiers liegt), bis die Chromatographie fertig ist.
9. Entferne mit der Pinzette vorsichtig die Chromatogramme aus den Falcon-Röhrchen und lege sie auf den Tisch. Warte, bis die Chromatogramme trocken sind. Verschließe die 50-ml- Falcon-Röhrchen, um zu verhindern, dass das Elutionsmittel verdunstet.

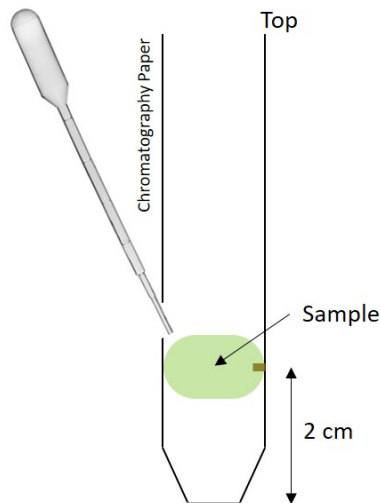


Abbildung 2. Auftragen des Pigment-Extrakts (Sample) auf das Chromatographie-Papier.

Frage A2.1 Identifiziere die photosynthetischen Pigmente in der Kontrollprobe durch Nummerierung am Chromatographie-Papier von oben beginnend („top“ Abbildung 2) ! Schreibe die Buchstaben des entsprechenden Pigments in die entsprechenden Zahlen im Feld **A2.1** auf dem *Antwortbogen*.

- A) Chlorophyll *a*
- B) Chlorophyll *b*
- C) Carotine
- D) Xanthophylle

Frage A2.2 Miss die vertikale Breite jedes Pigmentstreifens mit einem Lineal auf dem Chromatogramm und bestimme, welche Pigmentmenge sich aufgrund des anhaltenden Trockenstresses im Vergleich zur Kontrolle verändert hat. Schreibe die Antworten in das Feld **A2.2** auf dem *Antwortbogen*.

- A) Erhöht
- B) Verringert
- C) Hat sich nicht geändert

Ergebnisse
Die Menge an Chlorophyll <i>b</i> in den mit Trockenstress behandelten Pflanzen im Vergleich zur Kontrolle:
Die Menge an Chlorophyll <i>a</i> bei Stress im Vergleich zur Kontrolle:
Das Verhältnis von Chlorophyll <i>a</i> / <i>b</i> als Folge von anhaltendem Trockenstress:

Die Menge an Carotinen in den mit Trockenstress behandelten Pflanzen im Vergleich zur Kontrolle:
--

Die Menge an Xanthophyllen als Folge von anhaltendem Trockenstress im Vergleich zur Kontrolle:
--

Frage A2.3 Welche physiologische Veränderung konnte in den Blättern der Trockenstress ausgesetzten Pflanzen um 15:00 festgestellt werden? Schreibe die richtige Antwort in das Feld **A2.3** auf dem *Antwortbogen*.

- A) Infolge von anhaltendem Trockenstress steigt die Photosynthese-Effizienz aufgrund der erhöhten Mengen an Carotinoiden.
- B) Infolge von Trockenstress nimmt die Effizienz der Lichtabsorption aufgrund der erhöhten Menge an Xanthophyllen ab.
- C) Infolge von Trockenstress nimmt die Biomasseproduktion ab, da das veränderte Chlorophyll *a/b*- Verhältnis die Lichtabsorptionseffizienz verringert.
- D) Infolge von Trockenstress nimmt die Photosynthese-Effizienz aufgrund der erhöhten Mengen an Chlorophyll *a* ab.

Frage A2.4 In Bezug auf Trockenstresstoleranz könnte die Züchtung welcher Pflanzenarten ein Ziel für Wissenschaftler sein? Schreibe die richtige Antwort in das Feld **A2.4** auf dem *Antwortbogen*.

- A) Pflanzen mit geringen Chlorophyllmengen
- B) Pflanzen mit hohen Chlorophyllmengen, aber niedrigen Carotinoidmengen
- C) Pflanzen, die nicht dazu neigen, große Mengen an Chlorophyll und Carotinoiden zu verlieren
- D) Pflanzen nur mit erhöhter Xanthophyll Produktion, weil nur diese Pigmente eine Rolle spielen in Lichtschutz-Prozessen

Aufgabe A3 (36 Punkte)

Die Abwehr von Pflanzen gegen Trockenstress wird durch den Nachweis von Veränderungen der Prolin-Konzentration überwacht.

Das wasserlösliche Prolin ist eine Aminosäure, deren Konzentration in Pflanzen bei Trockenstress fast bis zum Hundertfachen ansteigen kann. Trockenstress-induzierte erhöhte ABA-Konzentrationen spielen eine Schlüsselrolle bei der schnellen Induktion der Prolin-Synthese. Prolin ist eine kompatible osmotische Verbindung, die Membran- und Proteinschutz, während Trockenstress bietet. Außerdem spielt es auch eine Rolle beim Abfangen reaktiven Sauerstoffspezies (ROS).

Während des Experiments werden wir zunächst eine Kalibrier-Verdünnung aus einer definierten Stammlösung von Prolin herstellen. Dann werden wir Extrakte von Blättern sowohl von Kontrollpflanzen als auch von Pflanzen, die mehrere Tage lang Trockenstress ausgesetzt waren, herstellen. Tröpfchen der Prolinlösungen und der Pflanzenextrakte werden auf ein spezielles Isatin-Testpapier gegeben und der Hitze ausgesetzt. Isatin reagiert mit Prolin in einer spezifischen Art und Weise. Anhand der bekannten Konzentrationen der Prolinlösungen kann damit dann der Prolingehalt der Pflanzen bestimmt werden.

Materialien und Geräte für diese Aufgabe:

- Proben von Kontrollpflanzen und Pflanzen, die Trockenstress ausgesetzt waren
- Prolin (0.3 g) in Eppendorf-Röhrchen (T2-A-3/1)
- Spatel
- 2x Wägeschiffchen groß
- Wägeschiffchen klein
- 6x 15 mL Falcon-Röhrchen
- 1x 50 mL Falcon-Röhrchen
- 3x Kunststoff-Pasteurpipette
- 2x Isatin -Testpapier mit Alufolie abgedeckt (T2-A-3/2)
- Becherglas (250 mL)
- Ethanol (50 mL)
- Destilliertes Wasser (50 mL)
- Kunststoffpinzette
- Waage
- Lineal
- Marker
- Bleistift
- Stift
- Taschenrechner
- Stoppuhr
- Haartrockner/Föhn

SICHERHEITSHINWEIS!

Haltet Ethanol von Hitze, heißen Oberflächen, Funken, offenen Flammen und anderen Zündquellen fern. Schützt Eure Augen vor Ethanol.

A3.1 Untersuchung der Pflanzenabwehr gegen Trockenstress anhand von Änderungen der Prolinmenge.

Bereite 50 mL einer 80%igen (V/V) Ethanol-Lösung aus 100%igem Ethanol unter Verwendung von destilliertem Wasser vor. Verwende zur Herstellung der Lösung ein 50 mL Falcon-Röhrchen. Benutze dabei die Skalen auf dem Falcon-Röhrchen zum Abmessen der Mengen! Schüttle die Lösung gründlich!

Frage A3.1 Berechne, wie viel absoluten Ethanol (100%) und destilliertes Wasser du für die Lösung benötigst! Schreibe die Antwort in das Feld **A3.1** auf den *Antwortbogen*.

- A) 30 mL Ethanol und 20 mL destilliertes Wasser
- B) 40 mL Ethanol und 10 mL destilliertes Wasser
- C) 45 mL Ethanol und 5 mL destilliertes Wasser
- D) 48 mL Ethanol und 2 mL destilliertes Wasser

Lege ein Wägeschiffchen auf eine Waage, drücke die Tarataste (setzt das angezeigte Gewicht auf der Waage auf null zurück) und nimm 0,1 g Prolin mit dem Spatel und überführe es in ein 15 mL Falcon-Röhrchen. Gib 10 mL 80%igen Ethanol zu dem Pulver. Benutze die Skalen am Falcon-Röhrchen zum Abmessen der Mengen! Schüttle die Lösung gründlich! Berechne die Verdünnungen aus der Prolin-Stammlösung unter Verwendung von 80%igem Ethanol folgende Verdünnungen vor: 2X, 5X, 50X, jeweils mit einem Endvolumen von 10 mL. Beschrifte vier 15 mL Falcon-Röhrchen entsprechend den Verdünnungen (2X, 5X, 50X). Verwende für die Messungen eine Pasteurpipette aus Kunststoff sowie die Skalierung auf dem Falcon-Röhrchen! Schüttle die Lösungen gründlich!

Frage A3.2 Berechne, wie viel 80%ige Ethanol- und Prolin-Stammlösung du benötigst! Schreibe die Antwort in das Feld **A3.2** auf dem *Antwortbogen*.

- A) 2X: 8 mL Prolin + 2 mL 80% Ethanol; 5X: 9 mL Prolin + 1 mL 80% Ethanol; 50X: 5 mL von der 5X verdünnten Prolin + 5 mL 80% Ethanol-Lösung
- B) 2X: 2 mL Prolin + 8 mL 80% Ethanol; 5X: 5 mL Prolin + 5 mL 80% Ethanol; 50X: 9 mL von der 5X verdünnten Prolin + 1 mL 80% Ethanol-Lösung
- C) 2X: 5 mL Prolin + 5 mL 80% Ethanol; 5X: 2 mL Prolin + 8 mL 80% Ethanol; 50X: 1 mL von der 5X verdünnten Prolin + 9 mL 80% Ethanol-Lösung
- D) 2X: 1 mL Prolin + 9 mL 80% Ethanol; 5X: 5 mL Prolin + 5 mL 80% Ethanol; 50X: 9 mL von der 5X verdünnten Prolin + 1 mL 80% Ethanol-Lösung

Wickelt ein Isatin-Testpapier aus der Alufolie und legt es mit einer Pinzette auf den Tisch. Teilt den Streifen mit einem Lineal und einem Bleistift in vier gleiche Teile ein. Tropft vorsichtig (ca. 0,1 mL) von jeder Prolin-Lösung (Stammlösung, 2X, 5X, 50X) mit einer Pasteur-Pipette auf das Isatin-Testpapier. Beginnt mit der am meisten verdünnten Lösung und geht dann aufsteigend zu den konzentrierteren Lösungen über! Wartet einige Minuten, bis die Tröpfchen getrocknet sind. Trocknet die Flecken mit Heißluft unter Zuhilfenahme eines Haartrockners/Föhn, bis die Farbreaktion eintritt (Dauer ca. 2 min)!

Frage A3.3 Bestimme die Farbreaktion von Prolin auf dem Isatin-Testpapier! Schreibe die richtige Antwort in das Feld **A3.3** auf dem *Antwortbogen*.

- A) Stammlösung: dunkelblau; 2X: grünlich-blau; 5X: blau; 50X: dunkelblau
- B) Stammlösung: hellblau; 2X: grünlich-blau; 5X: blau; 50X: gelb
- C) Stammlösung: grün; 2X: grünlich-blau; 5X: gelb; 50X: gelb
- D) Stammlösung: dunkelblau; 2X: intensiv blau; 5X: blau; 50X: grünlich-gelb

Frage A3.4 Berechne die Prolin-Konzentration der Verdünnung! Schreibe die richtige Antwort in das Feld **A3.4** auf dem *Antwortbogen*. Benutze einen Taschenrechner!

