



# **Schüler- und Demonstrationsexperimente im Fach Biologie für die Abiturprüfung mit landesweit einheitlichen Aufgabenstellungen**



Aufgaben auf erhöhtem Anforderungsniveau (eA) mit einem  
experimentellen Aufgabenanteil in der schriftlichen Abiturprüfung

Stand: 15. Juni 2020



# Inhalt

<b>1. EXPERIMENTE IN DER SCHRIFTLICHEN ABITURPRÜFUNG</b>	<b>3</b>
<b>2. GERÄTE UND MATERIALIEN FÜR EXPERIMENTE IM ZENTRALABITUR</b>	<b>6</b>
<b>3. ARBEITSTOFFE UND CHEMIKALIEN FÜR EXPERIMENTE IM ZENTRALABITUR</b>	<b>8</b>
<b>4. EXPERIMENTIERANLEITUNGEN UND GEFÄHRDUNGSBEURTEILUNGEN</b>	<b>13</b>
4.1. Mikroskopieren des Querschnitts durch ein bifaziales Laubblatt	14
4.2. Isolation und dünnschichtchromatografische Trennung von Blattfarbstoffen	17
<b>4.3. Bodenanalysen</b>	<b>22</b>
4.3.1. Bestimmung des Gehalts an Nitrat-Ionen im Boden	22
4.3.2. Bestimmung des Gehalts an Phosphat-Ionen im Boden	24
4.3.3. Bestimmung des pH-Werts einer Bodenlösung	26
<b>4.4. Gewässeranalysen</b>	<b>27</b>
4.4.1. Bestimmung des Gehalts an Nitrat-Ionen in einer Gewässerprobe	27
4.4.2. Bestimmung des Gehalts an Phosphat-Ionen in einer Gewässerprobe	28
4.4.3. Bestimmung des pH-Werts einer Gewässerprobe	29
<b>4.5. Abziehpräparate der Epidermis eines Blattes vom Fleißigen Lieschen (<i>Impatiens walleriana</i>) mit Spaltöffnungen</b>	<b>30</b>
<b>4.6. Modellierung der HILL-Reaktion</b>	<b>33</b>
<b>4.7. Enzymaktivität</b>	<b>38</b>
4.7.1. Urease katalysiert die chemische Spaltung von Harnstoff	38
4.7.2. Die Substratkonzentration beeinflusst die Reaktionsgeschwindigkeit	40
4.7.3. Die Urease-Aktivität ist temperaturabhängig	42
<b>4.8. Nachweis von NADH + H<sup>+</sup> bei der Glykolyse</b>	<b>45</b>
<b>4.9. pH-Wert-Untersuchungen bei Dickblattgewächsen</b>	<b>49</b>



# 1. Experimente in der schriftlichen Abiturprüfung

## Bezug

Erlass zur Einführung von Schüler- und Demonstrationsexperimenten im Fach Biologie für die Abiturprüfung mit landesweit einheitlichen Aufgabenstellungen ab dem Zentralabitur 2022 vom 27.05.2019.

## **Experimentieren**

Im Zentralabitur sind Schüler- und Demonstrationsexperimente ab dem Zentralabitur 2022 im Fach Biologie Bestandteil der Abiturprüfung in Kursen auf erhöhtem Anforderungsniveau (eA).

Unter einem Experiment verstehen Naturwissenschaftler\_innen das systematisch und methodisch kontrollierte Testen von Hypothesen über Ursachen. Mit dem Terminus Experiment wird also eine konkrete, eng definierte fachgemäße Arbeitsweise bezeichnet.

Im Hinblick auf Prüfungsaufgaben wird die gemäß der Einheitlichen Prüfungsanforderungen in der Abiturprüfung Biologie (EPA, 2004) als *Schüler- und Demonstrationsexperiment* benannte Aufgabenart begrifflich jedoch weiter gefasst, indem darunter ganz allgemein die fachgemäßen Denk- und Arbeitsweisen der Biologie (Beobachten, Mikroskopieren, Experimentieren, Vergleichen & Ordnen, Modellieren) zusammengefasst werden.

In der Biologiedidaktik wird das Wort Experiment zudem sowohl für empirische, ergebnisoffene Vorgehensweisen (Forschungsexperiment) als auch für unterrichtsmethodische Handlungen (Lern- oder Lehrexperiment) verwendet. Während das Forschungsexperiment auf den Gewinn neuer Erkenntnisse abzielt, sind die Ergebnisse beim Lehr- oder Lernexperiment bereits vorher den Lehrenden bekannt. In diesem Fall wird auch von *Schulversuchen mit bestätigendem Charakter* gesprochen. Alle in Kapitel 4 aufgeführten Anleitungen sind der Übersicht halber als bestätigende Experimente / Versuche dargestellt. Bei der Konzeption von Prüfungsexperimenten können aber je nach zu überprüfenden inhalts- oder prozessbezogenen Kompetenzen Aspekte beider Experiment-Typen aufgegriffen werden.

## **Arten experimenteller Prüfungsaufgaben**

Gemäß dem oben genannten Erlass enthält eine der vorgelegten Prüfungsaufgaben eine Aufgabe mit einer experimentell ausgerichteten Aufgabenstellung. Darin kann in folgender Weise auf die verbindlich durchzuführenden Experimente rekurriert werden:

Die für einen Prüfungsjahrgang festgelegten Experimente sind vor dem Hintergrund einer jeweiligen Aufgabenstellung in Teilen oder in Gänze selbständig durchzuführen, auszuwerten und zu deuten. In den Aufgabenstellungen wird dann auf eine kleinschrittige, rezeptartige Anleitung verzichtet.

Die Experimente können in Bezug auf die zu verwendenden Geräte, Materialien, Chemikalien beziehungsweise die Durchführung auch deutlich abgewandelt werden. Es können überdies ähnliche oder neue Experimente thematisiert werden. Die Prüflinge erhalten dann materialgestützt Hinweise zum Experimentieren.



Die folgende Liste enthält die Kompetenzen des Kerncurriculums, die in engerem Zusammenhang mit fachgemäßen Denk- und Arbeitsweisen im Biologieunterricht stehen. In der Spalte „Ergänzende Hinweise“ sind dazu passende Experimente aufgeführt, die im Unterricht als Schülerexperimente durchzuführen sind, damit landesweit eine hinreichende Vergleichbarkeit in Bezug auf die Fertigkeiten der Prüflinge im Zentralabitur hergestellt wird. Die für einen Prüfungsjahrgang verbindlichen Experimente werden jeweils in den Hinweisen zur Abiturprüfung benannt.

*Ausgewählte Kompetenzen aus dem Kerncurriculum für das Fach Biologie für das Gymnasium – gymnasiale Oberstufe, die Gesamtschule – gymnasiale Oberstufe, das Berufliche Gymnasium, das Abendgymnasium, das Kolleg (in Kraft gesetzt zum 01.08.2017) und ergänzende Hinweise*

Nr.	Kompetenz im KC	Die Schülerinnen und Schüler ...	Ergänzende Hinweise
1	EG 1.2	mikroskopieren und skizzieren biologische Präparate (bifaziales Laubblatt)	Experiment 1: Mikroskopieren des Querschnitts durch ein bifaziales Laubblatt; Selbstständiges Anfertigen eines Präparats; Übersichtsskizze der Gewebe bzw. Detailskizze weniger Zellen im Zellverband
2	EG 1.4	führen eine Dünnschichtchromatografie durch und werten das Chromatogramm aus (Blattpigmente).	Experiment 2: Isolation und dünn-schichtchromatografische Trennung von Blattfarbstoffen
3	EG 1.5	führen Freilanduntersuchungen durch und werten diese aus (ausgewählte abiotische und biotische Faktoren).	Experiment 3: Bodenanalysen Experiment 4: Gewässeranalysen
4	EG 2.1	entwickeln Fragestellungen und Hypothesen, planen Experimente, führen diese durch und werten sie hypothesenbezogen aus.	Experimente 1 bis 9
5	EG 2.2	diskutieren Fehlerquellen bei Experimenten (fehlender Kontrollansatz).	Experimente 1 bis 9
6	EG 4.1	wenden den naturwissenschaftlichen Gang der Erkenntnisgewinnung auf neue Probleme an.	Experimente 1 bis 9
7	FW 1.3	erläutern Struktur-Funktionsbeziehungen auf der Ebene von Organen (Sonnen- und Schattenblatt, Transpiration beim Blatt).	Experiment 5: Abziehpräparat der Epidermis eines Blattes vom Fleißigen Lieschen ( <i>Impatiens walleriana</i> ) mit Spaltöffnungen Selbstständiges Anfertigen eines Präparats; Detailskizzen weniger Zellen im Zellverband
8	FW 4.1	erläutern Grundprinzipien von Stoffwechselwegen (Redoxreaktionen, Energieumwandlung, Energieentwertung, ATP/ADP-System, Reduktionsäquivalente).	Experiment 6: Modellierung der HILL-Reaktion Experiment 8: Nachweis von $\text{NADH} + \text{H}^+$ bei der Glykolyse



9	FW 4.2	erläutern die Umwandlung von Lichtenergie in chemische Energie in der Fotosynthese (Abhängigkeit von Außenfaktoren, Funktion der Photosynthesepigmente, Absorptions- und Wirkungsspektrum, Primärreaktionen, <i>energetisches Modell der ATP-Bildung*</i> , chemiosmotisches Modell der ATP-Bildung, Sekundärreaktionen: Fixierungs- und Reduktionsphase im C-Körper-Schema, Regenerationsphase nur summarisch).	Experiment 6: Modellierung der HILL-Reaktion
10	EG 3.1	erläutern biologische Sachverhalte mithilfe von Modellen.	Experiment 6: Modellierung der HILL-Reaktion Experiment 8: Entstehung von Reduktionsäquivalenten im Verlauf der Glykolyse
11	EG 3.2	wenden Modelle an, erweitern sie und beurteilen die Aussagekraft und Gültigkeit.	Experiment 6: Modellierung der HILL-Reaktion Experiment 8: Nachweis von $\text{NADH} + \text{H}^+$ bei der Glykolyse
12	FW 4.3	erläutern Enzyme als Biokatalysatoren von Abbau- und Aufbauprozessen (Aktivierungsenergie, Substrat- und Wirkungsspezifität).	Experiment 7: Enzymaktivität
13	FW 4.4	erläutern die Abhängigkeit der Enzymaktivität von unterschiedlichen Faktoren (Temperatur, pH-Wert, Substratkonzentration).	Experiment 7: Enzymaktivität
14	FW 7.3	<i>erläutern Angepasstheit auf der Ebene von Organismen (CAM-Pflanzen: ökologische und stoffwechselbiologische Aspekte)*.</i>	Experiment 9: pH-Wert-Untersuchungen bei Dickblattgewächsen

Ausführliche Experimentieranleitungen und entsprechende Gefährdungsbeurteilungen finden sich in Kapitel 4.