- A) 2X: 50 mg/mL; 5X: 20 mg/mL; 50X: 2 mg/mL
- B) 2X: 50 mg/mL; 5X: 20 mg/mL; 50X: 1 mg/mL
- C) 2X: 5 mg/mL; 5X: 2 mg/mL; 50X: 0.2 mg/mL
- D) 2X: 5 mg/mL; 5X: 2 mg/mL; 50X: 1 mg/mL

Stellt ein Wägeschiffchen auf eine Waage, drückt die Tarataste (setzt das angezeigte Gewicht auf der Waage auf Null zurück) und nimmt mit dem Spatel 0,25 g von einer der Pflanzenproben. Wiederholt den Vorgang mit der anderen Probe. Beschriftet zwei 15 mL Falcon-Röhrchen mit einem Marker entsprechend den Proben. Gebt die Pflanzenproben in die entsprechenden 15-mL-Falcon-Röhrchen und fügt jeweils 5 mL 80%ige Ethanollösung hinzu. (Verwendet die Skalen auf den Falcon-Röhrchen, um die Menge zu messen!) Schüttelt die Proben 5 Minuten lang, damit das 80%ige Ethanol das Prolin aus den Proben extrahieren kann. Stellt die Falcon-Röhrchen in ein Becherglas und wartet ein paar Minuten, bis das Sediment auf den Boden der Falcon-Röhrchen gesunken ist. Legt in der Zwischenzeit ein weiteres Isatin-Testpapier mit einer Pinzette auf den Tisch. Teilet es in zwei Teile und beschriftet diese mit einem Bleistift entsprechend den jeweiligen Proben. Tropft vorsichtig von jedem Pflanzenextrakt ca. 0,1 mL mit einer Pasteurpipette auf das Isatin-Testpapier. Wartet ein paar Minuten, bis die Tropfen getrocknet sind. Trocknet die Flecken mit heißer Luft aus geringem Abstand mit Hilfe eines Haartrockners/Föhns, bis die Farbreaktion eintritt (Dauer ca. 2 min)!

Frage A3.5 Bestimme die Farbreaktion der Extrakte von Pflanzenproben auf dem Isatin-Testpapier! Schreibe die richtige Antwort in das Feld **A3.5** auf dem *Antwortbogen*.

- A) Kontrolle: dunkelblau; Trockenstress behandelt: gelb
- B) Kontrolle: gelb; Trockenstress behandelt: blau
- C) Kontrolle: gelb; Trockenstress behandelt: grün
- D) Kontrolle: dunkelblau; Trockenstress behandelt: grünlich-blau

Frage A3.6 Berechne die Prolin-Konzentration in den Pflanzenproben! Verwende die vorherige Kalibrierung (A 3.4. und A 3.5.)! Schreibe die richtige Antwort in das Feld **A3.6** auf dem *Antwortbogen*.

- A) Trockenstress behandelt: 50 mg/mL
- B) Trockenstress behandelt: 2 mg/mL
- C) Trockenstress behandelt: 1 g/mL
- D) Trockenstress behandelt: 0.2 mg/mL

Frage A3.7 Was könnte der Zweck des Prolin-Nachweises sein? Schreibe die richtige Antwort in das Feld **A3.7** auf dem *Antwortbogen*.

- E) Es zeigt direkt die ROS-Mengen während des Trockenstress an
- F) Es zeigt Veränderungen in der Aminosäurezusammensetzung während Trockenstress an
- G) Sie korreliert mit der Menge an ABA
- H) Sie kann als Marker für Trockenstress verwendet werden

Teil B

Detektivgeschichte – Verschmutzungsquellen entlang dem Flusslauf der Theiß und ihrer Zubringer

Überall auf der Welt gibt es Probleme mit inkorrektter Verarbeitung oder Entsorgung von Abwässern aus Industrie und Kommunen. Wenn Abwässer in Bäche und Flüsse gelangen, können die unterschiedlichsten Folgen auftreten. Vielleicht werden nur lokale Wasserlebewesen geschädigt, vielleicht wird aber auch ein regionaler Konflikt daraus entstehen.

Obwohl Abwasserströme von landwirtschaftlichen Standorten und Bioverarbeitungsanlagen im Allgemeinen keine hohen Mengen an gefährlichen Bestandteilen enthalten, sind große Mengen wässriger Lösungen, die organische und anorganische Nährstoffe enthalten, in Gewässern möglicherweise toxisch. Industrieanlagen, aber auch kleinere Fabriken können noch größere Verschmutzungen verursachen.

Nitritanionen gehören nicht zu den am häufigsten vorkommenden Kontaminanten, können jedoch aus verschiedenen Quellen stammen, die von der Landwirtschaft bis zur Schwerindustrie reichen.

Problem B (100 Punkte)

Die abnormale Veränderung einiger Pflanzenarten am Flussufer in bestimmten Gebieten entlang der Theiß weckte den starken Verdacht, dass Theiß und einige seiner Nebenflüsse (Nebenflüsse) kürzlich durch Nitritanionen verschmutzt wurden. Als schnelle Maßnahme haben die Umweltbehörden bereits mehrere Proben aus den Binnengewässern gesammelt, angefangen vom Eingangspunkt der Theiß in der Nähe der Ukraine bis zum Ausgangspunkt an der serbischen Grenze. Inzwischen haben die Behörden der Nachbarländer auch Proben an grenzüberschreitenden Kontrollpunkten gesammelt. Gegenwärtig weiß jedoch niemand genau, was die Quelle(n) der Nitritverunreinigung ist (oder sind). Gibt es natürliche Ursachen, von denen man noch nichts weiß? Gibt es eine einzige Quelle oder gibt es mehrere Quellen? Vergiftet jemand versehentlich oder - schlimmer noch - nachlässig das Abwasser? Versetzt euch in die Rolle des Chefchemikers, der als Verantwortlicher beauftragt ist, die kontaminierende(n) Stelle(n) eindeutig zu lokalisieren.

In der Zwischenzeit habt ihr Hilfe erhalten: Das Environmental Engineer Team suchte nach potenziellen Kontaminationsstellen in ganz Ostungarn. Diese sind auf der Karte in Abschnitt B.3 angegeben (Hinweis: Dieselbe Karte befindet sich separat als A4-Blatt bei den Unterlagen). Diese Karte (Abbildung 2) zeigt auch die 18 Probenahmestellen, an denen Wasserproben entnommen wurden.

SICHERHEITSHINWEISE

1) Pipettieren mit dem Mund ist verboten!

2) Das obere Ende der Pipette wird in das untere Ende des Peleusballs gesteckt. Vorsicht, dass die Glaspipette nicht bricht!

3) Achtet darauf, dass keine Flüssigkeit in den Peleusball kommt. Ventile richtig bedienen!!

4) Während der gesamten Titrationsarbeit sind Labormäntel und Handschuhe zu tragen!

Liste der Ausrüstung und der Chemikalien::

- Maßkolben, 500 mL
- Glaspipette, 10.00 mL (nicht-graduiert) – für die Nitritsalzlösung
- Glaspipette, 10.00 mL (nicht-graduiert) – für die Oxalatlösung
- Peleusball
- Bürette, 10.00 mL
- Stativ und Bürettenhalter
- Becherglas, 50 mL – zum Nachfüllen der Bürette mit Titrationslösung

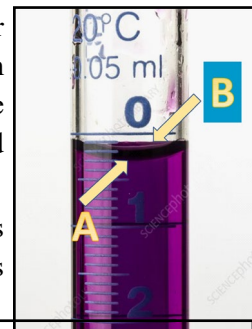
- Becherglas, 50 mL – für die Oxalat-Hilfslösung
- Becherglas, 250 mL – für das Auflösen des Oxalatsalzes
- Becherglas, 250 mL – für Lösungsabfälle
- Erlenmeyerkolben 250 mL (mit Deckel) – zur Titration
- Pasteurpipette graduert – für die Zugabe der Schwefelsäurelösung
- Trichter
- Wasserflasche
- 1 leeres A4-Blatt (für die bessere Sichtbarkeit des Farbumschlages, optional)
- Waage
- Heizplatte

STOFFE/PROBEN:

- Titrationslösung – $c \approx 0.02 \text{ mol/dm}^3 \text{ KMnO}_4$ – 0.5 L dunkle Glasflasche, “T2-B/1”
- 4 × verdünnte Schwefelsäure – $c \approx 0.9 \text{ mol/dm}^3$ – in 40-mL Röhrchen, “T2-B/2”
- 1 × festes, dehydriertes Na-oxalat ($\text{Na}_2(\text{COO})_2$) – in 40-mL Röhrchen, “T2-B/3”
- 3 × Wasserprobe Theiß – checkpoint #5, aufgenommen @ Tiszaölök – in 40-mL Röhrchen: “T2-B/#5”
- 3 × Wasserprobe Körös – checkpoint #11, aufgenommen @ Öcsöd – in 40-mL Röhrchen “T2-B/#11”
- Deionisiertes (DI) Wasser

Bitte beachtet Folgendes:

- Wegen der kurzen Arbeitszeit plant nur 2 Titrations pro Probe ein. Eine dritte Titration ist nur angebracht, wenn die ersten beiden einen Unterschied $>3\%$ aufweisen. Ihr solltet genug Zeit haben, um für die Berechnungen etwa 1,5 Stunden zu haben.
- Wässrige Lösungen von Nitriten sind in den auslaufsicheren verschließbaren Kunststoffbehältern, die ihr erhalten habt, gut konserviert. Die quantitative Analyse von NO_2^- kann auch dann genau durchgeführt werden, wenn diese Lösungen beim Öffnen der Fläschchen, bei der Herstellung von Proben, bei der Titration usw. mit Luft in Kontakt kommen. Aber unnötiges Öffnen der Fläschchen und lange Öffnungszeiten können dennoch zur Luftoxidation von Nitriten führen und falsche Ergebnisse bewirken.
- Bei der Manganometrie sollte die korrekte Ablesung des Flüssigkeitsstands anhand des oberen Flüssigkeitsstands (horizontaler Rand) und nicht anhand des unteren, gekrümmten Meniskus erfolgen (Abbildung 1). Dies liegt daran, dass die Permanganatlösung normalerweise tiefviolett und nicht verdünnt genug ist, um die untere Krümmung korrekt sichtbar zu machen.



**Abbildung 1. Bei verdünnten Lösungen kann man den unteren Meniskusrand durch die Flüssigkeit sehen.
Pfeil A: unterer Meniskusrand (0.3 mL).**

- Verwendet in dem Raum/Labor, in dem ihr euch befindet, keine Periodensysteme. Verwendet für die Berechnungen die folgenden relativen Atommassen:

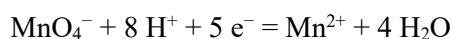
$A_r(\text{H}) = 1,01$; $A_r(\text{C}) = 12,01$; $A_r(\text{O}) = 16,00$; $A_r(\text{Na}) = 22,99$

- Vermeidet es, die Pipetten zu verwechseln, wenn sie schon mit Lösungen gefüllt waren. Eine der Pipetten sollte für die Oxalatlösung und die andere für die Nitritsalzlösungen unbekannter Konzentration verwendet werden. Es wird dringend empfohlen, die Pipetten vor dem Gebrauch mit einigen Millilitern der jeweiligen Lösung zu spülen.

WICHTIG Wenn ihr die Reaktionsgleichungen auf den Seiten B-1 und B-3 (Fragen B1.1 und B2.1) im Antwortblatt vervollständigt habt, wendet euch an den Laborleiter und gebt ihm eure Antwortblätter mit den ergänzten Reaktionsgleichungen. Ihr erhaltet von ihm ein neues Blatt mit den richtigen Reaktionsgleichungen, könnt aber dann euer ursprüngliches Blatt nicht mehr zurückbekommen. Damit wird sichergestellt, dass allfällige Fehler in euren Gleichungen nicht weitere Antworten verfälschen!

Experiment

Der (unbekannte) Nitritsalzgehalt der wässrigen Proben kann durch Permanganometrie bestimmt werden, die ein spezifischer Zweig titrimetrischer Methoden ist, die auf Redoxreaktionen basieren. Bei Redox titrationen reagieren die zu untersuchenden Ionen/Moleküle mit einem chemischen Mittel, das als "Titriermittel" bezeichnet wird. Letzteres ist im vorliegenden Fall Kaliumpermanganat (KMnO_4), das der Lösung des untersuchten Materials als wässrige Lösung mit genau bekannter Konzentration zugesetzt wird. Mangan kann in Abhängigkeit von den Redoxbedingungen in der Lösung in verschiedenen Oxidationsstufen und chemischen Formen vorliegen. Unter ziemlich stark sauren Bedingungen sind Permanganationen starke Oxidationsmittel und werden durch die folgende Ionengleichung zu zweiwertigen Manganionen reduziert:



Unter normalen Laborbedingungen können KMnO_4 -Titriermittellösungen nur sehr kurz nach der Herstellung gelagert werden. Dies liegt daran, dass Spuren organischer und anorganischer Verunreinigungen mit KMnO_4 reagieren und einen Teil davon zu Mangandioxid reduzieren können. In der Praxis werden Permanganat-Titriermittellösungen bei frischer Zubereitung nicht verwendet: Sie werden länger als eine Woche stehen gelassen, allfällige Niederschläge werden abfiltriert und die Lösung wird in dunklen Behältern gelagert. Eure Lösung wurde nach dem gleichen gründlichen Vorbereitungsverfahren hergestellt. Eure erste Aufgabe besteht darin, die genaue analytische (molare) Konzentration des KMnO_4 -Titriermittels zu bestimmen.

B.1 Standardisierung der Permanganatlösung

Die genaue Konzentration der Kaliumpermanganatlösung wird durch Titration der Natriumoxalatlösung (hier als "OX" abgekürzt) mit genau bekannter Konzentration bestimmt. Diese Reaktion verläuft eindeutig und führt zur Bildung von Kohlendioxid- und Mangan-(II)-Ionen. Es ist eure Aufgabe, die genaue Stöchiometrie herauszufinden!

Frage B.1.1 Was ist die korrekte Form der stöchiometrischen Gleichung für die Redoxreaktion zwischen MnO_4^- und $(\text{COO})_2^{2-}$ -Ionen? Ergänzt die Gleichung unter **B.1.1** auf dem *Antwortblatt* mit den fehlenden stöchiometrischen Zahlen!

Führt die Standardisierung folgendermaßen durch:

A) Bereitung einer OX-Stammlösung

Bereitet eine Stammlösung von Natriumoxalat (OX) unter Verwendung des wasserfreien Feststoffs der chemischen Formel: $\text{Na}_2(\text{COO})_2$ (ohne Kristallwasser). Molekülmasse siehe Frage **B.1.2**. Berechnet die Masse an $\text{Na}_2(\text{COO})_2$, die zur Herstellung von 500,00 ml Stammlösung mit einer Konzentration von $c = 0,0480 \text{ mol/L}$ benötigt wird. Übertrag die Werte in die Tabelle **B.1.3** auf dem *Antwortblatt* aus.

Nehmt eines der 250-ml-Bechergläser und wiegt die berechnete OX-Masse ein. HINWEIS: ihr müsst die berechnete Masse nicht genau messen. Wenn ihr Zeit sparen möchtet, reicht es aus, wenn

ihr die berechnete Masse ungefähr (innerhalb von $\pm 1\%$) abwägt und die genaue Masse für die Berechnung der OX-Konzentration (c_{OX}) verwendet.

Löst das feste OX-Pulver mit DI Wasser und wascht es Schritt für Schritt in dem 500-ml-Messkolben (Trichter!). Seid vorsichtig: ihr müsst OX quantitativ in den Kolben überführen. Stellt sicher, dass keine Tröpfchen der Lösung außerhalb des Trichters verschüttet werden. Es wird empfohlen, kleinere Portionen Wasser hinzuzufügen und die Wände des Bechers auch gut mit Wasser zu waschen. Nachdem ihr den Flüssigkeitsstand des Kolbens ($V = 500,00\text{ ml}$) mit DI Wasser aufgefüllt habt, mischt die Lösung gut.

Frage B.1.2 Berechnet die relative Molekülmasse von OX. Übertragt das Resultat in die linke Box von **B.1.2** auf dem Antwortblatt. Berechnet die Masse an OX, welche notwendig ist, um 500,00mL einer OX-Lösung mit $c=0.0480\text{ Mol/L}$ herzustellen. Tragt das Ergebnis in die rechte Box ein.

Frage B.1.3 Tragt das Gewicht des tatsächlich abgewogenen OX in die linke Box ein. Berechnet mit diesem Gewicht die tatsächliche Konzentration eurer Lösung (auf 4 Dezimalen) und tragt diese in die rechte Box von **B.1.3** auf dem *Antwortblatt* ein.

B) Titration der OX-Lösung mit der Permanganatlösung

Gießt etwas OX-Lösung in eines der 50-ml-Bechergläser. Daraus werden 10,00 ml der bereits zubereiteten 0,0480Mol/L OX-Lösung mit einer Pipette entnommen und in einen der Erlenmeyerkolben überführt. Fügt ca. 10 ml 0,9 Mol/L H_2SO_4 -Lösung mit der graduierten Pasteur-Pipette zu, spült die Wand des Kolbens mit ein paar Tropfen DI Wasser ab und stellt den Kolben auf die Heizung, um ca. 60-80 ° C zu erreichen (es reicht aus, wenn der Kolben „sehr heiß“ ist, die Flüssigkeit soll aber nicht kochen). Nehmt in der Zwischenzeit das andere kleine Becherglas mit 50 ml und spült es mit einigen ml der KMnO_4 -Titrierlösung aus. Gießt den Inhalt in das Abfallbecherglas, das übrig gebliebene Becherglas mit 250 ml. Gießt einen Teil des Titriermittels in das 50-ml-Becherglas und füllt die Bürette mit der KMnO_4 -Lösung bis zur 0,00 ml-Marke. HINWEIS: Ihr könntet eure Bürette mit oder ohne Wasser erhalten. Achtet darauf, die Bürette mit ein paar ml der Titrierlösung (1-2 Mal) zu spülen, damit die Konzentration während der Titration in der gesamten Bürette gleich ist! Die Bürette muss dazu nicht gefüllt werden - das würde zu viel Titrierlösung verbrauchen. Es reicht aus, wenn ihr zwei Mal mit 4-5 ml Titrierlösung spült.

Titriert die warme (60°C - 80°C) OX-Lösung mit KMnO_4 -Lösung. Fügt zu Beginn die Titriermittelpportionen langsam hinzu und wartet, bis die Farbe verschwindet. Nach dieser Induktionsperiode kann die Titration schneller ablaufen. Achtet darauf, dass die Temperatur der Flüssigkeit im Erlenmeyerkolben während der gesamten Titration bis zum Erreichen des Endpunkts zwischen 60 und 80°C liegt. Die Titration gilt als abgeschlossen, wenn eine sehr hellviolette Farbe der Lösung für ca. 1 Minute bleibt. Lest die Bürette ab und notiert das Endpunkt-Titriermittelvolumen im Feld **B.1.4** auf dem *Antwortblatt*.

Wascht danach den Kolben mit deionisiertem Wasser. Füllt die Bürette auf 0,00 ml. Ihr sollt den gesamten Titrationsvorgang der 10,00 ml OX-Lösung (mindestens) noch einmal wiederholen. Notiert alle Endpunkt-Titriermittelvolumina im Feld **B.1.4** auf dem *Antwortblatt*.

Frage B.1.4 Wie groß ist c_{KMnO_4} ? Tragt eure Titrationsergebnisse in **B1.4** auf dem *Antwortblatt* und berechnet die exakte Konzentration der KMnO_4 -Lösung (auf 5 Dezimalen). Verwendet dazu die stöchiometrischen Überlegungen von **B1.1**

B.2 Bestimmung der Konzentration von Nitrit in den Wasserproben

Der Wert von c_{KMnO_4} gibt Auskunft über die Oxidationskapazität eurer Titriermittellösung. Jetzt habt ihr alle Werkzeuge, um den Gehalt an Nitriten in den Wasserproben zu ermitteln. Wegen der knappen Zeit half das Techniker-Team bei der Titration der gesammelten Wasserproben - mit Ausnahme von zwei Proben, die ihr selbst analysieren müsst: eine davon wurde entlang der Theiß (@ Checkpoint 5, Tiszaöl) und die andere entlang des Flusses Körös (@ Checkpoint 11, Öcsöd) gesammelt.

WICHTIG: Alle hier bereitgestellten oder vom Techniker-Team titrierten Lösungen wurden von den

ursprünglichen Lösungen vorkonzentriert (10-fache Konzentration), um dem titrierbaren Konzentrationsbereich zu entsprechen! Ihr müsst nicht mit diesem Vorkonzentrationsfaktor rechnen, seid aber nicht überrascht, wenn ihr unrealistisch hohe Nitritkonzentrationen findet! Das Technikerteam stellte außerdem fest, dass die Menge an oxidierbaren Verunreinigungen (außer Nitrit) in den Wasserproben vernachlässigbar ist. Daher könnt ihr sicher sein, dass der Verbrauch von Permanganat nur mit der Reaktion mit dem Nitritgehalt zusammenhängt.

Bestimmung der Nitriten durch Manganometrie

Nitriten (NO_2^-) können durch Permanganationen schnell zu Nitrationen gemäß der im Antwortbogen angegebenen Reaktionsgleichung oxidiert werden. Auch hier ist es eure Aufgabe, die genaue Stöchiometrie herauszufinden!

Frage B.2.1 Wie lautet die korrekte Form der stöchiometrischen Gleichung für die Redoxreaktion zwischen MnO_4^- und NO_2^- -Ionen? Ergänzt die Gleichung unter **B.2.1** auf dem *Antwortblatt* mit den fehlenden Zahlen!

In sauren Medien werden Nitriten protoniert und wandeln sich in salpetrige Säure (HNO_2) um. Die letztere Verbindung zersetzt sich jedoch zu Stickstoffoxiden, von denen ein Teil aus dem Titiergefäß entweichen kann, was einen Fehler in der Analyse verursachen würde. Daher kann die Bestimmung von Nitriten über ein sogenanntes Doppeltitritationsverfahren durchgeführt werden. Zuerst geben wir die Permanganat-Titriermittellösung in einer überschüssigen Menge zu der Nitritlösung und säuern dann die Lösung an. Da die Oxidation der Nitriten wesentlich schneller abläuft als die Zersetzung von salpetriger Säure, können die Nitriten quantitativ in Nitrationen umgewandelt werden. Nun könnte das nicht umgesetzte KMnO_4 durch die Oxalsäurelösung, die Sie bereits für Punkt B.1 verwendet haben, zurücktitriert werden. Der „Schönheitsfehler“ dabei: Die direkte Titration von Permanganationen durch Oxalationen liefert keine genauen Ergebnisse, da Permanganationen bei erhöhter Temperatur merklich mit dem Lösungsmittel reagieren können. Aus diesem Grund wird die Natriumoxalatlösung auch in einem Überschuss relativ zur nicht umgesetzten Permanganatfraktion zugesetzt. Dann wird der Überschuss der zugesetzten OX-Lösung durch das KMnO_4 -Titriermittel durch die bereits bekannte Reaktion gemessen (titriert), die in Frage B.1.1 des Antwortbogens angegeben ist.