## 2. Geräte und Materialien für Experimente im Zentralabitur

Während der Qualifikationsphase sollten die Schülerinnen und Schüler mit den in der Schule üblicherweise eingesetzten Geräten und Materialien gearbeitet haben.

**In ausreichender Anzahl sind folgende Geräte und Materialien vorzuhalten:**

Aluminiumfolie  
Becherglas (25 mL, 100 mL, 250 mL, 500 mL)  
Bleistift (weich)  
Blockschälchen mit Vertiefung  
Deckgläschen  
Drahtnetz  
Dreifuß  
Einweghandschuhe (latexfrei)  
Erlenmeyer-Kolben (50 mL, 100 mL)  
Feuerzeug oder Zündhölzer  
Filtrierpapier (Rundfilter und Faltenfilter)  
Gärröhrchen mit Gummistopfen  
Gasbrenner  
Gaswaschflasche  
Glaskapillare (10 µL)  
Glaspetrischale  
Glasstab  
Glimmspan (Holzspieß)  
Heizplatte  
Kieselgelplatte für die Dünnschichtchromatografie  
Knoblauchpresse  
Küchenmesser  
Küchenpapier  
Kunststoffflasche mit Schraubverschluss (250 mL)  
Leitfähigkeitsmessgerät  
Lichtquelle für Fotosyntheseversuche  
Lineal  
Messkolben (10 mL, 50 mL, 100 mL, 250 mL, 500 mL)  
Messpipette (2 mL, 5 mL) mit entsprechender Saugvorrichtung  
Messzylinder (50 mL, 100 mL)  
Mikroskop



Mörser und Pistill  
Objektträger  
Pasteurpipette  
pH-Messgerät  
pH-Papier  
Pinzette (stumpf und spitz)  
Präpariernadel  
Rasierklinge  
Rasierklingenhalter  
Reagenzglas  
Reagenzglasklammer  
Reagenzglasständer  
Schere  
Schutzbrille  
Siedesteine  
Spatel  
Stativmaterial  
Stopfen (passend für die jeweiligen Glasgefäße)  
Stoppuhr  
Thermometer (quecksilberfrei)  
Trennkammer mit Deckel (für Dünnschichtchromatographie)  
Trichter (Glas oder Plastik)  
Waage (bis 0,1 g)  
Waage (Feinwaage bis 0,01 g)  
Wasserkocher



### 3. Arbeitsstoffe und Chemikalien für Experimente im Zentralabitur

Die in den folgenden Listen genannten biologischen Arbeitsstoffe und Chemikalien sind vorzuhalten.

Die folgende Stoffliste beruht auf der Stoffliste zur DGUV Regel 113-018 „Unterricht in Schulen mit gefährlichen Stoffen“ (DGUV Information 213-098, Ausgabe Februar 2020). Die Einstufung und Kennzeichnung bezieht sich, wenn nicht anders angegeben, auf den Reinstoff. Mögliche Verunreinigungen oder Nebenprodukte können zu einer anderen Einstufung bzw. Kennzeichnung führen. Mit dem zum Produkt gehörenden Sicherheitsdatenblatt übernimmt der Hersteller/Inverkehrbringer die Haftung für sein Produkt. Die DGUV übernimmt keine Haftung für fehlerhaft oder falsch eingestufte Stoffe und Gemische.

#### Tätigkeitsbeschränkungen

Die Verweise beziehen sich auf die Richtlinie zur Sicherheit im Unterricht (RiSU) in der Fassung vom 14.06.2019. Die in dieser Spalte verwendeten Abkürzungen bedeuten folgende Tätigkeitsbeschränkungen.

+	Schüler- und Lehrerexperimente sind mit diesen Stoffen ohne Einschränkungen erlaubt. Für den Primarbereich (Klasse 1 bis 4) gilt allerdings die Einschränkung, dass nur eine geringe Gefährdung (RiSU I-3.6.2) vorliegen darf. Beispiele für Tätigkeiten mit geringer Gefährdung in der Schule sind das Kleben von Materialien im Unterricht mit lösemittelhaltigen Klebstoffen im geringen Umfang, Löten mit bleifreiem Lot, Arbeiten mit Gips, Verarbeiten von Dispersionsfarben, Ansetzen von wenigen Millilitern Bariumchloridlösung als Sulfatnachweis aus wenigen Kristallen Bariumchlorid.
X	Generelles Tätigkeitsverbot an Schulen
L+	Tätigkeitsverbot für Lehrkräfte, Ausnahme siehe RiSU (I – 3.5)
S	Tätigkeitsverbot für Schülerinnen und Schüler
S4K	Tätigkeitsverbot für Schülerinnen und Schüler bis einschließlich Jahrgangsstufe 4
S9K	Tätigkeitsverbot für Schülerinnen und Schüler bis einschließlich Jahrgangsstufe 9
w	Tätigkeitsverbot für werdende oder stillende Mütter

Gemäß RiSU I – 3.7 gelten Tätigkeitsbeschränkungen mit besonderer Prüfung auf Ersatzstoffe für

- werdende Mütter für krebserzeugende, keimzellmutagene oder reproduktionstoxische Stoffe aller Kategorien,
- stillende Mütter bei Überschreitung des Grenzwertes für krebserzeugende, keimzellmutagene oder reproduktionstoxische Stoffe aller Kategorien
- für gebärfähige Frauen bei Überschreiten des Grenzwertes bei Tätigkeiten mit Gefahrstoffen, die Blei oder Quecksilberalkyle enthalten.
- Werden die Schutzmaßnahmen gemäß RiSU I - 3.4 eingehalten und kein Hautkontakt bei hautresorptiven Stoffen besteht, wird der Grenzwert (AGW) eingehalten.

ESP Besondere Ersatzstoffprüfung / Substitutionsprüfung (bei krebserzeugenden, keimzellmutagenen, reproduktionstoxischen Stoffen, akut toxischen Stoffen der Kategorien 1 bis 3 oder explosiven Stoffen) erforderlich



**Liste gebräuchlicher biologischer Arbeitsstoffe, Lebewesen, u. a.:**

<b>Biologische Arbeitsstoffe, Lebewesen, u. a.</b>	<b>Gezielte Tätigkeit</b>	<b>Risikogruppe</b>	<b>Schutzstufe</b>	<b>Toxische / sensibilisierende Wirkung</b>
Frischhefe oder Trockenhefe ( <i>Saccharomyces cerevisiae</i> )	Ja	1	1	nein
Blätter der Petersilie, frisches oder gefriergetrocknetes Material	---	---	---	---
Brutblatt ( <i>Kalanchoe daigremontiana</i> )	---	---	---	---
frische Bodenprobe, z. B. Gartenerde	---	---	---	---
frische Mohrrübe	---	---	---	---
Laubblatt des Spitzahorns ( <i>Acer platanoides</i> ) und ein weiteres Blatt einer anderen Art	---	---	---	---
Laubblatt vom Fleißigen Lieschen ( <i>Impatiens walleriana</i> )	---	---	---	---

**Das in den Experimenten vorzuhaltende Frischmaterial ist über verschiedene Bezugsquellen zu beziehen. Die Angaben hierzu befinden sich in den jeweiligen Experimentalvorschriften.**



## Liste gebräuchlicher Chemikalien

Stoffbezeichnung	Signalwort	Piktogramme	H-Sätze	P-Sätze	Tätigkeitsbeschränkungen
Aceton (Propanon)	Gefahr	  GHS02 GHS07	H225, H319, H336, EUH066	P210, P240, P403+P233, P305+P351+P338	S4K
Amylase	Gefahr	 GHS08	H334	P261, P342+P311	S4K ESP
L(+)-Ascorbinsäure	---	---	---	---	+
Bromthymolblau-Lösung (0,1 %-ig, ethanolisch)	Gefahr	  GHS02 GHS07	H225, H319	P210, P240, P403 + P 235, P305+P351+P338	S4K
Calciumcarbonat	---	---	---	---	+
Calciumchlorid-2-Hydrat Calciumchlorid Dihydrat	Achtung	 GHS07	H319	P305+P351+P338	S4K
Calciumhydroxid	Gefahr	  GHS05 GHS07	H315, , H318H335	P280, P305+P351+P338	S4K ESP
2,6-Dichlorphenolindophenol (DCPIP)	---	---	---	---	+
destilliertes Wasser	---	---	---	---	+
demineralisiertes Wasser	---	---	---	---	+
Ethylendiamintetraessigsäure (EDTA)	Achtung	  GHS07 GHS08	H319, H332, H373	P280, P312, P304+P340, P337+P313, P305+P351+P338	S4K
Eis (Wasser, gefroren)	---	---	---	---	+
Eisen(II)-sulfat	Achtung	 GHS07	H302, H315, H319	P305+P351+P338	S4K
Eisen(III)-chlorid-Hexahydrat (FeCl <sub>3</sub> • 6 H <sub>2</sub> O)	Gefahr	  GHS05 GHS07	H290, H302, H315, H317, H318	P280, P302+P352, P305+P351+P338	S4K
Fehling-Lösung I	Gefahr	  GHS05 GHS07	H318, H411	P273, P280, P305+P351+P338	S4K
Fehling-Lösung II	Gefahr	 GHS05	H290, H314	P280, P308+P310; P303+P361+P353 P305+P351+P338	S4K
Fructose	---	---	---	---	+
gereinigter Sand	---	---	---	---	+
Glucose	---	---	---	---	+
Harnstoff	---	---	---	---	+
Inulin	---	---	---	---	+
Kaliumhexacyanoferrat(II) (K <sub>4</sub> [Fe(CN) <sub>6</sub> ], Gelbes Blutlaugensalz),	---	---	H 412	P 273	+
Kaliumhexacyanoferrat(III) (K <sub>3</sub> [Fe(CN) <sub>6</sub> ], Rotes Blutlaugensalz)	---	---	H 412	P 273	+