Durchführung der Titration:

Titration der NO_2^- -lösungen mit Permanganat

10,00 ml einer der Nitriten enthaltenden Flusswasserproben (z. B. vom Kontrollpunkt Nr. 5) mit einer Pipette entnehmen und in einen der Erlenmeyerkolben überführen. Ihr könnt jeden der Kolben nach dem Spülen mit DI-Wasser verwenden, auch wenn Wassertröpfchen im Inneren verbleiben.

Gebt genau 10,00 ml Titrierlösung von der Bürette in den Erlenmeyerkolben, der bereits die zuvor pipettierte Wasserprobe enthält. Spült die Wand des Erlenmeyerkolbens mit einer kleinen Menge Wasser ab, gebt 10 ml 0,9 Mol/L H_2SO_4 -Lösung mit der Pasteur-Messpipette hinzu und schließt den Kolben sofort mit der Glaskappe. Als nächstes schüttelt den Kolben kräftig (hin und her; nicht auf und ab! Vermeidet Verluste am Deckel!!). Lasst die Probe 15 Minuten stehen und schüttelt sie regelmäßig (ca. alle zwei bis drei Minuten). Pipettiert nach 15 Minuten 10,00 ml der OX-Lösung in die Probe, was zum Verschwinden der Farbe führen sollte. Setzt den Kolben auf die Heizung (ohne Kappe), um ca. 60-80 ° C, dann kann der Überschuss an Oxalationen mit der Permanganatlösung titriert werden. Notiert das Endpunkt-Titriermittelvolumen im **Feld B.2.2** auf dem *Antwortblatt*.

Wascht den Kolben mit DI-Wasser. Wiederholt die gesamte Titration der 10,00 ml-Probe mindestens noch einmal.

Schließlich titriert ihr die andere Wasserprobe ebenfalls zweimal gemäß dem oben beschriebenen Verfahren. Notiert alle Endpunkt-Titriermittelvolumina auch im **Feld B.2.2** auf dem *Antwortblatt*.

Frage B.2.2 Tragt eure Titrationsergebnisse in das Feld **B.2.2** auf dem *Antwortblatt* und berechnet

die NO_2^- Konzentration (5 Dezimalen) in den Wasserproben von den Entnahmepunkten #5 und #11!

B.3 Finden von Kontaminierungsstellen

Abbildung 2 zeigt den langen, gewundenen Lauf der Theiß mit ihren zahlreichen Nebenflüssen. Es wurde festgestellt, dass diese in das Land einfließenden Flüsse keine Nitritsalze als Verunreinigungen enthielten. Verschiedene landwirtschaftliche und industrielle Standorte können jedoch heimlich oder versehentlich Nitriten in die angrenzenden Wasserströme freisetzen, wodurch ein permanentes NO_2^- -Konzentrationsniveau verursacht wird. Eure Kollegen haben 14 potenzielle Kontaminationsstellen aufgelistet, die als kleine Symbole und Großbuchstaben auf der Karte (A-N) angezeigt werden. Diese Quellen können unter Berücksichtigung der NO_2^- -Ionenkonzentrationen identifiziert werden, die in Wasserproben an den 18 Kontrollpunkten gemessen wurden, die mit den Nummern (1-18) auf der Karte angegeben sind.

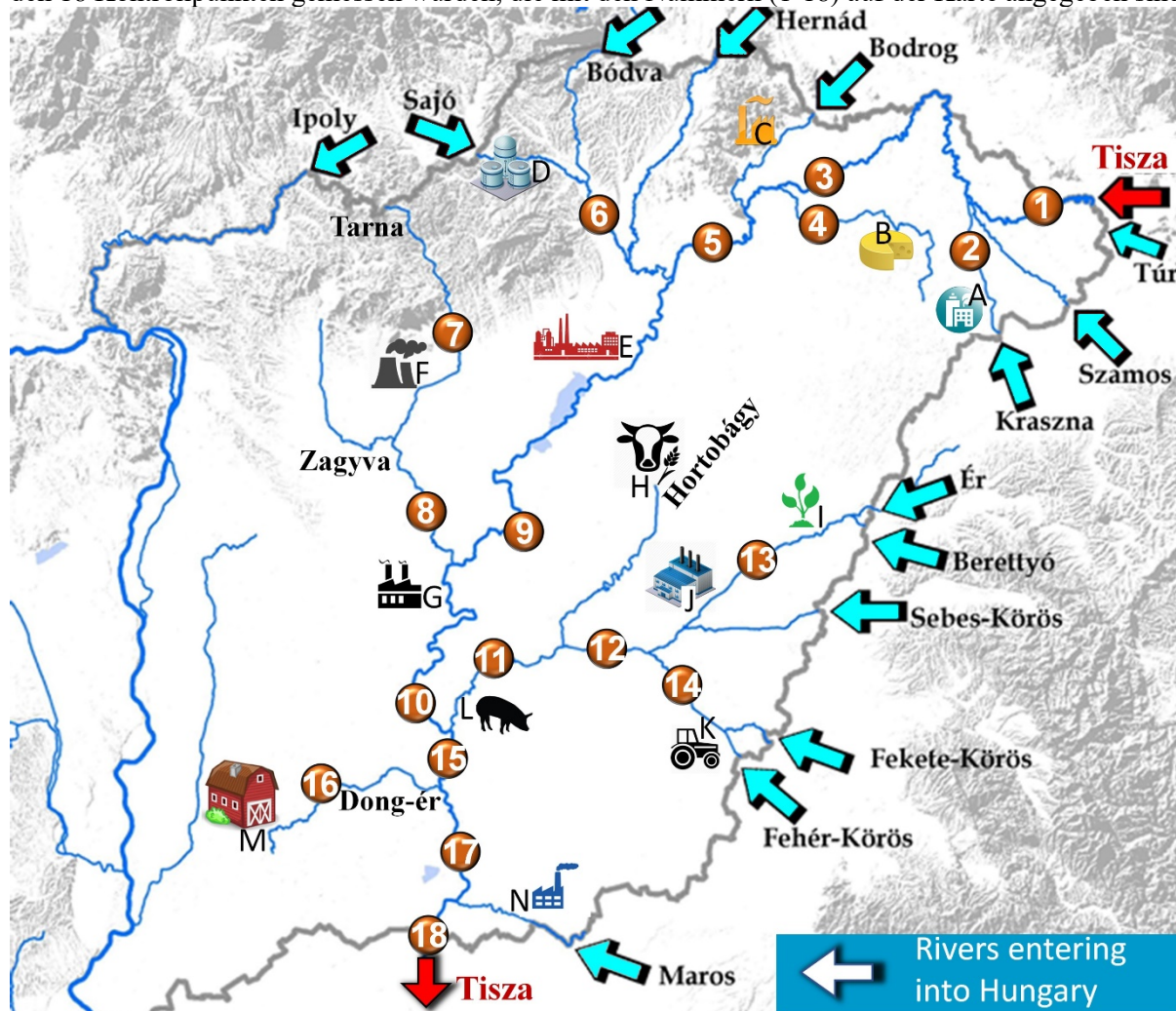


Abbildung 2. Karte von Ostungarn mit der Theiß (Eingangspunkt 1; Ausgang: 18) und ihren Nebenflüssen. Zahlen in roten Kreisen geben die Kontrollpunkte an, an denen Wasserproben entnommen wurden. Kleine Symbole und zugehörige Großbuchstaben zeigen die potenziellen Kontaminationsstellen an. Diese Karte wird zur Vereinfachung als separates A4-Blatt in größerem Format reproduziert, aber diese beiden Abbildungen sind ansonsten identisch.

Die Nitritkonzentrationen müssen für alle Kontrollpunkte bestimmt werden, nicht nur für die beiden, die Sie bereits haben. Für Eure Unterstützung war jedoch das Techniker-Team hilfreich, und alle anderen Checkpoint-Konzentrationen werden jetzt wie in der folgenden Tabelle zusammengefasst ermittelt. Füllt die beiden fehlenden Werte in dieser Tabelle nicht aus, sondern verwendet sie, um Kontrollpunkte und ihre Nitritkonzentrationen zu identifizieren und ihre Durchflussrate

(in m^3/s) herauszufinden (die als „w“ gekennzeichnete Durchflussrate ist das Gesamtwasservolumen, das innerhalb von 1 Sekunde durch den gesamten Flussquerschnitt fließt). Diese Durchflussraten sind wichtig, da der Zusammenfluss eines verschmutzten Flusses mit einem sauberen Fluss eine Verdünnung verursacht, d.h. eine Abnahme der Nitritkonzentration. Wenn sich Wasserströme treffen und zusammen fließen, können ihre Durchflussraten einfach addiert werden, um die Durchflussrate des Flusses nach dem Zusammenfluss zu ermitteln. Der Einfachheit halber nehmen wir an, dass die Durchflussraten der Flüsse von ihren Quellen (oder ihren ungarischen Eintrittspunkten) bis zu ihrem Zusammenflusspunkt (Vereinigung mit einem anderen Fluss) konstant sind.

Checkpoint Nummer #	Checkpoint Name	Fluss	Durchflussrate w (m^3/s)	c von NO_2^- (mol/L)
1	Szatmárcseke	Theiß	240	0
2	Mátészalka	Kraszna	3	0.02
3	Dombrád	Theiß	364	0.000165
4	Nyírbogdány-Kónyatelep	Lónyay-főcsatorna	1	0
5	Tiszalök	Theiß	480	?
6	Miskolc	Sajó	38	0.03145
7	Verpelét	Tarna	3	0
8	Zagyvarékas	Zagyva	16	0
9	Tiszabő	Theiß	550	0.0301
10	Lakitelek	Theiß	566	0.02925
11	Öcsöd	Körös	102	?
12	Gyomaendrőd	Körös	100	0.0045
13	Bakonszeg	Berettyó	15	0.018
14	Köröstarcsa	Körös	70	0
15	Szentes	Theiß	668	0.03125
16	Kiskunhalas	Dong-ér	1	0.045
17	Hódmezővásárhely	Theiß	670	0.03125
18	Szeged	Theiß	820	0.02554

Für einige eurer Berechnungen müsst ihr auch die Durchflussraten der Flüsse kennen, an denen keine Kontrollpunkte festgelegt wurden. Diese finden Sie in der folgenden Tabelle: HINWEIS: Möglicherweise müsst ihr nicht alle diese Daten für eure Berechnungen verwenden!

Fluss	Durchflussrate w (m^3/s)
Szamos	121
Bodrog	115

Hernád	32
Bódva	9
Sebes-Körös	30
Hortobágy	2
Maros	150

Im letzten Schritt der Aufgabe müsst ihr die Kontaminationsstellen lokalisieren. In der folgenden Tabelle haben wir euch auch bei der Berechnung der Durchflussraten an den Schadstoffen geholfen. Wenn ihr die Konzentration und Durchflussrate an den Kontrollpunkten kennen, könnt ihr die Konzentration der Nitriten im Flussabschnitt unmittelbar vor Erreichen jedes Standorts mithilfe der Materialbilanzgleichung berechnen, die widerspiegelt, dass die Nitriten bei Zusammenflüssen niemals verloren gehen:

$$c_X w_X = c_Y w_Y + c_Z w_Z + \dots$$

wobei c_X die Konzentration der Nitriten des vereinigten Flusses ist, $c_Y, c_Z, \dots$ die Konzentrationen des Hauptflusses und seiner Nebenflüsse vor ihrem Zusammenfluss sind, w_X die Durchflussrate des vereinigten Flusses ist und $w_Y, w_Z, \dots$ die Durchflussraten des Hauptflusses und der Nebenflüsse vor ihrem Zusammenfluss. Mit der gleichen Denkweise (an einigen Stellen ist es so einfach, dass Sie nur den gesunden Menschenverstand verwenden können) können Sie auch die Konzentration der Nitriten im Flussabschnitt unmittelbar nach dem Passieren der einzelnen Standorte berechnen. Aus diesen beiden Daten (Konzentration vor und nach dem Standort) können Sie einfach die Nitritkonzentrationsdifferenz (Δc) berechnen, um die der potenzielle Schadstoffstandort zum Nitritengehalt beiträgt. Wenn $\Delta c > 0$ ist, gibt es einen klaren Hinweis darauf, dass der jeweilige Standort eine Nitritverunreinigung in den Fluss eingeleitet hat.

Darüber hinaus ist zur Charakterisierung des Kontaminationsniveaus der markierten Stelle (Firma) die emittierte Rate an Nitriten (P) praktikabler als nur die Konzentrationsdifferenz Δc . Die emittierte Verschmutzungsrate (P) beträgt $\Delta c \times w$. Zeigt dieser Wert einen geringen oder einen hohen Verschmutzungsgrad an? Ihr könnt entscheiden, indem ihr es mit den Grenzwerten im **Feld B.3.1** des *Antwortblattes* vergleicht.

Frage B.3.1 Wenn ihr die Durchflussraten an jedem interessierenden Abschnitt (Kontrollpunkte, Standorte von Unternehmen am Flussufer) kennt, könnt ihr die Nitritkonzentrationsdifferenz (Δc) berechnen, mit der die potenzielle Schadstoffstelle zum Nitritengehalt im Wasser beiträgt. Dieser Unterschied ist das Indiz dafür, dass das Unternehmen Nitritverbindungen an die Umwelt abgibt! Welches sind diese Kontaminationsstellen? Überprüft das **Feld B.3.1** im *Antwortblatt* und ergänzt es mit Daten. Findet die Plätze! Berechnet auch die jeweiligen Verschmutzungsraten in mol/s und bewertet das Maß der Verschmutzung gemäß den Grenzwerten im *Antwortblatt*.

(Daten auf der nächsten Seite!)

Bezeichnung g auf der Karte	Firmenname	Durchflussrate, w (m ³ /s)	Verschmutzungs- grad
--------------------------------------	------------	--	-------------------------

A	Fábiánháza Brauerei	3	?
B	Hungry Cat Käserei	1	?
C	Zemplén Maschinenfabrik	115	?
D	Borsod Chemiewerk	29	?
E	Tiszanewcity Chemiewerk	550	?
F	Mátra Kraftwerk	3	?
G	Szolnok Frachtbahnhof	566	?
H	Wild West Cowboys Milchproduktion	2	?
I	Bihari Tabakplantage	15	?
J	Szeghalom Thermoelectrics Ltd	15	?
K	Mezőberény Pflanzung	70	?
L	Kunszentmárton Schweinemast	102	?
M	Treeclimbing Ziegenzucht	1	?
N	Makó Gummifabrik	150	?

Habt ihr einige der Verschmutzer gefunden? [Gut gemacht!](#)

Habt ihr alle Verschmutzer in der vorgegebenen Zeit lokalisiert? [Gratulation!](#) Damit habt ihr eine “Mission Impossible” erledigt!!

Abschluss:

Dank Eurer Präzision und Sorgfalt konnten die Umweltbehörden den umweltschädlichen Unternehmen wichtige Maßnahmen auferlegen, die ihre Produktionspraktiken änderten. Jetzt ist die aquatische Tierwelt entlang der Theiß im Begriff, sich von den Schäden zu erholen.

Teil C

In diesem Teil gibt es zwei Probleme. In der ersten führen Sie reale Experimente und Messungen mit verschiedenen granulierten Materialien durch. Im zweiten Problem dieses Teils werden Sie optische Messungen mit Sandsedimentablagerungen im Wasser untersuchen und bewerten.

Problem C1 (50Punkte)

Geräte und Materialien für dieses Problem:

- Kunststoff-Küchenschale, Bunsenständer mit Reagenzglasklemmen und Querklemmen
- Küchenmessbecher
- Laborwaage mit transparentem Kunststofffach
- gelber Sand in einem Plastiksackerl (ca. 120 g)
- schwarzer Sand in einem Plastiksackerl (ca. 80 g)
- Mohn in einem Plastiksackerl (ca. 20 ml)
- flacher Schaumstoff- Rahmen mit transparenter Abdeckung, 2 kleine Schaumstoff-Stücke
- transparentes Plexiglasrohr (11 cm lang)
- Kunststoff-Probenhalter (ca. 20 ml, 2 Stück)
- Mini-Trichter, kleiner Plastiklöffel
- Kunststoff-Kaffeetasse (2 Stück)
- Gummi "Finger" und Bänder (2 Stück)
- Tesa Film, Papiertücher, permanente Marker, Taschenrechner, Stifte, Bleistift, Lineale, ...

SICHERHEITSHINWEISE!

Arbeiten Sie sorgfältig mit granulierten Materialien, Arbeiten Sie über dem Küchentablett. Halten Sie die Waage sauber und trocken. Wischen Sie den Tisch und die Geräte bei Bedarf mit einem Papiertuch ab.

Einleitung

Granulierte (oder körnige) Materialien weisen überraschende Verhaltensweisen auf, die für Jahrzehnte im Mittelpunkt des wissenschaftlichen Interesses stehen, aber bis heute kann nur ein kleiner Teil der experimentellen Ergebnisse vollständig durch theoretische Modelle erklärt werden. Diese Materialien kommen in der Natur, aber auch in der industriellen und alltäglichen Praxis vor. Sie reichen von mehreren Meter großen Gesteinen in Geröllhängen bis hin zu Mikrometern großen Farbstoffpulvern.

Jeder hat mit Sand gespielt. Trockener Sand kann ähnlich wie Flüssigkeiten gegossen werden, aber der gegossene Sand breitet sich nicht vollständig aus, sondern bildet einen Hügel. Seine Neigung ist charakteristisch für das Material, hängt von vielen verschiedenen Faktoren wie Form, Größenverteilung, Reibungskoeffizient, etc.

Überraschendere Phänomene sind die spontane Segregation, wenn sich eine Mischung durch Schütteln oder Gießen in ihre Bestandteile aufteilt; Verklemmung, wenn sich das Material von flüssigkeitsähnlichem Verhalten zu festartigem Verhalten ändert; und Musterbildung, wie Dünen und Wellen von Sand.

In diesem Problem messen Sie die Steigung von zwei verschiedenen Sandproben. Sie werden die Segregation einer Mischung aus gelbem Sand und Mohns aufgrund des Schüttens untersuchen, und das Verstopfen von Sandproben in einem Rohr und schließlich werden Sie die Massendichte der Sandproben messen.

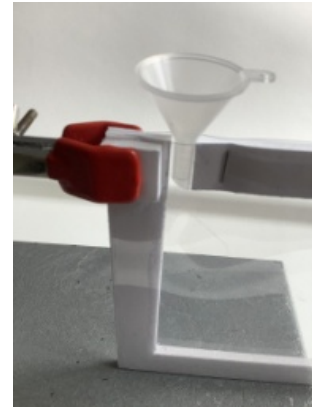
Messung der Steigung von Sandproben und Untersuchung der spontanen Segregation.

Montieren Sie den flachen Schaumstoffrahmen mit transparenter Abdeckungs mit einer Reagenzglasklemme des Bunsen-Ständers. Verwenden Sie die beiden kleinen Schaumstoffplattenstücke für eine bessere Befestigung. Legen Sie den Minitrichter in das Loch des Rahmens. Überprüfen Sie die vertikale Ausrichtung des Rahmens.

Geben Sie ca. 40 ml aus der *gelben Sandprobe* in einen Plastik-Kaffeetasse. Messen Sie das Volumen mit einem Kunststoff-Probenhalter, dessen Volumen beträgt ca. 20 ml.

Verwenden Sie den kleinen Plastiklöffel und gießen Sie sehr vorsichtig und sehr langsam, in kleinen Mengen (etwa wie beim Salzen eine Mahlzeit) gießen Sie den Sand in den Trichter.

Wenn das gesamte Material ausgegossen ist, legen Sie vorsichtig ein Lineal auf den Rahmen parallel an die Neigung, und markieren Sie die Schnittpunkte der Linie an den horizontalen und vertikalen Wänden des Rahmens. **ACHTUNG! Seien Sie vorsichtig, schütteln Sie nicht den Rahmen, es könnten Sie die Neigung ändern.**



Frage C1. 1a Lesen Sie die x und y -Abstände von der unteren Ecke des Rahmens ab, berechnen Sie den Winkel α der Neigung zur Horizontalen, und schreiben Sie die Werte in die erste Zeile von Tabelle **C1. 1** auf dem *Antwortblatt*.

Montieren sie den Rahmen ab, gießen Sie den gelben Sand in sein ursprüngliches Plastiksackerl. Montieren Sie den Rahmen wieder auf die gleiche Weise wie zuvor und wiederholen Sie den oben beschriebenen Vorgang mit der *schwarzen Sandprobe*.

Frage C1. 1b Schreiben Sie Ihre Messwerte und den berechneten Wert in die zweite Zeile der Tabelle **C1. 1** auf das *Antwortblatt*.

Montieren Sie den Rahmen wieder ab, gießen Sie den schwarzen Sand in sein ursprüngliches Plastiksackerl.

Montieren Sie den Rahmen wieder auf die gleiche Weise für das nächste Experiment.

Mischen Sie ca. 20 ml Mohn und 20 ml gelben Sand in einer Plastik-Kaffeetasse. Zur Messung verwenden sie einen Kunststoff-Proben-Halter. **ACHTUNG! Schütteln hilft nicht. Verwenden Sie den kleinen Plastiklöffel.**

Verwenden Sie den kleinen Plastiklöffel, und sehr vorsichtig, sehr langsam, in kleinen Mengen (wie Salzen einer Mahlzeit) gießen Sie die Mischung in den Trichter. Versuchen Sie, gleichermaßen von der Unterseite und der Oberseite der Mischung zu nehmen. Während des Gießens kann man das interessante Verhalten des Mischmaterials beobachten: manchmal rollt eine Schicht einer der Komponenten nach unten, und auf diese Weise bilden sich getrennte Schichten von Mohn und gelbem Sand.

Wenn das gesamte Material ausgegossen ist, zählen Sie die Anzahl n der Schichten, die aus Mohn gebildet werden, und messen Sie die Dicke d der Schichten. (d_i ist die Dicke der i^{th} Schicht, $1 \leq i \leq n$.) **ACHTUNG! Seien Sie vorsichtig, schütteln Sie nicht den Rahmen, könnten Sie die Schichten zerstören.**

Berechnen Sie die durchschnittliche Dicke d_{avr} der Schichten.

Frage C1. 2a Schreiben Sie Ihre Ergebnisse in die erste Zeile von Tabelle **C1. 2** auf das *Antwortblatt*.

Den Rahmen wieder abmontieren und die Mischung zurück in die Kaffeetasse gießen.

Montieren Sie den Rahmen wieder auf die gleiche Weise auf. Wiederholen Sie das Experiment zwei weitere Male.

Frage C1. 2b Schreiben Sie Ihre Ergebnisse in die zweite und dritte Reihe von Tabelle **C1. 2** auf das *Antwortblatt*.