Kupfer(II)-sulfat-5-Hydrat	Gefahr	 GHS05  GHS07  GHS09	H302, H318, H410	P280, P302+P352, P305+P351+P338	S4K
Lugolsche Lösung (Iodkaliumiodid)	Achtung	 GHS08	H373	P260, P314	S4K
Maltose	---	---	---	---	+
Methylenblau	Achtung	 GHS07	H302	P301+P312+P330	
Methylrot Natriumsalz	---	---	---	---	+
Natriumacetat	---	---	---	---	+
Natriumchlorid	---	---	---	---	+
Natriumhydrogencarbonat	---	---	---	---	+
Natriumdihydrogenphosphat	---	---	---	---	+
Natronlauge (1 mol/L)	Gefahr	 GHS05	H290, H314	P280, P303+P361+P353,P 305+P351+P338	S4K
Neutralrot	---	---	---	---	+
N-Methylharnstoff	---	---	---	---	+
Petrolether (Petroleumbenzin, möglichst Siedebereich 100- 140 °C)	Gefahr	 GHS02  GHS07  GHS08  GHS09	H225, H304, H315, H336, H373, H411, H361f	P201, P210, P331, P501, P301+P310 P370+P378	S4K w ESP
Phenolphthalein-Lösung (<1 %-ig)	Gefahr	 GHS02  GHS07	H225, H319	P201, P210, P305+P351+P338	S4K
Propan-2-ol (Isopropanol)	Gefahr	 GHS02  GHS07	H225, H319, H336	P210, P233, P240, P403+P235, P305+P351+P338	S4K
Saccharose (Rohrzucker)	---	---	---	---	+
Salzsäure (1 mol/L)	Gefahr	 GHS05	H290	---	S4K
Stärke	---	---	---	---	+
Test-Kit zur kolorimetrischen Ammonium Bestimmung	s. Herstellerangaben				
Test-Kit zur kolorimetrischen Nitrat-Bestimmung	s. Herstellerangaben				
Test-Kit zur kolorimetrischen Nitrit Bestimmung	s. Herstellerangaben				
Test-Kit zur kolorimetrischen Phosphat Bestimmung	s. Herstellerangaben				
Universalindikator (pH 1-14)	Gefahr	 GHS02  GHS07	H226, H319	P210, P305+P351+P338	S4K
Urease	---	---	---	---	+



Wasserstoffperoxid (30%-ig)	Gefahr	  GHS03    GHS05  GHS07	H272, H318, H302+H332	P220, P261, P280, P305+P351+P338	S4K
Zitronensäure	Achtung	 GHS07	H319	P280, P337+P313, P305+P351+P338	S4K



## 4. Experimentieranleitungen und Gefährdungsbeurteilungen

Nachfolgend werden ausführliche Experimentieranleitungen, Gefährdungsbeurteilungen und Begleitinformationen zu den prüfungsrelevanten Experimenten aufgeführt.

Die jeweils für einen Prüfungsjahrgang verbindlichen Experimente sind den Hinweisen zur Abiturprüfung im Fach Biologie unter [www.gosin.de](http://www.gosin.de) zu entnehmen.

Bezüge zu den im Kerncurriculum ausgewiesenen prozess- und inhaltsbezogenen Kompetenzen finden sich in Kapitel 1.



## 4.1. Mikroskopieren des Querschnitts durch ein bifaziales Laubblatt

### Zeitaufwand:

Durchführung: 80 Minuten für das Präparieren und Skizzieren

### Biologische Arbeitsstoffe, Lebewesen, u. a.:

Laubblatt des Spitzahorns (*Acer platanoides*) und ein weiteres Blatt einer anderen Art, frische Mohrrübe

### Chemikalien:

Leitungswasser

### Geräte:

1 Becherglas (100 mL)	1 Rasierklinge	1 Rasierklingenhalter
1 Objektträger	1 Deckgläschen	1 Pasteurpipette
1 Pinzette	1 Küchenmesser	1 Präpariernadel
Küchenpapier	1 Mikroskop	1 Schneidebrett

### Durchführung:

1. Schneiden Sie die Mohrrübe mit dem Küchenmesser der Länge nach bis zur Hälfte ein.
2. Klemmen Sie das jeweilige Blatt mit dem Blattstiel nach unten in die gespaltene Mohrrübe ein.
3. Schneiden Sie den Querschnitt nahe der stabilen Mittelrippe.
4. Erzeugen Sie mit der Rasierklinge einen möglichst dünnen und geraden Schnitt an der Oberfläche. Schneiden Sie dazu die Mohrrübe mit dem eingeklemmten Blatt in hauchdünne Scheiben. Setzen Sie dazu die Klinge ganz knapp unterhalb der Schnittfläche an und ziehen Sie diese dann langsam schräg nach oben.
5. Geben Sie einen Tropfen Wasser auf den Objektträger.
6. Übertragen Sie den Schnitt mithilfe der Präpariernadel in den Wassertropfen und legen Sie dann ein Deckgläschen vorsichtig darauf.
7. Mikroskopieren Sie das Präparat bei einer geeigneten Vergrößerung.

### Aufgaben:

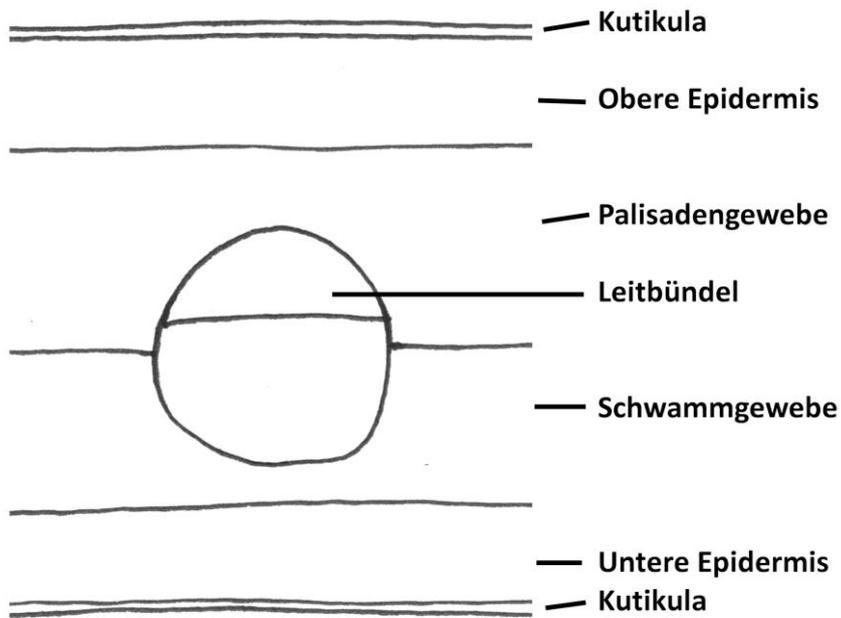
1. Fertigen Sie zunächst bei geringer Vergrößerung eine Übersichtsskizze an, welche die Verteilung der unterschiedlichen Gewebe und deren Schichtdicke wiedergibt.
2. Fertigen Sie bei großer Vergrößerung je eine Detailskizze von wenigen Zellen im Zellverband aus den jeweiligen Geweben an.

### Hinweise:

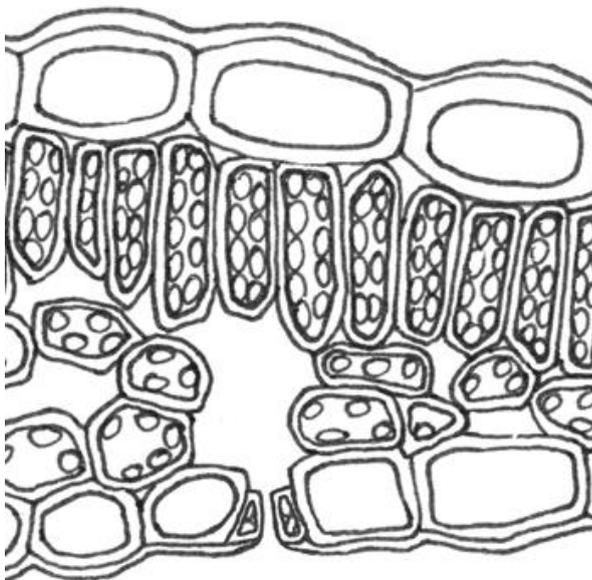
Vor dem Anfertigen des Schnitts eine gerade Schnittfläche an der Möhre mit Blatt herstellen. Die Rasierklinge flach, mit Daumendruck, unter Spannung auf die Schnittfläche drücken. Aus dem Handgelenk mit leichter Drehbewegung zum Körper hin schneiden. Besonders geeignet sind flexible Rasierklingenhalter, z. B. aus Silikon. Die Verwendung von selbstgebaute Werkzeugen ist grundsätzlich nicht erlaubt.



Ergebnis:



1. Übersichtsskizze des Blattquerschnitts eines Spitzahorns (*Acer platanoides*)



2. Detailskizze des Blattquerschnitts eines Spitzahorns (*Acer platanoides*) (Schattenblatt)

Erstellt durch: Zentralabiturkommission Biologie 2019



Experiment: Mikroskopieren des Querschnitts durch ein bifaziales Laubblatt

## Gefährdungsbeurteilung

### Einstufung der Stoffe

Stoff	Signalwort	Piktogramme	H-Sätze und EUH-Sätze	P-Sätze	WGK	Tätigkeitsbeschränkung
---	---	---	---	---	---	---
---	---	---	---	---	---	---
---	---	---	---	---	---	---
Biologische Arbeitsstoffe, Lebewesen, u. a.	Gezielte Tätigkeit	Risikogruppe	Schutzstufe	Toxische / sensibilisierende Wirkung		
Spitzahorn ( <i>Acer platano-ides</i> ), Laubblätter	---	---	---	---		

### Substitution von Gefahrstoffen

Nicht erforderlich

Liste der H-Sätze	Liste der P-Sätze
---	---

### Gefahren

Gefahr	Ja	Nein
Gefahren durch Einatmen		X
Gefahren durch Hautkontakt		X
Brandgefahr		X
Explosionsgefahr		X

Sonstige Gefahren/Hinweise:
Reinigung der Hände nach Versuchsdurchführung! Verletzungsgefahr durch Rasierklingen

### Entsorgung

Die Pflanzenreste werden in den Restmüll gegeben. Die Rasierklingen werden gesammelt und in einen gesonderten Behälter gegeben (Vermeidung von Schnittverletzungen).