Den Rahmen abmontieren, die Mischung zurück in die Kaffeetasse gießen (und dort lassen).

Stauen in einer Röhre.

Zwischen den Körnern des granulierten Materials und der Gefäßwand und zwischen den Körnern des granulierten Materials befindet sich auch eine Reibungskraft – im Gegensatz zu Flüssigkeiten, bei denen nur innere Reibung bei Bewegung ist. Diese Reibung kann dazu führen, dass die granulierten Materialien in einem Gefäß verklemmt werden, und daher können auch unerwartete Kräfte auftreten. In diesem Teil des Problems vergleichen Sie das Verhalten von gelbem Sand und Wasser in einem transparenten vertikalen Rohr.

Bereiten Sie gelben Sand in die andere Plastik-Kaffeetasse. Platzieren Sie die Laborwaage auf dem Sockel des Bunsen-Standes. Platzieren Sie die quadratische transparente Kunststoffschale auf der Waage.

Mit einem permanenten Marker zeichnen Sie 10 Markierungen auf dem transparenten Plexiglasrohr 1 cm voneinander entfernt. Die erste Markierung sollte auch 1 cm von einem Ende des Rohres entfernt sein.

Montieren Sie das Rohr über der Mitte der Waage durch zwei Reagenzglasklemmen auf dem Bunsen-Ständer. Stellen Sie den freien Teil der Reagenzglasklemmen so kurz wie möglich ein und überprüfen Sie, ob alle Komponenten des Standfußes fest und spielfrei passen. **ACHTUNG! Die Steifigkeit des Standfußes ist sehr wichtig für den Erfolg der Messung.** Stellen Sie das Rohr vertikal ein.

Legen Sie ein Stück Papier auf das Fach auf der Waage, schalten Sie die Waage ein und drücken Sie die Taste "T" (Tare). Senken Sie das Rohr, so dass es sanft das Papier berührt. Prüfen Sie, ob der Rand des Rohres gut zur Ebene des Faches passt. Ziehen Sie das Papier vorsichtig heraus. Die Skala muss Null (oder ein sehr kleines Gewicht) zeigen – wenn nicht, wiederholen Sie die Vorgang.

Legen Sie den kleinen Trichter in das obere Loch des Rohres. Verwenden Sie den kleinen Plastiklöffel und sehr vorsichtig, sehr langsam, gießen Sie in kleinen Mengen (wie Salzen einer Mahlzeit) Sand in den Trichter, bis der Sandpegel die erste Markierung bei erreicht. $h = 1$ cm Lesen Sie den auf der Waage angezeigten Wert (in Gramm) – dieser Wert ist proportional zur Kraft, die der Sand auf der Waage ausübt. Gießen Sie den Sand auf die gleiche Weise (sehr vorsichtig, sehr langsam, in kleinen Mengen), und lesen Sie die Werte auf der Skala, die bei jeder Markierung angezeigt werden. Beenden Sie den Prozess bei der letzten Markierung unterhalb des oberen Endes der Röhre.



Frage C1. 3a Schreiben Sie Ihre Werte in die ersten 10 Boxen (1 – 10) in die erste leere Zeile von Tabelle **C1. 3** auf das *Antwortblatt*.

Die Reagenzglasklemmen und alle Teile des Bunsen-Ständers sind keine vollstarrten Strukturen. Sie biegen leicht aufgrund des Gewichts des Sands.

Versuchen Sie, die Röhre mit ihren Händen vorsichtig zu heben, um den Bunsen-Ständer zu "helfen", der das Gewicht trägt. **ACHTUNG! Lösen Sie nicht die Schrauben des Ständers.** Der auf der Skala angezeigte Wert liegt niedriger und erreicht einen Mindestwert.

Frage C1. 3b Schreiben Sie den Minimalwert, der auf der Skala angezeigt wird, in die Spalte ↑(Pfeil nach oben) in die erste leere Zeile der Tabelle **C1. 3** auf das *Antwortblatt*.

Lassen Sie das Heben wieder sein. Überraschenderweise ist der auf der Skala angezeigte Wert höher als vor dem Heben.

Frage C1.3c Schreiben Sie den erhöhten Wert, der auf der Skala angezeigt wird, in die erste leere Zeile der↓ (Pfeil nach unten)Spalte der Tabelle **C1.3** auf das *Antwortblatt*.

Lösen Sie die Schrauben der Kreuzklemmen, und heben Sie das Rohr um ein paar cm höher. Der Sand läuft auf der Waage auf das Tablett hinaus. Der auf der Waage angezeigte Wert ist das Gewicht des Sandes.

Frage C1.3d Schreiben Sie den Wert, der auf der Skala angezeigt wird, in die erste leere Zeile in die Spalte, die durch W markiert ist, von Tabelle **C1.3** auf das *Antwortblatt*.

Den Sand vorsichtig in die Plastik-Kaffeetasse zurückgießen.

Wiederholen Sie den gesamten Prozess **C1.3a-d** zwei weitere Male mit dem gleichen Material.

Frage C1.3e Schreiben Sie Ihre Messwerte in die entsprechenden Spalten der zweiten und dritten leeren Zeilen in Tabelle **C1.3** auf das *Antwortblatt*.

Nachdem Sie das letzte Experiment abgeschlossen haben, gießen Sie den Sand zurück in sein ursprüngliche Plastiksackerl.

Frage C1.3f Berechnen Sie die Durchschnittswerte in jeder Spalte und schreiben Sie Ihre Ergebnisse in die entsprechenden Felder der letzten Zeile in Tabelle **C1.3** auf dem *Antwortblatt*.

Zum Vergleich, untersuchen Sie, wie sich eine Flüssigkeit in der Röhre verhält. Das Rohr kann nicht wasserdicht auf der Waage passen, Sie müssen einen wasserdichten Verschluss herstellen, der nur eine sehr kleine Kraft ausübt.

Ziehen Sie einen Gummi-"Finger" locker über ein Ende des Rohres (siehe die linke Seite der *Abbildung*). **ACHTUNG! Es ist wichtig, es locker zu halten.** Fixieren Sie es am Rand des Rohres mit einem Gummiband, schieben Sie die lose kleine Tasche in das Rohr mit Ihren Finger (siehe die rechte Seite der *Abbildung*).



Montieren Sie das Rohr mit zwei

Reagenzrohrklemmen am Bunsen-Ständer über der Mitte der Waage, wie zuvor. Schalten Sie die Waage ein, und drücken Sie die Taste "T" (Tare). Senken Sie das Rohr, so dass es sehr nah an der Schale ist, aber nicht berührt. Die Skala muss Null anzeigen.

Nehmen Sie etwas Leitungswasser in die Küchenschale. Legen Sie den kleinen Trichter in das obere Loch des Rohres. Verwenden Sie einen Kunststoff-Probenhalter und/oder den kleinen Plastiklöffel, und gießen Sie sehr vorsichtig, sehr langsam, Wasser in den Trichter, bis der Wasserstand die erste Markierung bei erreicht. $h = 1$ cm Lesen Sie den auf der Waage angezeigten Wert m (in Gramm) ab – dieser Wert ist proportional zur Kraft, die das Wasser auf der Waage ausübt.

Gießen Sie weiter Wasser auf die gleiche Weise hinein, und lesen Sie die Werte, die auf der Skala bei jeder Markierung angezeigt werden. Beenden Sie den Prozess bei der letzten Markierung unterhalb des oberen Endes der Röhre.

Frage C1.4a Schreiben Sie Ihre Messwerte in die ersten 10 leeren Kästchen (1 – 10) von Tabelle **C1.4** auf das *Antwortblatt*.

Demontieren Sie das Rohr vom Ständer und gießen Sie das Wasser aus dem Rohr in die Küchenschale, um sein Gewicht zu messen. (Wenn die Waage ausgeschaltet wurde, schalten Sie sie zuerst wieder ein, und drücken Sie die Taste "T".)

Frage C1.4b Schreiben Sie den auf der Skala angezeigten Wert in das mit W markierte Feld in Tabelle C1.4 auf dem *Antwortblatt*.

Frage C1.5 Zeichnen Sie auf einem *Millimeterpapier* genannt als '*graph C1.5*', die berechneten Durchschnittswerte für den gelben Sand m_{avr} (die ersten 10 Kästchen der letzten Zeile in Tabelle C1.3a-e) und die Messwerte für Wasser m_w (die ersten 10 Daten in Tabelle C1.4a-b in Abhängigkeit der Höhe h des Sands/Wasser. **Zeichnen Sie beide Funktionen im selben Diagramm**, verwenden Sie jedoch unterschiedliche **Markierungen für die Datenpunkte**.

Zeichnen Sie in beiden Fällen eine horizontale Linie mit dem Wert, der dem Gesamtgewicht des Materials im Rohr entspricht (Spalte 'W').

Markieren Sie bei gelbem Sand sowohl die minimalen als auch die maximalen Durchschnittswerte (Spalten '↑' und '↓' in Tabelle C1.3a-e) bei $h = 10$ cm.

Vergessen Sie nicht, 'Graph C1.5' zum Antwortblatt anzuhängen!

Interpretiere die beobachteten Phänomene! Verschiedene Kräfte wirken auf die Materialien (gelber Sand oder Wasser) in der Röhre. Die Gravitationskraft F_g (im Zentrum der Masse wirkend), die normale Kraft F_s , die von der Schale auf der Waage ausgeübt wird, und die normalen Kräfte F_n und Reibungskräfte F_f , die von der Wand des Rohres ausgeübt werden (die Wirkung des Luftdrucks wird nicht berücksichtigt, da vernachlässigbar.)

Frage C1.6 Zeichnen Sie die Kräfte, die auf die Materialien in den Skizzen C1.6 einwirken auf das *Antwortblatt*. Im Fall (a) für Sand im Moment, in dem der Wert, der auf der Skala angezeigt wurde, minimal war (C1.3b '↑'), im Falle (b) auch für Sand, aber in dem Moment, als der Wert maximal (C1.3c '↓') war, und schließlich in Fall (c) für Wasser, wenn der Wasserstand war $h = 10$ cm (C1.4a '10'). Verwenden Sie die Bezeichnungen F_g , F_s , F_n und F_f . Markieren Sie die Richtung der Kraft, und versuchen Sie, ihre relative Größe durch die Länge des Pfeils auszudrücken.

Messung der Dichte von Sandproben.

Bei granulierten Materialien können wir zwei verschiedene Dichten unterscheiden: eine davon ist die durchschnittliche Dichte ρ_{avr} des Granulats, unter Berücksichtigung des Volumens der Hohlräume zwischen den Körnern, die andere ist die reale Dichte ρ des Materials der Körner. In diesem letzten, kurzen Teil des Problems werden Sie die Dichte der Sandproben messen. Führen Sie dazu das folgende Verfahren aus.

Warnung! Nach dieser Messung können Sie die Geräte und Materialien nicht wiederverwenden, daher machen Sie diese Messung nur, wenn Sie mit allen anderen Messungen in Problem 1 bereits fertig sind.

Wischen Sie beide Kunststoffprobenhalter trocken. Schalten Sie die Waage ein, (die transparente Kunststoffschale muss darauf sein), und drücken Sie die Taste "T". Legen Sie einen leeren Kunststoffprobenhalter auf die Waage.

Frage C1.7a Lesen Sie das Gewicht m_e des leeren Plastik-Probenhalters und schreiben Sie den Wert in die richtige Box der Tabelle C1.7 auf das *Antwortblatt*.

Nehmen Sie den Plastik-Probenhalter von der Waage ab. Füllen Sie ihn vollständig mit Leitungswasser auf. Wischen Sie die Außenseite des Probenhalters bei Bedarf sorgfältig ab. Legen Sie es auf der Waage zurück. (Wenn die Waage ausgeschaltet wurde, schalten Sie sie zuerst wieder ein, und drücken Sie die Taste "T".)

Warnung! Füllen Sie niemals Materialien über der Waage in den Probenhalter.

Frage C1. 7b Lesen Sie das Gewicht m_w des Probenhalters voll mit Wasser ab und schreiben Sie den Wert in die richtige Box des Tisches **C1. 7** auf das *Antwortblatt*.

Nehmen Sie den Probenhalter von der Waage, gießen Sie das Wasser aus und wischen Sie ihn trocken. Füllen Sie es vollständig mit gelbem Sand. Verwenden Sie den Mini-Trichter und den kleinen Plastiklöffel. **ACHTUNG! Gießen Sie den Sand sorgfältig hinein. Komprimieren Sie das Material nicht.** Legen Sie es auf die Waage zurück.

Frage C1. 7c Lesen Sie das Gewicht des m_{ds} Probenhalters voll mit trockenem Sand und schreiben Sie den Wert in die richtige Box des Tisches **C1. 7** auf dem *Antwortblatt*.

Nehmen Sie den Probenhalter von der Waage ab. Geben Sie mit dem kleinen Plastiklöffel sehr vorsichtig und langsam Wasser in den Sand. Geben Sie ihm Zeit, um das Wasser aufzunehmen und die Luftblasen aufsteigen zu lassen. Setzen Sie das Hinzufügen von Wasser fort, bis die Oberfläche nass bleibt und das Wasser überfließen würde. Wischen Sie die Außenseite des Probenhalters bei Bedarf sorgfältig ab. Legen Sie es auf der Waage zurück.

Frage C1. 7d Lesen Sie das Gewicht des m_{ws} Probenhalters voll mit nassem Sand und schreiben Sie den Wert in die richtige Box des Tisches **C1. 7** auf dem *Antwortblatt*.

Nehmen Sie den anderen Probenhalter und wiederholen Sie die Schritte **C1.7c** und **C1.7d** mit Ihrer schwarzen Sandprobe.

Frage C1. 7e Schreiben Sie Ihre abgelesenen Messwerte in Tabelle **C1. 7** auf das *Antwortblatt*.

Frage C1. 7f Leiten Sie eine Formel aus den Werten der durchschnittlichen Dichte ρ_{avr} des Granulats und der Dichte ρ des Materials der Körner her. Verwenden Sie **nur** die gemessenen Parameter und Zeichen m_e , m_w , m_{ds} , m_{ws} , und die bekannte Dichte ρ_w des Wassers. Schreiben Sie die Schritte der Herleitung und die hergeleitete Formel in Feld **C1.7f** auf das *Antwortblatt*.

Frage C1. 7g Berechnen Sie die numerischen Werte der durchschnittlichen Dichte ρ_{avr} und Dichte ρ sowohl für gelbe und schwarze Sandproben. Nimm $\rho_w = 1 \frac{g}{cm^3}$ für die Dichte des Wassers. Schreiben Sie die Ergebnisse in das entsprechende Feldes der Tabelle **C1.7a-e** auf das *Antwortblatt*. Sie können die leeren Spalten für Berechnungen verwenden.

Problem C2

Bei diesem Problem wird eine Sedimentationsmethode verwendet, um die Partikelgrößenstatistiken einer bestimmten Sandprobe zu analysieren. Der Sand wird in ein mit Wasser gefülltes Gefäß gelegt. Je größer das Sandteilchen ist, desto schneller sinkt es. Das Stokes-Gesetz wird verwendet, um die Geschwindigkeit des Sinkens zu modellieren. Die Sandpartikelkonzentration des Wassers ändert sich je nach Partikelgrößenverteilung in Abhängigkeit von der Zeit.

Die Partikelkonzentration des Wassers wird durch eine optische Transmissionsmessung bestimmt. Ein horizontaler Laserstrahl wird durch das Gefäß geschickt und die übertragene Lichtleistung wird von einem Photodetektor als Funktion der Zeit registriert. Unser Ziel ist es, die Partikelgrößenstatistiken aus dieser Leistungs-Zeit-Funktion auszuwerten.

C2.1 Partikelkonzentration

Optischer Messaufbau

In diesem Abschnitt wird eine einfache Messeinrichtung erklärt, die zur optischen Messung der Sandkonzentration des Wassers geeignet ist. Der Aufbau wird in Abb.1 angezeigt.

Die Lichtquelle ist ein Diodenlaser mit 620 nm Wellenlänge und 1.8 mW, der einen gebündelten Strahl mit einem Durchmesser von 5 mm. Dieser Strahl wird durch das Sedimentationsgefäß übertragen. Es ist ein normales zylindrisches Glas, das mit Wasser gefüllt ist. Der Außendurchmesser des Glases ist 80 mm, die Höhe ist 180 mm. Wir müssen wissen, dass das zylindrische Gefäß den Strahl in die horizontale Ebene fokussiert. So würde der Strahl im Wasser konvergieren, auch wenn der ursprüngliche Einfallsstrahl nur parallele Strahlen enthält. Wir möchten einen gebündelten Strahl im Gefäß realisieren, daher sollte eine Korrekturoptik angewendet werden. Eine zylindrische Linse wird zwischen der Lichtquelle und dem Gefäß eingesetzt, wie sie auf dem horizontalen Querschnitt des Aufbaus in Abb.2 gezeigt wird. Die Linse ist so eingestellt, dass sich die Strahlen im Gefäß parallel ausbreiten.

Das Licht, das durch das Glas durchquert, wird von einem Lichtleistungsmesser erfasst. Dieses Gerät verfügt über einen kalibrierten Silizium-Photodetektor und zeigt die Lichtleistung in mW an. Das Gerät kann über einen USB-Anschluss an einen Computer angeschlossen werden. Mit Hilfe einer Software können wir die Leistungsdaten als Funktion der Zeit mit 0.2 s Probenintervall aufnehmen. Wir messen die durchgehende Lichtleistung, wenn das Wasser klar ist. Diese Referenz-Lichtleistung wird als $I_0 = 1.67 \text{ mW}$ bezeichnet.

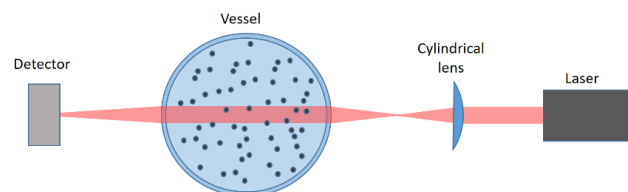
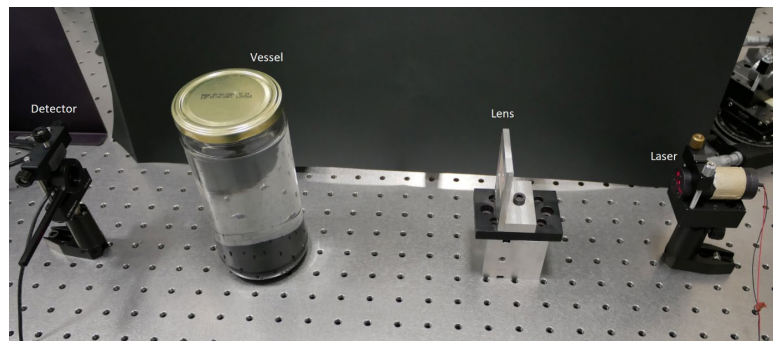


Abb.2 Horizontaler Ebenenquerschnitt der

Vor der weiteren Arbeit, **schau das Video 'Sedimentation.mp4'** auf dem Tablet / Notebook zur Verfügung gestellt.

Transmission

Der Laserstrahl hat eine Durchgangslänge $L = 76 \text{ mm}$ im Wasser mit einem Strahldurchmesser von $d = 5 \text{ mm}$. So haben wir eine Zylinderform beleuchtetes Volumen mit annähernd homogener Intensitätsverteilung bei klarem Wasser. In diesem Fall beträgt die übertragene Intensität I_0 .

Nehmen wir an, dass im beleuchteten Volumen ein kleines Kugelformteilchen erscheint. Der Radius des Partikels ist R . Es reduziert die übertragene Leistung um ΔI_1 .

Frage C2. 1a Angenommen, dass das Teilchen den Strahl mit seinem ganzen Querschnitt abschattet, drücken Sie die ΔI_1 Leistung durch die angegebenen Parameter aus. Schreiben Sie den Ausdruck auf das Antwortblatt.

Wenn mehr Partikel in dem beleuchteten Strahl erscheinen, wird der Lichtverlust höher. Wir nehmen an, dass, wenn N Teile der gleichen Größe im beleuchteten Querschnitt sind, nimmt die übertragene Leistungsabnahme mit $\Delta I = N\Delta I_1$ ab. In diesem Modell nehmen wir an, dass sich die Teilchen nicht gegenseitig überschatten. Bei niedrigen Partikelkonzentrationen trifft dies in etwa zu.

In unseren Experimenten verwenden wir den *schwarzen Sand*, der in *Problem C1* analysiert wurde. Dort

haben Sie die Massendichte ρ_s des Materials des Sandes in Frage C1.7 bestimmt. Nehmen wir an, wir messen den Verlust von Lichtleistung im durchgehenden Licht im Verhältnis zu dem klaren Wasser. Wir nehmen an, dass alle Teilchen den gleichen Radius R und die gleiche Dichte ρ_s haben. Mit Kenntnis dieser Parameter können wir die Massenkonzentration der Teilchen in der Wassersuspension berechnen. Die Massenkonzentration der Teilchen wird durch den Ausdruck definiert: $C_R = \frac{m_R}{V}$ wobei m_R die Summe der Masse der Teilchen mit dem Radius R im beleuchteten Volumen und das Volumen V ist das Volumen des beleuchteten Bereichs.

Frage C2.1b Drücken Sie C_R in Abhängigkeit von ΔI und R unter Verwendung der gegebenen Parameter aus den vorhergehenden Teilen aus. Schreiben Sie die Formel auf das Antwortblatt.

C2.2 Sedimentablagerung

Die Theorie der Sedimentablagerung ist aus der Honigviskositätsmessung von Task 1 bekannt. Wir nehmen an, dass die sinkenden Sandpartikel eine charakteristische Geschwindigkeit haben, die durch das Gleichgewicht der Gravitationskraft und des Auftriebs bestimmt wird, die Zugkraft kommt von der Viskosität des Wassers. Wir nehmen an, dass die Partikel sphärische Form mit Radius R haben. In diesem Fall kann die Zugkraft durch Stokes Gesetz $F_d = 6\pi\eta Rv$ beschrieben werden, wobei η ist die Viskosität des Mediums und v ist die Geschwindigkeit des Teilchens. In Aufgabe 1 haben Sie die unbekannte Viskosität des Honigs gemessen. In diesem Experiment kennen wir die Viskosität des Wassers, es ist bei $\eta = 10^{-3}$ Pas bei Raumtemperatur. Wir wissen auch, dass die Dichte des Wassers $\rho_w = 1000 \text{ kg/m}^3$ ist. Für die Dichte der schwarzen Sandpartikel verwenden Sie Ihr Ergebnis in Frage C1.7 (bei dieser Messung wurde der gleiche schwarze Sand verwendet). Die Erdbeschleunigung ist $g = 9,81 \text{ m/s}^2$.