### Ergebnis der Gefährdungsbeurteilung

DGUV Information 213-098 (01.02.2019)	Schutzbrille	Schutzhandschuhe	Abzugmaßnahmen	geschlossenes System	Lüftungsmaßnahmen	Brandschutzmaßnahmen	Weitere Maßnahmen:
X							---

(Schule)

(Datum, Unterschrift Fachlehrer/Fachlehrerin)

**Haftungsausschluss:** Alle Angaben wurden sorgfältig geprüft, dennoch übernehmen die Autoren und das Nds. Kultusministerium keine Haftung für etwaige Folgen aus den hier beschriebenen Experimenten und den vorgeschlagenen Maßnahmen. Jede Lehrerin und jeder Lehrer ist für die Übernahmen und Änderung der Gefährdungsbeurteilung selbst verantwortlich.



## 4.2. Isolation und dünnschichtchromatografische Trennung von Blattfarbstoffen

### Zeitaufwand:

Vorbereitung: 10 min zum Ansetzen der Lösungen

Durchführung: 45 min

### Biologische Arbeitsstoffe, Lebewesen, u. a.:

Grüne Blätter der Petersilie (*Petroselinum crispum* (MILL) FUSS), frisches oder gefriergetrocknetes Material (Bezugsquelle: z. B. Lebensmittelhandel, Gemüse- bzw. Gewürzabteilung)

### Chemikalien:

Aceton

Petrolether (Petroleumbenzin, möglichst Siedebereich 100-140 °C)

Propan-2-ol (Isopropanol)

Demineralisiertes Wasser

Calciumcarbonat

Gereinigter Sand

### Geräte:

Schere	Erlenmeyerkolben (50 mL oder 100 mL)	Kieselgelplatte für die Dünnschichtchromatografie (Synonym: Silikagelplatte, DC-Platte)
Mörser und Pistill	Messzylinder (50 mL und 100 mL)	Trennkammer mit Deckel
Spatel	Messpipette (2 mL)	Glaskapillare (10 µL)
Trichter	Aluminiumfolie	stumpfe Pinzette
Faltenfilter	Lineal	Bleistift
Blockschälchen		

### Vorbereitung: Herstellung des Laufmittels

Petroleumbenzin (möglichst Siedebereich 100-140 °C), Propan-2-ol und demineralisiertes Wasser im Volumenverhältnis 100 : 10 : 0,25. Hinweis: Demineralisiertes Wasser zuerst in Propan-2-ol geben.

### Durchführung:

#### a) Herstellen des Blattextraktes

1. Zerkleinern Sie etwa 5 g Blätter frischer Petersilie grob mit einer Schere oder verwenden Sie 2 g Blätter bereits zerkleinerter gefriergetrockneter Petersilie.
2. Geben Sie das zerkleinerte Blattmaterial in einen Mörser.
3. Geben Sie weniger als eine Spatelspitze Sand, eine Spatelspitze Calciumcarbonat sowie 20 mL Aceton hinzu.
4. Zerreiben Sie die Blätter kräftig, bis der Blattextrakt dunkelgrün gefärbt ist.
5. Filtrieren Sie den Blattextrakt durch einen Faltenfilter in einen 50 mL- oder 100 mL-Erlenmeyerkolben.

Hinweise: Im Winter kann auch Efeugrün genutzt werden. Bei gefrorenen Proben (Petersilie oder Spinat) sollte das Wasser aus der aufgetauten Probe gründlich ausgedrückt werden. Abhängig vom Pflanzenmaterial sind nicht immer alle 7 Banden zu sehen; um alle 7 Banden zu erzielen, kann eine Mischung aus frischem und gefriergetrocknetem Material sinnvoll sein.



Die Farbstoffe sind licht-, sauerstoff- und temperaturempfindlich. Wenn der Extrakt nicht sofort weiterverwendet werden soll, ist der Erlenmeyerkolben zu verschließen, mit Aluminiumfolie zu umwickeln und im Kühlschrank aufzubewahren.

Für den Umgang mit Aceton gilt lt. Empfehlung der MAK-Kommission ein AGW von 500 ml/m<sup>3</sup> bzw. 1200 mg/m<sup>3</sup>. Bei Lüftungsmaßnahmen und kurzfristigem Einsatz geringer Mengen ist ein Atemschutz daher nicht erforderlich.

### **b) Durchführung der Dünnschichtchromatografie (DC)**

1. Füllen Sie das Laufmittel in die Trennkammer. Verschließen Sie die Trennkammer.
2. Zeichnen Sie am unteren Rand der DC-Platte mit Bleistift eine Startlinie, ohne die Beschichtung zu beschädigen oder diese mit den Fingern zu berühren. Die Startlinie muss so weit vom Plattenrand entfernt sein, dass sie sich oberhalb des Laufmittels befindet, wenn die DC-Platte im Laufmittel steht.
3. Füllen Sie einige Milliliter des Blattextrakts in das Blockschälchen. Tragen Sie mithilfe der Glaskapillare in der Höhe der Startlinie auf einen Punkt Blattextrakt auf. Lassen Sie den aufgetragenen Blattextrakt trocknen und tragen Sie danach auf denselben Punkt erneut Blattextrakt auf. Wiederholen Sie diesen Vorgang so lange, bis ein farbintensiver Blattextrakt-Auftrag entstanden ist.
4. Stellen Sie die DC-Platte mit dem aufgetragenen Blattextrakt vorsichtig mit der Pinzette in die Kammer und verschließen Sie diese umgehend. Lassen Sie das Gefäß erschütterungsfrei stehen, bis das Laufmittel fast den oberen Rand der Platte erreicht hat.

**Hinweise:** Der sich auf der DC-Platte befindende Blattextrakt darf nicht in das Laufmittel eintauchen. Die Menge des Laufmittels bemisst sich an der Größe der verwendeten DC-Platte sowie der Größe der Kammer.

5. Nehmen Sie die DC-Platte mit der Pinzette aus der Kammer heraus, kurz bevor das Laufmittel das Ende der DC-Platte erreicht hat. Fotografieren Sie die DC-Platte mit dem Bandenmuster möglichst bevor diese getrocknet ist.
6. Lassen Sie die DC-Platte trocknen und umranden Sie die einzelnen Banden mit Bleistift. Notieren Sie sich die Farbe jeder einzelnen Bande.

**Hinweis:** Startlinie nur knapp über der Laufmittelfüllhöhe anordnen, um die gesamte Höhe der DC-Platte zur Auftrennung zu nutzen.

**Ergebnis:**

Am Ende des Laufes liegen die Farbstoffe in sieben Banden mit zum Teil unterschiedlicher Färbung vor (siehe Abbildung).

**Deutung:**

Die polaren Moleküle des Lösungsmittelgemischs zeigen eine starke Wechselwirkung mit den polaren Gruppen des Trägermaterials. Die unpolaren Moleküle des Lösungsmittelgemischs zeigen eine geringe Wechselwirkung mit den polaren Gruppen des Trägermaterials.

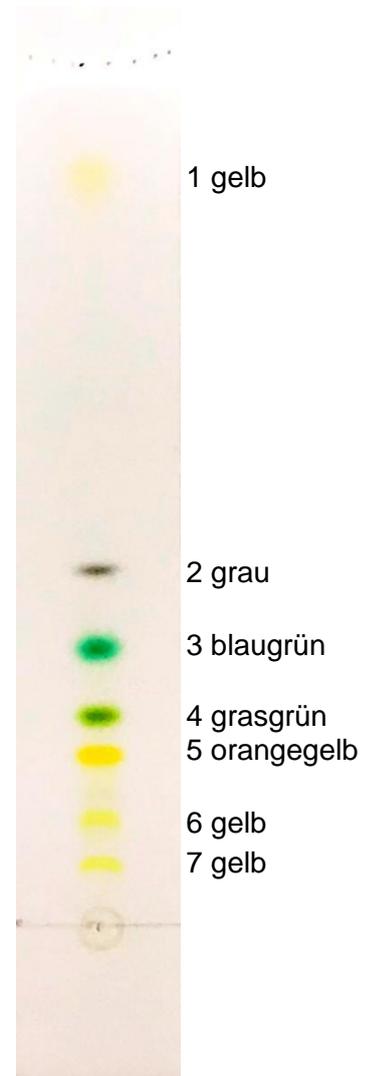
Die Auftrennung der Blattfarbstoffe erfolgt durch das in den Kapillarräumen der Trägersubstanz (Kieselgel) hochsteigende Laufmittel. Die unpolaren Moleküle des Petroleumbenzins bewegen sich dabei schneller als die polaren Moleküle von Propan-2-ol und Wasser. Stoffe des Farbstoffgemisches mit unpolaren Molekülen, die sich im Petroleumbenzin gut lösen, zeigen daher nach einer bestimmten Zeit eine weitere Laufstrecke als die Farbstoffe mit polaren Molekülen, die sich im Lösungsmittel mit den polaren Molekülen lösen. Dadurch entstehen die einzelnen Banden.

Den einzelnen Banden können die folgenden Farbstoffe zugeordnet werden. 1: Carotin; 2: Chlorophyll-Abbauprodukte; 3 Chlorophyll a; 4: Chlorophyll b; 5: Lutein; 6: Violaxanthin, 7: Neoxanthin.

Zusammengestellt und verändert aus:

Wild, A.: Pflanzenphysiologische Versuche in der Schule. Quelle & Meyer, Wiebelsheim 1999, S. 172-174, 181-183.

Zentralabiturkommission 2019: DC-Platte der dünnschichtchromatografischen Auftrennung des Blattextraktes von Petersilie.





Experiment: Isolation und dünnschichtchromatografische Trennung von Blattfarbstoffen

**Gefährdungsbeurteilung**

**Einstufung der Stoffe**

Stoff	Signalwort	Piktogramme	H-Sätze und EUH-Sätze	P-Sätze	WGK	Tätigkeitsbeschränkung
Aceton (Propanon)	Gefahr	 	H225, H319, H336, EUH066	P210, P240, P403+P233, P305+P351+P338	1	S4K
Petrolether (Petroleumbenzin)	Gefahr	   	H225, H304, H315, H336, H373, H411, H361f	P201, P210, P331, P501, P301+P310, P370+P378	1	S4K w ESP
Propan-2-ol	Gefahr	 	H225, H319, H336	P210, P233, P240, P403+P235, P305+P351+P338	1	S4K
Calciumcarbonat	---	---	---	---	---	+
Biologische Arbeitsstoffe, Lebewesen, u. a.	Gezielte Tätigkeit	Risikogruppe	Schutzstufe	Toxische / sensibilisierende Wirkung		
Petersilie (Blätter) ( <i>Petroselinum crispum</i> (MILL.) FUSS)	---	---	---	---	---	

**Substitution von Gefahrstoffen**

Nicht erforderlich

Liste der H-Sätze	Liste der P-Sätze
<p>H225 Flüssigkeit und Dampf leicht entzündbar.                      H304 Kann bei Verschlucken und Eindringen in die Atemwege tödlich sein.                      H315: Verursacht Hautreizungen.                      H319: Verursacht schwere Augenreizung.                      H336: Kann Schläfrigkeit und Benommenheit verursachen.                      H373: Kann die Organe schädigen.                      H411: Giftig für Wasserorganismen, mit langfristiger Wirkung.                      H361f: Kann vermutlich die Fruchtbarkeit beeinträchtigen.                      EUH066: Wiederholter Kontakt kann zu spröder oder rissiger Haut führen.</p>	<p>P201: Vor Gebrauch besondere Anweisungen einholen.                      P210: Von Hitze/Funken/offener Flamme/heißen Oberflächen fernhalten. Nicht rauchen.                      P233: Behälter dicht verschlossen halten.                      P240: Behälter und zu befüllende Anlage erden.                      P331: KEIN Erbrechen herbeiführen.                      P501: Dem Behälter „halogenfreie organische Verbindungen“ zuführen.                      P301 + P310 BEI VERSCHLUCKEN: Sofort GIFTINFORMATIONSZENTRUM oder Arzt anrufen.                      P370 + P378 Bei Brand: Löschdecke oder Feuerlöscher zum Löschen verwenden.                      P433 + P233: Behälter dicht verschlossen an einem gut belüfteten Ort aufbewahren.                      P403 + P235: Kühl an einem gut belüfteten Ort aufbewahren.                      P305 + P351 + P338 BEI KONTAKT MIT DEN AUGEN: Einige Minuten lang behutsam mit Wasser spülen. Vorhandene Kontaktlinsen nach Möglichkeit entfernen. Weiter spülen.</p>

**Gefahren**

Gefahr	Ja	Nein
Gefahren durch Einatmen	X	
Gefahren durch Hautkontakt	X	
Brandgefahr	X	
Explosionsgefahr		X

**Sonstige Gefahren/Hinweise:**

Kontakt mit Augen vermeiden.  
Lüftungsmaßnahmen ergreifen.

**Entsorgung**

Reste von Petrolether und Propan-2-ol in den Behälter für halogenfreie organische Verbindungen geben.



## Ergebnis der Gefährdungsbeurteilung

DGUV Informa- tion 213-098 (01.02.2019)	 Schutzbrille	 Schutz- handschuhe	 Abzug- maßnahmen	 geschlossenes System	 Lüftungs- maßnahmen	 Brandschutz- maßnahmen	Weitere Maßnahmen:
X	X		X		X	X	

(Schule)

(Datum, Unterschrift Fachlehrer/Fachlehrerin)

**Haftungsausschluss:** Alle Angaben wurden sorgfältig geprüft, dennoch übernehmen die Autoren und das Nds. Kultusministerium keine Haftung für etwaige Folgen aus den hier beschriebenen Experimenten und den vorgeschlagenen Maßnahmen. Jede Lehrerin und jeder Lehrer ist für die Übernahmen und Änderung der Gefährdungsbeurteilung selbst verantwortlich.



## 4.3. Bodenanalysen

### 4.3.1. Bestimmung des Gehalts an Nitrat-Ionen im Boden

**Zeitaufwand:**

Vorbereitung: 10 min zum Ansetzen der Lösungen

Durchführung: 10 min

**Biologische Arbeitsstoffe, Lebewesen, u.a.:**

Ca. 100 g frische Bodenprobe, z. B. Gartenerde

**Chemikalien:**

Calciumchlorid-Lösung ( $c(\text{CaCl}_2) = 0,0125 \text{ mol/L}$ )

Test-Kit zur kolorimetrischen Nitrat-Bestimmung

**Geräte:**

Waage (d = 0,1 g)	Kunststoffflasche mit Schraubverschluss (250 mL)
Filterpapier	kleines Becherglas (100 mL)
Trichter	Spatel
Messzylinder (100 mL)	

**Hinweise:** Geräte vor Benutzung mit destilliertem Wasser spülen. Alter der im Test-Kit vorliegenden Chemikalien überprüfen, da kolorimetrische Ergebnisse verfälscht werden können.

**Vorbereitung der Messlösung:**

Wiegen Sie mithilfe der Waage 25 g frische Bodenprobe ab. Geben Sie die Probe in eine Kunststoffflasche und füllen Sie die Flasche mit 100 mL Calciumchlorid-Lösung auf. Verschließen Sie die Flasche und schütteln Sie sie für drei Minuten. Filtrieren Sie den Inhalt der Flasche und fangen Sie die Flüssigkeit (d. h. die Messlösung) im Becherglas auf.

**Durchführung:**

Messen Sie die Massenkonzentration des Nitrats der Messlösung entsprechend der Anleitung des Nitrat-test-Kits.

**Ergebnis:**

Durch den Farbvergleich mit der Farbskala des Testkits lässt sich die Massenkonzentration des Nitrats der Messlösung bestimmen.

**Deutung:**

Die im Boden leicht beweglichen Nitrat-Ionen lösen sich im Leitungswasser. Ihr Massenanteil  $\omega$  (Milligramm Nitrat in einem Gramm Boden) lässt sich aus der Massenkonzentration  $\beta$  der Messlösung näherungsweise nach der im Folgenden dargestellten Formel bestimmen. Der Verdünnungseffekt der Calciumchloridlösung wird durch den Faktor 1/250 berücksichtigt.

$$\omega_{(\text{Boden})}(\text{NO}_3^-) [\text{mg/g}] = \beta_{(\text{Messlösung})} [\text{mg/L}] : 250 [\text{g/L}]$$

**Beispiel:**

Gemessene Nitrat-Massenkonzentration in der Messlösung  $\beta_{(\text{Messlösung})}(\text{NO}_3^-) = 125 \text{ [mg/L]}$

$$\rightarrow \omega_{(\text{Boden})}(\text{NO}_3^-) = 0,5 \text{ [mg/g]}$$

**Hinweis zum Rechenweg:**

Boden der Masse  $m_{(\text{Boden})} = 25 \text{ g}$  enthält eine Nitrat-Masse von  $m_{(\text{Boden})}(\text{NO}_3^-) = x \text{ mg}$ .

Diese Masse wird in der Calciumchlorid-Lösung mit dem Volumen  $V_{(\text{Lösung})} = 0,1 \text{ L}$  aufgenommen

Daraus ergibt sich eine Nitrat-Massenkonzentration von

$$\begin{aligned}\beta_{(\text{Messlösung})}(\text{NO}_3^-) &= x \text{ mg}/0,1\text{L} \\ &= 10x \text{ mg/L}\end{aligned}$$

Dieser Wert wird mit dem Testkit direkt gemessen.

Um nun von der mit dem Testkit gemessenen Nitrat-Massenkonzentration  $\beta_{(\text{Messlösung})}(\text{NO}_3^-)$  auf den Nitrat-Massenanteil im Boden  $\omega_{(\text{Boden})}(\text{NO}_3^-)$  zu schließen, muss der Messwert  $\beta_{(\text{Messlösung})}(\text{NO}_3^-)$  mit dem Volumen der Messlösung  $V_{(\text{Messlösung})} = V_{(\text{Lösung})}$  multipliziert werden und durch die Masse des eingewogenen Bodens  $m_{(\text{Boden})}$  geteilt werden.

$$\omega_{(\text{Boden})}(\text{NO}_3^-) = \beta_{(\text{Messlösung})}(\text{NO}_3^-) * V_{(\text{Lösung})} : m_{(\text{Boden})}$$

für die obigen Angaben also

$$\omega_{(\text{Boden})}(\text{NO}_3^-) = \beta_{(\text{Messlösung})}(\text{NO}_3^-) * 0,1 \text{ L} : 25 \text{ g}$$

Ansetzen der Calciumchlorid-Lösung ( $c(\text{CaCl}_2) = 0,0125 \text{ mol/L}$ ):

Wiegen Sie 1,8 g Calciumchlorid-Dihydrat ab und füllen Sie mit destilliertem Wasser auf 1 L auf.

Verändert aus:

Schlichting, E. et al.: Bodenkundliches Praktikum, Blackwell Wissenschaftsverlag, Berlin 1995, S. 129.



### 4.3.2. Bestimmung des Gehalts an Phosphat-Ionen im Boden

#### Zeitaufwand:

Vorbereitung: 10 min zum Ansetzen der Lösungen

Durchführung: 5 min

#### Biologische Arbeitsstoffe, Lebewesen, u. a.:

Ca. 10 g frische Bodenprobe, z. B. Gartenerde

#### Chemikalien:

Leitungswasser

Destilliertes Wasser

Test-Kit zur kolorimetrischen Phosphat Bestimmung

#### Geräte:

Waage (d = 0,1 g)	Kunststoffflasche mit Schraubverschluss (250 mL)
Filterpapier	kleines Becherglas (100 mL)
Trichter	Spatel
Messzylinder (100 mL)	

**Hinweis:** Alle Gefäße vor Versuchsbeginn mit destilliertem Wasser spülen. Alter der im Test-Kit vorliegenden Chemikalien überprüfen, da kolorimetrische Ergebnisse verfälscht werden können.

#### Vorbereitung der Messlösung:

Wiegen Sie mithilfe der Waage 1 g frische Bodenprobe ab. Geben Sie die Probe in die Kunststoffflasche und füllen Sie die Flasche mit 50 mL Leitungswasser auf. Verschließen Sie die Flasche und schütteln Sie sie für drei Minuten. Filtrieren Sie den Inhalt der Flasche und fangen Sie die Flüssigkeit (d. h. die Messlösung) im Becherglas auf.

#### Durchführung:

Messen Sie die Phosphat-Massenkonzentration der Messlösung entsprechend der Anleitung des Phosphat-Test-Kits.