Frage C2.2a Schreiben Sie die Gleichung des Gleichgewichts der Kräfte, die auf ein sinkendes Teilchen wirken. (Ähnlich wie in Aufgabe 1.) Leiten Sie eine Formel ab, um die Geschwindigkeit v als Funktion des Radius R mithilfe der angegebenen Parameter zu bestimmen. Schreiben Sie die Formel auf das Antwortblatt.

Stellen wir uns vor, dass wir etwas Sand in das mit Wasser gefüllte Gefäß geben, und es wird aufgeschüttelt, um die Partikel zu zerstreuen. Wir gehen davon aus, dass bei $t = 0$ die Verteilung der Partikel im Volumen des Gefäßes einheitlich ist. Wir nehmen auch an, dass alle Teilchen den gleichen Radius R haben. In diesem Idealfall haben alle Teilchen die gleiche Sinkgeschwindigkeit. Es bedeutet, dass eine sinkende Ebene definiert werden kann. Unter dieser Ebene ist die Konzentration der Teilchen die gleiche wie die ursprüngliche, aber über dieser Ebene könnten wir theoretisch kein Teilchen finden. Wie es in Abb.3 visualisiert wird. Wir nennen dieses Stelle die "Obergrenze", diese Obergrenze sinkt mit gleichmäßiger Geschwindigkeit.

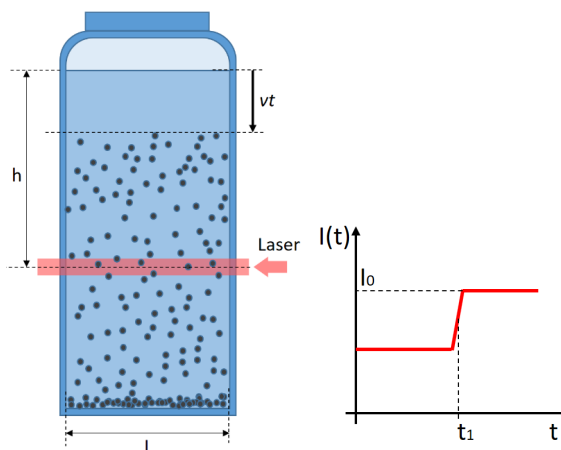


Abb.3 Schemata der Sedimentation und der Änderung der Transmission für den Fall, dass alle Teilchen den gleichen Radius haben.

Wenn das Gefäß durch einen horizontalen Laserstrahl in der Tiefe h durchleuchtet wird, die übertragene Leistung $I(t)$ ändert sich als Funktion der Zeit, wie sie auf dem Diagramm in Abb. 3 dargestellt wird. Die kritische Zeit t_1 hängt von der Sinkgeschwindigkeit und der Tiefe h als Parameter ab.

Nehmen wir an, der Sand ist eine Mischung aus kugelförmigen Partikeln, die zwei unterschiedliche Radien R_1 und R_2 haben. Im ersten Moment haben die Teilchen eine gleichmäßige Verteilung im Volumen, aber

später haben wir zwei Obergrenzen, die mit unterschiedlichen Geschwindigkeiten sinken, die den beiden Partikelgrößen entsprechen. Die Veränderungen der Lichtleistung $I(t)$ in der Funktion der Zeit werden in Abb.4 gezeigt.

In einer realistischen Sandprobe gibt es viele Partikel unterschiedlicher Größe. So können wir in einem realen Experiment keine Stufen auf der $I(t)$ Funktion erkennen, sondern wir können ein ständig lichtstärkeres Diagramm messen. Diese realistische Sedimentation kann jedoch auch erfolgreich durch die "unendliche Anzahl sinkender Obergrenzen" mit unterschiedlichen Geschwindigkeiten modelliert werden. Bei dieser Messung müssen Sie die Funktion realistischer Sedimentationsexperimente $I(t)$ analysieren.

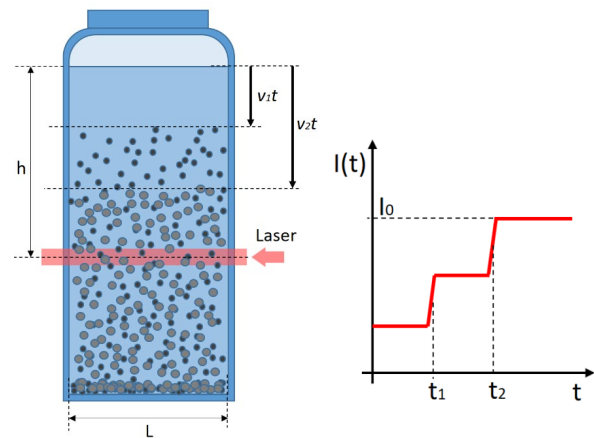


Abb.4 Schemata der Sedimentation und der Änderung der Transmission für den Fall, dass der Sand ein Gemischteilchen ist, haben zwei unterschiedliche Radius.

Messung

In den folgenden Messungen verwenden wir den Aufbau von Fig.1. Wir geben 3 g von dem *schwarzen Sand* in das mit Wasser gefüllte Glas. Der Abstand zwischen dem Laserstrahl und der Wasseroberfläche ist $h = 53$ mm. Das abgedeckte Glas wird aufgeschüttelt und wir geben es in seine ursprüngliche Position zurück. Die Datenerfassung des Lichtleistungsmessers wurde in diesem Moment gestartet. Die Software registrierte die Lichtleistung mit 0.2 s Zeitauflösung.

Danach legen wir den Abstand zwischen dem Laserstrahl und der Wasseroberfläche fest und wiederholen das Experiment bei einer Tiefe der Wasseroberfläche zum Laserstrahl von $h = 102$ mm. Das Ergebnis ist in Abb.5 dargestellt. Die Zeitachse hat eine logarithmische Skala.

Als nächstes müssen Sie diese Kurve analysieren, um die Partikelgrößenstatistiken der Sandprobe auszuwerten. Einige charakteristische Partikelradien müssen vorgeschrieben werden, um die analysierten Größenbereiche festzulegen. Diese charakteristischen Radien sind die folgenden:

$$\begin{array}{lll} R_1 = 10 \mu\text{m} & R_2 = 15 \mu\text{m} & R_3 = 20 \mu\text{m} \\ R_4 = 25 \mu\text{m} & R_5 = 30 \mu\text{m} & R_6 = 35 \mu\text{m} \\ R_7 = 40 \mu\text{m} & R_8 = 45 \mu\text{m} & R_9 = 50 \mu\text{m} \end{array}$$

Zunächst müssen wir die Zeitpunkte kennen, an denen die sinkende Obergrenze, die den gegebenen Radien entspricht, das Niveau des Laserstrahls erreicht. Nach diesen Zeitpunkten befinden sich keine Partikel, die größer als die oben angegebenen Radien im Gefäßvolumen über dem Laserstrahl sind.

Frage C2.2b Ermitteln Sie die Zeitpunkte, die den angegebenen Partikelgrößen R_i entsprechen. Verwenden Sie die in Frage C2.2a abgeleiteten Formeln. Bewerten Sie sie im Fall von $h = 53$ mm und $h = 102$ mm. Füllen Sie die Tabelle mit den ermittelten Zeitwerten auf dem *Antwortblatt* aus.

Frage C2. 2c Verwenden Sie das Diagramm von Abb.5. Lesen Sie die übertragenen Lichtleistungswerte I_i entsprechend den ermittelten Zeitdaten von C2.2b ab. Schreiben Sie diese Leistungsdaten in die Tabelle auf dem *Antwortblatt*.

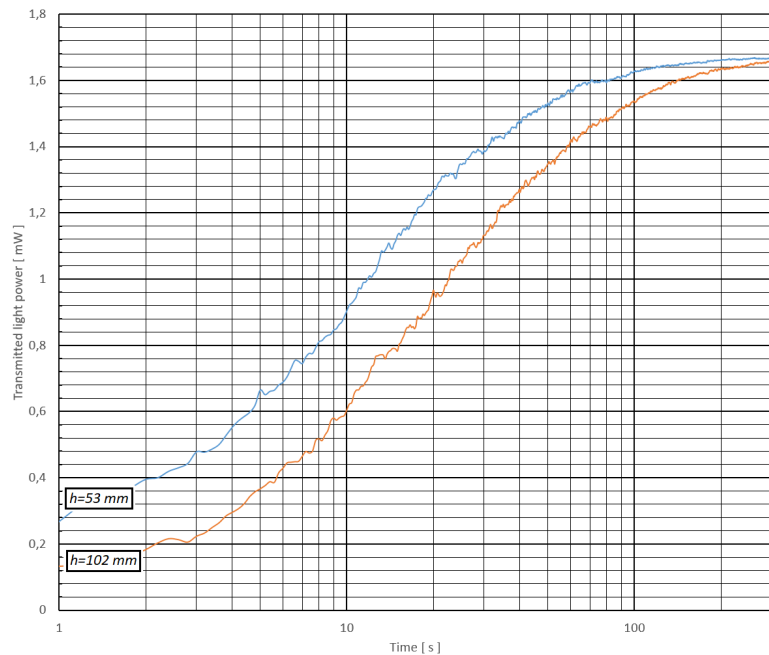


Abb.5 Transmittierte Lichtleistung im Vergleich zur Zeit bei zwei Fällen von h -Parametern

Im Folgenden teilen wir die Teilchenradien in Bereiche auf. Der i^{th} Bereich wird durch den nächsten definiert: $R_i < R < R_{i+1}$, wobei $i = 1 \dots 8$. Unser Ziel ist es, die Massenkonzentration der Teilchen zu ermitteln, die einen Radius im oben angegebenen Radius haben. Wir wissen, dass die Massenkonzentration von Teilchen mit einem bestimmten Radius durch die sich ändernde Durchlichtleistung ΔI bestimmt werden kann. Daher müssen wir die Leistungsvergrößerungen ΔI_i die den definierten Bereichen entsprechen, durch den folgenden Unterschied bewerten: $\Delta I_i = I_i - I_{i+1}$

Frage C2. 2d Berechnen Sie die Durchlichtleistungsvergrößerungen und füllen Sie die Tabelle auf dem *Antwortblatt* aus.

In Kenntnis der Übertragungsänderungen können wir die Massenkonzentration C_i der Teilchen im angegebenen Radiusbereich berechnen. Verwenden wir den in **C2.1b** abgeleiteten Ausdruck. Wir müssen beachten, dass die zitierte Gleichung einen genauen Radiusparameter R enthält. Wir werden jedoch die Konzentration ermitteln, die einem Radiusbereich entspricht. Um dieses Problem zu vereinfachen, ersetzen wir den Ausdruck durch den durchschnittlichen Radius R_a des angegebenen Bereichs, der durch die folgenden Definitionen definiert wird: $R_a = \frac{R_i + R_{i+1}}{2}$

Frage C2. 2e Berechnen Sie die Massenkonzentrationen C_i , die den angegebenen Radiusbereichen entsprechen. Füllen Sie die Tabelle auf dem *Antwortblatt* aus.

Frage C2. 2f Erstellen Sie Balkendiagramm, um die ausgewertete Größenverteilung der Suspension zusammenzufassen. Verwenden Sie ein Millimeterpapier und beschriften Sie es mit 'Graph C2.2'. Zeichnen Sie beide Balken, die aus der Messung bei $h = 53 \text{ mm}$ und $h = 102 \text{ mm}$ Laserposition abgeleitet werden können nebeneinander. Kennzeichnen Sie auf dem Diagramm, welcher Balken zu welcher Messung gehört.
Vergessen Sie nicht, 'Graph 2' zum Antwortblatt C2 anzufügen.!

Teil A

Aufgabe A3

Anhang

Farbschema