#### Ergebnis:

Durch den Farbvergleich mit der Farbskala des Test-Kits lässt sich die Phosphat-Massenkonzentration der Messlösung bestimmen.

#### Deutung:

Die im Boden leicht beweglichen Phosphat-Ionen lösen sich im Leitungswasser. Ihr Massenanteil  $\omega$  (Milligramm Phosphat in einem Gramm Boden) lässt sich aus der Phosphat-Massenkonzentration  $\beta$  der Messlösung näherungsweise nach der im Folgenden dargestellten Formel bestimmen. Der Verdünnungseffekt des Leitungswassers wird durch den Faktor 1/20 berücksichtigt.

$$\omega_{(\text{Boden})}(\text{PO}_4^{3-}) [\text{mg/g}] = \beta_{(\text{Messlösung})}(\text{PO}_4^{3-}) [\text{mg/L}] : 20 [\text{g/L}]$$

#### Beispiel:

Gemessene Phosphatkonzentration in der Messlösung  $\beta_{(\text{Messlösung})}(\text{PO}_4^{3-}) = 40 [\text{mg/L}]$

$\omega_{(\text{Boden})}(\text{PO}_4^{3-}) = 2 [\text{mg/g}]$



Hinweis zum Rechenweg:

Boden der Masse  $m_{(\text{Boden})} = 10 \text{ g}$  enthält eine Phosphat-Masse von  $m_{(\text{Boden})}(\text{PO}_4^{3-}) = x \text{ mg}$ .

Diese Masse wird im Leitungswasser mit dem Volumen  $V_{(\text{Wasser})} = 0,05 \text{ L}$  aufgenommen

Daraus ergibt sich eine Phosphat-Massenkonzentration von

$$\begin{aligned}\beta_{(\text{Messlösung})}(\text{PO}_4^{3-}) &= x \text{ mg}/0,05 \text{ L} \\ &= 20x \text{ mg/L}\end{aligned}$$

Dieser Wert wird mit dem Testkit direkt gemessen.

Um nun von der mit dem Testkit gemessenen Phosphat-Massenkonzentration  $\beta_{(\text{Messlösung})}(\text{PO}_4^{3-})$  auf den Phosphat-Massenanteil im Boden  $\omega_{(\text{Boden})}(\text{PO}_4^{3-})$  zu schließen, muss der Messwert  $\beta_{(\text{Messlösung})}(\text{PO}_4^{3-})$  mit dem Volumen der Messlösung  $V_{(\text{Messlösung})} = V_{(\text{Wasser})}$  multipliziert werden und durch die Masse des eingewogenen Bodens  $m_{(\text{Boden})}$  geteilt werden.

$$\omega_{(\text{Boden})}(\text{PO}_4^{3-}) = \beta_{(\text{Messlösung})}(\text{PO}_4^{3-}) * V_{(\text{Wasser})} : m_{(\text{Boden})}$$

für die obigen Angaben also

$$\omega_{(\text{Boden})}(\text{PO}_4^{3-}) = \beta_{(\text{Messlösung})}(\text{PO}_4^{3-}) * 0,05 \text{ L} : 1 \text{ g}$$

Verändert aus:

Schlichting, E. et al.: Bodenkundliches Praktikum, Blackwell Wissenschaftsverlag, Berlin 1995, S. 129.



### 4.3.3. Bestimmung des pH-Werts einer Bodenlösung

**Zeitaufwand:**

Vorbereitung: 10 min zum Ansetzen der Lösungen

Durchführung: 2 min

**Biologische Arbeitsstoffe, Lebewesen, u. a.:**

ca. 100 g frische Bodenprobe, z. B. Gartenerde

**Chemikalien:**

Leitungswasser

**Geräte:**

pH-Messgerät	Kunststoffflasche mit Schraubverschluss (250 mL)
Waage (d = 0,1 g)	Spatel
Messzylinder (100 mL)	

**Vorbereitung der Messlösung:**

Wiegen Sie mithilfe der Waage 20 g frische Bodenprobe ab. Geben Sie die Probe in eine Kunststoffflasche und füllen Sie die Flasche mit 50 mL Leitungswasser auf. Verschließen Sie die Flasche und schütteln Sie sie für drei Minuten. Lassen Sie die Kunststoffflasche für weitere drei Minuten ruhig stehen.

**Durchführung:**

Messen Sie direkt in der Kunststoffflasche mithilfe eines pH-Messgeräts den pH-Wert der Messlösung.

**Ergebnis:**

Je nach Bodenprobe zeigt das pH-Messgerät für die Messlösung einen pH-Wert zwischen 3,5 und 7,2.

**Deutung:**

Die im Boden beweglichen und die an der festen Bodenmatrix adsorbierten Oxonium-Ionen lösen sich im Leitungswasser. Der pH-Wert der Messlösung entspricht näherungsweise dem der Bodenlösung: pH (Messlösung)  $\approx$  pH (Bodenlösung).

Der Verdünnungseffekt durch das Leitungswasser bleibt hier unberücksichtigt. Vergleichbar sind nur die pH-Werte, die nach dem gleichen Verfahren gewonnen werden.

Verändert aus:

Schlichting, E. et al.: Bodenkundliches Praktikum, Blackwell Wissenschaftsverlag, Berlin 1995, S. 131.



## 4.4. Gewässeranalysen

### 4.4.1. Bestimmung des Gehalts an Nitrat-Ionen in einer Gewässerprobe

**Zeitaufwand:**

Vorbereitung: 2 min zum Ansetzen der Lösungen

Durchführung: 5 min

**Biologische Arbeitsstoffe, Lebewesen, u. a.:**

Ca. 200 mL Gewässerprobe

**Chemikalien:**

Test-Kit zur kolorimetrischen Nitrat-Bestimmung

**Geräte:**

kleines Becherglas (200 mL)

Pasteurpipette

**Durchführung:**

Messen Sie den Nitratgehalt der Gewässerprobe entsprechend der Anleitung des Nitrattest-Kits.

**Ergebnis:**

Durch den Farbvergleich mit der Farbskala des Testkits lässt sich der Nitratgehalt der Gewässerprobe bestimmen

**Deutung:**

Die Deutung erfolgt durch Vergleich des Nitratgehalts der Gewässerprobe mit Referenzwerten.

Hinweis zum Testkit: Zur kolorimetrischen Nitratbestimmung eignen sich viele Schnelltestverfahren, die z. B. aus dem Aquarienhandel bezogen werden können.

Erstellt durch: Zentralabiturkommission Biologie, 2019.



#### 4.4.2. Bestimmung des Gehalts an Phosphat-Ionen in einer Gewässerprobe

**Zeitaufwand:**

Vorbereitung: 2 min zum Ansetzen der Lösungen

Durchführung: 5 min

**Biologische Arbeitsstoffe, Lebewesen, u.a.:**

Ca. 200 mL Gewässerprobe

**Chemikalien:**

Test-Kit zur kolorimetrischen Phosphat-Bestimmung

**Geräte:**

kleines Becherglas (200 mL)

Pasteurpipette

**Durchführung:**

Messen Sie den Phosphatgehalt der Gewässerprobe entsprechend der Anleitung des Phosphat-Test-Kits.

**Ergebnis:**

Durch den Farbvergleich mit der Farbskala des Testkits lässt sich der Phosphatgehalt der Gewässerprobe bestimmen

**Deutung:**

Die Deutung erfolgt durch Vergleich des Phosphatgehalts der Gewässerprobe mit Referenzwerten.

Hinweis zum Testkit: Zur kolorimetrischen Phosphatbestimmung eignen sich viele Schnelltestverfahren, die z. B. aus dem Aquarienhandel bezogen werden können.

Erstellt durch: Zentralabiturkommission Biologie, 2019.



#### 4.4.3. Bestimmung des pH-Werts einer Gewässerprobe

**Zeitaufwand:**

Durchführung: 1 min

**Biologische Arbeitsstoffe, Lebewesen, u. a.:**

Ca. 200 mL Gewässerprobe

**Chemikalien:**

keine

**Geräte:**

Becherglas (200 mL)

pH-Messgerät

**Durchführung:**

Halten Sie das pH-Messgerät in die Gewässerprobe, bis sich der Messwert nicht mehr ändert.

**Ergebnis:**

Der pH-Wert kann abgelesen werden.

**Deutung:**

Der pH-Wert lässt sich direkt ablesen  
und die Konzentration der Oxonium-Ionen  $c(\text{H}_3\text{O}^+)$  nach  
( $c(\text{H}_3\text{O}^+) = 10^{-\text{pH}}$  [mol/L]) bestimmen.

Erstellt durch: Zentralabiturkommission Biologie, 2019.



## 4.5. Abziehpräparate der Epidermis eines Blattes vom Fleißigen Lieschen (*Impatiens walleriana*) mit Spaltöffnungen

### Zeitaufwand:

Vorbereitung: 5 Minuten

Durchführung: 80 Minuten für das Präparieren und Skizzieren

### Biologische Arbeitsstoffe, Lebewesen, u. a.:

Laubblatt vom Fleißigen Lieschen (*Impatiens walleriana*)

### Chemikalien:

Leitungswasser

### Geräte:

kleines Becherglas (100 mL)	1 Küchenmesser	Objektträger
Deckgläschen	Pasteurpipette	Pinzette (spitz)
Präpariernadel	Küchenpapier	

### Durchführung:

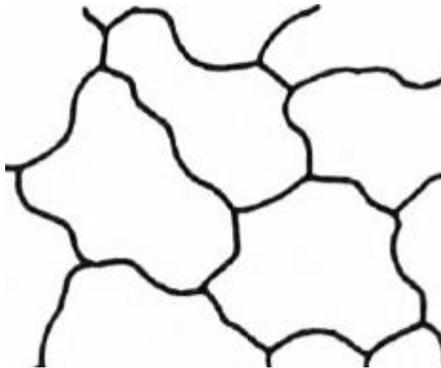
1. Trennen Sie ein Blatt von der Pflanze ab.
2. Ritzen Sie mit Hilfe eines Küchenmessers ein Quadrat in die Blattunterseite.
3. Greifen Sie mit der spitzen Pinzette eine Ecke des Quadrats und ziehen Sie vorsichtig die Epidermis ab.
4. Geben Sie einen Tropfen Wasser auf den Objektträger.
5. Übertragen Sie das Präparat mithilfe der Präpariernadel so in den Wassertropfen, dass die Blattunterseite nach oben zeigt.
6. Legen Sie dann ein Deckgläschen vorsichtig darauf.
7. Mikroskopieren Sie das Präparat bei einer geeigneten Vergrößerung.
8. Verfahren Sie entsprechend der Schritte 2 bis 7 mit der Blattoberseite.

### Aufgabe:

Fertigen Sie bei großer Vergrößerung je eine Detailskizze von der Blattoberseite und der Blattunterseite des Fleißigen Lieschens an. Die Detailskizze soll jeweils drei Zellen im Zellverband und auf der Blattunterseite zusätzlich einen Spaltöffnungsapparat zeigen. Die angrenzenden Epidermiszellen sollen nur angedeutet werden.



Ergebnis:



a



b

Ausschnitt aus der Epidermis des Fleißigen Lieschens (*Impatiens walleriana*) a) Blattoberseite, Epidermiszellen b) Blattunterseite, Epidermiszellen mit Spaltöffnungsapparat

Verändert aus:

Wild, A.: Pflanzenphysiologische Versuche in der Schule. Quelle und Meyer Verlag, Wiebelsheim 1999, S. 146, 147.



Experiment: Abziehpräparat der Epidermis eines Blattes vom Fleißigen Lieschen (*Impatiens walleriana*) mit Spaltöffnungen

## Gefährdungsbeurteilung

### Einstufung der Stoffe

Stoff	Signalwort	Piktogramme	H-Sätze und EUH-Sätze	P-Sätze	WGK	Tätigkeitsbeschränkung
---	---	---	---	---	---	---
---	---	---	---	---	---	---
---	---	---	---	---	---	---
Biologische Arbeitsstoffe, Lebewesen, u. a.	Gezielte Tätigkeit	Risikogruppe	Schutzstufe	Toxische / sensibilisierende Wirkung		
Fleißiges Lieschen ( <i>Impatiens walleriana</i> ), Laubblätter	---	---	---	---		

### Substitution von Gefahrstoffen

Nicht erforderlich

Liste der H-Sätze	Liste der P-Sätze
---	---

### Gefahren

Gefahr	Ja	Nein
Gefahren durch Einatmen		X
Gefahren durch Hautkontakt		X
Brandgefahr		X
Explosionsgefahr		X

Sonstige Gefahren/Hinweise:
Reinigung der Hände nach Versuchsdurchführung! Verletzungsgefahr durch Küchenmesser

### Entsorgung

Die Pflanzenreste werden in den Restmüll gegeben. Die Rasierklingen werden gesammelt und in einen gesonderten Behälter gegeben (Vermeidung von Schnittverletzungen).

### Ergebnis der Gefährdungsbeurteilung

DGUV Information 213-098 (01.02.2019)	Schutzbrille	Schutzhandschuhe	Abzugmaßnahmen	geschlossenes System	Lüftungsmaßnahmen	Brandschutzmaßnahmen	Weitere Maßnahmen:
X							---

(Schule)

(Datum, Unterschrift Fachlehrer/Fachlehrerin)

**Haftungsausschluss:** Alle Angaben wurden sorgfältig geprüft, dennoch übernehmen die Autoren und das Nds. Kultusministerium keine Haftung für etwaige Folgen aus den hier beschriebenen Experimenten und den vorgeschlagenen Maßnahmen. Jede Lehrerin und jeder Lehrer ist für die Übernahmen und Änderung der Gefährdungsbeurteilung selbst verantwortlich.



## 4.6. Modellierung der HILL-Reaktion

In Chloroplasten werden unter Lichteinstrahlung Wassermoleküle chemisch gespalten. Dabei entstehen Sauerstoffmoleküle (HILL-Reaktion). Die bei dieser Redoxreaktion ebenfalls freiwerdenden Elektronen und Wasserstoffionen werden letztlich von  $\text{NADP}^+$  aufgenommen. ROBERT HILL modellierte diese Reaktion mit isolierten Chloroplasten und verwendete einen künstlichen Elektronenakzeptor. Für den unterrichtlichen Einsatz eignet sich dazu eine Lösung von Rotem Blutlaugensalz, welches dabei zu Gelbem Blutlaugensalz reduziert (Bild 1).

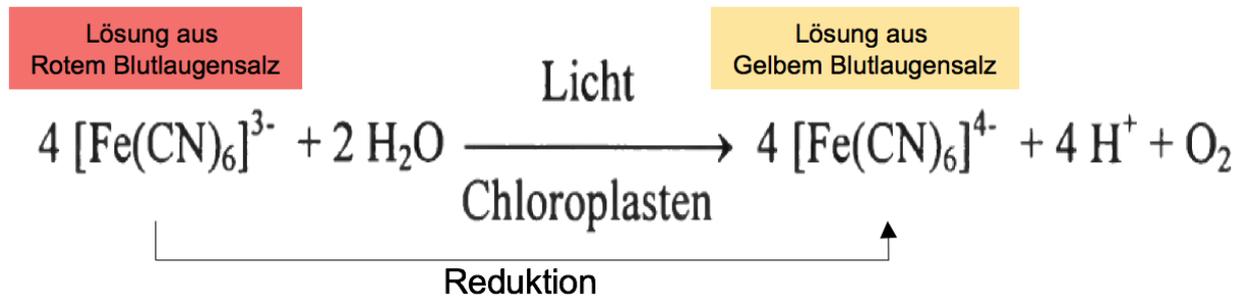


Bild 1: Künstlicher Elektronenakzeptor – in isolierten Chloroplasten werden fotolytisch Wassermoleküle gespalten. Die dabei freiwerdenden Elektronen werden auf Hexacyanoferrat(III)-Ionen übertragen.

Die entstehende Lösung des Gelben Blutlaugensalzes reagiert mit Eisen(III)-chlorid bei einem Molverhältnis von 1 : 1 zu löslichem bzw. bei einem Überschuss an Eisen(III)-Ionen zu unlöslichem *Berliner Blau* (Bild 2) – und lässt sich anhand dieser charakteristischen Färbung nachweisen.

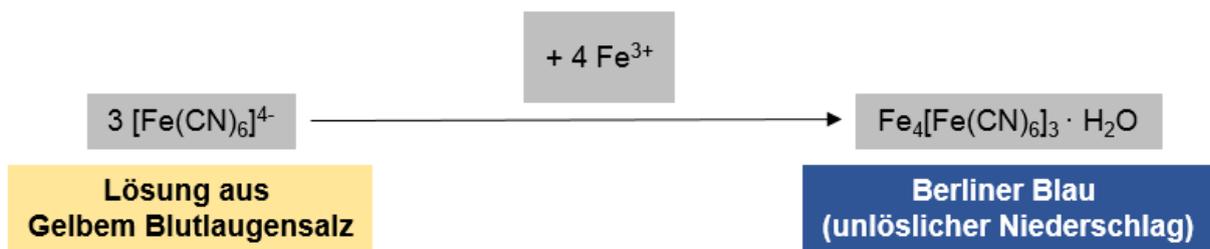


Bild 2: Nachweis von Hexacyanoferrat(III)-Ionen durch Bildung von Berliner Blau (Summenformeln hier vereinfacht dargestellt)

*Hinweis:*

*Einigen Schülerinnen und Schülern sind aus dem Chemieunterricht Rotes Blutlaugensalz als Nachweisreagenz für Eisen(II)-Ionen beziehungsweise Gelbes Blutlaugensalz als Nachweisreagenz für Eisen(III)-Ionen bekannt. Hier dient nun das Eisen(III)-chlorid als Nachweisreagenz für Gelbes Blutlaugensalz. Diese Umkehrung ist gegebenenfalls zu thematisieren.*

Die fotolytische Wasserspaltung (HILL-Reaktion) kann mithilfe von Hexacyanoferrat(III)-Ionen des Roten Blutlaugensalzes als künstliche Elektronenakzeptoren durch das folgende Modellexperiment veranschaulicht werden.

**Zeitaufwand:**

Vorbereitung: 20 min zum Ansetzen der Lösungen

Durchführung: 40 min

**Biologische Arbeitsstoffe, Lebewesen, u. a.:**

Blätter der Petersilie (*Petroselinum crispum* (MILL) FUSS), frisches Material (Bezugsquelle: z.B. Lebensmittelhandel)

**Chemikalien:**

Kaliumhexacyanoferrat(III) ( $K_3[Fe(CN)_6]$ , Rotes Blutlaugensalz),

Kaliumhexacyanoferrat(II) ( $K_4[Fe(CN)_6]$ , Gelbes Blutlaugensalz),

Eisen(III)-chlorid Hexahydrat ( $FeCl_3 \cdot 6 H_2O$ ),

Demineralisiertes Wasser

**Geräte:**

Mörser und Pistill	kleines Becherglas (100 mL)	2 Reagenzgläser
Schere	Messzylinder (50 mL)	Reagenzglasständer
Faltenfilter	Spatel	Messpipette (2 mL)
Trichter	Waage	3 Pasteurpipetten
Glaspetrischalenhälfte auf weißem Untergrund	Aluminiumfolie	Lichtquelle für Fotosyntheseversuche
3 Messkolben (100 mL)	3 Stopfen	

**Vorbereitung der Lösungen:****a) 1%-ige Lösung von Rotem Blutlaugensalz:**

Wiegen Sie mithilfe der Waage 1 g Rotes Blutlaugensalz ab. Geben Sie das Salz in einen Messkolben (100 mL) und füllen Sie den Messkolben mit demineralisiertem Wasser auf 100 mL auf. Schütteln Sie den verschlossenen Messkolben, bis sich das gesamte Salz gelöst hat.

**b) 1%-ige Lösung von Gelbem Blutlaugensalz:**

Wiegen Sie mithilfe der Waage 1 mg Gelbes Blutlaugensalz ab. Geben Sie das Salz in einen Messkolben (100 mL) und füllen Sie den Messkolben mit demineralisiertem Wasser auf 100 mL auf. Schütteln Sie den verschlossenen Messkolben, bis sich das gesamte Salz gelöst hat.

**c) 0,1%-ige Lösung von Eisen(III)-chlorid Hexahydrat:**

Wiegen Sie mithilfe der Waage 0,1 g Eisen(III)-chlorid Hexahydrat ab. Geben Sie das Salz in einen Messkolben (100 mL) und füllen Sie den Messkolben mit demineralisiertem Wasser auf 100 mL auf. Schütteln Sie den verschlossenen Messkolben, bis sich das gesamte Salz gelöst hat.

**Hinweis:** Die angesetzten Lösungen reichen für die gesamte Lerngruppe aus. Reste der angesetzten Lösungen können verschlossen aufbewahrt und für künftige Experimente verwendet werden.

**Durchführung:**

1. Stellen Sie die Petersilie über Nacht kühl und dunkel.
2. Zerkleinern Sie etwa 2 g Blätter grob mit einer Schere.
3. Geben Sie diese in einen Mörser.
4. Fügen Sie etwa 20 mL demineralisiertes Wasser hinzu.



5. Zerreiben Sie die Blätter kräftig, bis das Blattextrakt dunkelgrün gefärbt ist.
6. Verteilen Sie das Blattextrakt auf 2 Reagenzgläser, von denen eines sofort vollständig mit Alufolie umhüllt und abgedeckt ist (Lichtschutz).
7. Geben Sie nach 5 Minuten in beide Ansätze je 10 Tropfen der Lösung von Rotem Blutlaugensalz.
8. Belichten Sie die Ansätze anschließend für etwa 15 Minuten in 30 cm Entfernung von der Lichtquelle.
9. Nach Beendigung der Belichtung pipettieren Sie von jedem Ansatz 3 Tropfen auf eine Glaspetrischalenhälfte und setzen Sie jeweils drei Tropfen Eisen(III)-chlorid-Lösung hinzu.
10. Stellen Sie zum Vergleich außerdem einen positiven und einen negativen Kontrollansatz mit Gelbem beziehungsweise Rotem Blutlaugensalz her.

### **Ergebnis:**

Bei dem belichteten Ansatz sowie bei der Lösung des Gelben Blutlaugensalzes (Positivprobe) zeigen sich charakteristische Blaufärbungen.

Bei der Dunkelkontrolle bleibt die Blaufärbung aus. Es kann jedoch vereinzelt eine leichte, jedoch im Vergleich zum belichteten Ansatz wesentlich schwächere Blaufärbung auftreten.

Die Negativkontrolle (Lösung aus Rotem Blutlaugensalz) zeigt keine Blaufärbung.

### **Deutung:**

Die deutliche Blaufärbung des belichteten Ansatzes lässt darauf schließen, dass hier das zugesetzte Rote zum Gelben Blutlaugensalz reduziert wird. Die aus der Fotolyse des Wassers stammenden Elektronen werden dabei von den Anionen des Roten Blutlaugensalzes aus der Elektronentransportkette entnommen. Das entstehende Gelbe Blutlaugensalz führt in Anwesenheit der Eisen(III)-Ionen dann zur Bildung von Berliner Blau (vgl. positiver Kontrollansatz).

Der abgedunkelte Ansatz zeigt keine Blaufärbung, weil die Fotolyse des Wassers unterbunden wird. Die Reduktion von Rotem Blutlaugensalz und die anschließende Bildung von Berliner Blau sind somit nicht möglich. Der Befund gleicht somit dem des negativen Kontrollansatzes.

Eine vereinzelt auftretende schwache Blaufärbung bei der Dunkelkontrolle lässt unterschiedliche Deutungen zu. Der Nachweis ist außerordentlich empfindlich. Bereits geringe Mengen von Gelbem Blutlaugensalz führen in Gegenwart von Eisen(III)-Ionen zu einer erkennbaren Blaufärbung. Diese können auf unterschiedliche Ursachen zurückgeführt werden:

- Verunreinigungen: Das Rote Blutlaugensalz kann durch unsachgemäßes Arbeiten geringe Spuren von Gelbem Blutlaugensalz enthalten.
- Unvollständiger Lichtabschluss: Möglicherweise kann nicht durchgehend ein vollständiger Lichtabschluss gewährleistet werden, so dass in sehr geringen Mengen eine durch Fotolyse verursachte Reduktion von Rotem Blutlaugensalz stattfindet.

Verändert aus:

Wild, A.: Pflanzenphysiologische Versuche in der Schule. Quelle und Meyer Verlag, Wiebelsheim 1999, S. 199, 200.



## Modellierung der HILL-Reaktion

### Gefährdungsbeurteilung

#### Tätigkeitsbeschreibung

s. beigefügte Beschreibung der Versuchsdurchführung

#### Einstufung der Stoffe

Stoff	Signalwort	Piktogramme	H-Sätze und EUH-Sätze	P-Sätze	WGK	Tätigkeitsbeschränkung
Kaliumhexacyanoferrat (II)	---	---	H 412	P 273	2	+
Kaliumhexacyanoferrat (III)	---	---	H 412	P 273	2	+
Eisen-(III)-chlorid-6-hydrat	Gefahr		H290, H302, H315, H317, H318	P280, P302+P352, P305+P351+P338	---	S4K
<b>Biologische Arbeitsstoffe, Lebewesen, u. a.</b>	<b>Gezielte Tätigkeit</b>	<b>Risikogruppe</b>	<b>Schutzstufe</b>	<b>Toxische / sensibilisierende Wirkung</b>		
Petersilie (Blätter) ( <i>Petroselinum crispum</i> (MILL) Fuss)	---	---	---	---		

#### Substitution von Gefahrstoffen

Nicht erforderlich

Liste der H-Sätze	Liste der P-Sätze
H290: Kann gegenüber Metallen korrosiv sein. H302: Gesundheitsschädlich bei Verschlucken. H315: Verursacht Hautreizungen. H317: Kann allergische Hautreaktionen verursachen. H318: Verursacht schwere Augenschäden. H412: Schädlich für Wasserorganismen, mit langfristiger Wirkung.	P273: Freisetzung in die Umwelt vermeiden. P280: Schutzhandschuhe/Schutzkleidung/Augenschutz/ Gesichtsschutz tragen. P302 + P352: BEI KONTAKT MIT DER HAUT: Mit viel Wasser und Seife waschen. P305 + P351 + P338: BEI KONTAKT MIT DEN AUGEN: Einige Minuten lang behutsam mit Wasser spülen. Vorhandene Kontaktlinsen nach Möglichkeit entfernen. Weiter spülen.

#### Gefahren

Gefahr	Ja	Nein
Gefahren durch Einatmen		X
Gefahren durch Hautkontakt	X	
Brandgefahr		X
Explosionsgefahr		X

Sonstige Gefahren/Hinweise:
Augenschäden bei Kontakt mit Eisen-(III)-chlorid-6-hydrat

#### Entsorgung

Kaliumhexacyanoferrat (II) und (III): In den Behälter für saure u. alkalische Abfälle/Schwermetallsalzlösungen geben.  
Kaliumhexacyanoferrat (II) und (III) (Lösungen 1%ig): Neutralisieren und in den Ausguss geben.  
Eisen-(III)-chlorid-6-hydrat: In den Behälter für saure u. alkalische Abfälle/Schwermetallsalzlösungen geben.  
Eisen-(III)-chlorid-6-hydrat (Lösung 0,1%ig): Neutralisieren und in den Ausguss geben.



## Ergebnis der Gefährdungsbeurteilung

DGUV Informa- tion 213-098 (01.02.2019)	 Schutzbrille	 Schutz- handschuhe	 Abzug- maßnahmen	 geschlossenes System	 Lüftungs- maßnahmen	 Brandschutz- maßnahmen	<b>Weitere Maßnahmen:</b> Schutzkleidung empfohlen
X	X	X					

(Schule)

(Datum, Unterschrift Fachlehrer/Fachlehrerin)

**Haftungsausschluss:** Alle Angaben wurden sorgfältig geprüft, dennoch übernehmen die Autoren und das Nds. Kultusministerium keine Haftung für etwaige Folgen aus den hier beschriebenen Experimenten und den vorgeschlagenen Maßnahmen. Jede Lehrerin und jeder Lehrer ist für die Übernahmen und Änderung der Gefährdungsbeurteilung selbst verantwortlich.



## 4.7. Enzymaktivität

**Hinweise:** Die Lösungen immer mit frischer Urease bzw. mit frischem Harnstoff kurz vor Versuchsbeginn ansetzen. Die Lösungen sind nicht lange haltbar. Anstelle der 0,1 %igen Urease-Lösung ist die Gewinnung von Urease aus Sojabohnen empfehlenswert: Dazu wird 1 g trockene Sojabohnen zerkleinert und 20 mL demineralisiertes Wasser zugegeben. Die trübe Urease-Suspension kann ohne Filtration direkt eingesetzt werden.

Bei den Versuchen ist zu beachten, dass der pH-Wert des Wassers von der Region der Entnahme abhängt. Vor dem Ansetzen der Harnstofflösungen ist es erforderlich, dass das Wasser leicht angesäuert wird (pH  $\approx$  4).

Je nach Reinheit und Aktivität der eingesetzten Urease kann ein abweichender Massenanteil für die erwarteten Versuchsbeobachtungen notwendig sein. Zeigt die Urease-Lösung mit der Harnstoff-Lösung nicht innerhalb von wenigen Minuten eine deutliche Reaktion, so sollte eine Urease-Lösung mit einer höheren Konzentration verwendet werden. Ist innerhalb der Versuchsreihe hingegen zwischen den unterschiedlich konzentrierten Harnstoff-Lösungen keine zeitliche Abstufung erkennbar, so sollte eine Urease-Lösung mit einer niedrigeren Konzentration verwendet werden (4.7.2.).

Die Wassertemperatur der Wasserbäder ist über den gesamten Versuchsverlauf konstant zu halten (4.7.3).

### 4.7.1. Urease katalysiert die chemische Spaltung von Harnstoff

Zahlreiche Arten können organischen Harnstoff ( $\text{H}_2\text{N-CO-NH}_2$ ) zu Kohlenstoffdioxid ( $\text{CO}_2$ ) und Ammoniak ( $\text{NH}_3$ ) umsetzen und diesen als Stickstoffquelle nutzen. Urease ist das Enzym, welches im Zellbetrieb die Spaltung von Harnstoff durch Wasser in Kohlenstoffdioxid und Ammoniak ( $\text{H}_2\text{N-CO-NH}_2 + \text{H}_2\text{O} \rightarrow \text{CO}_2 + 2 \text{NH}_3$ ) katalysiert. Diese katalytische Wirkung soll nachfolgend untersucht werden.

#### Zeitaufwand:

Vorbereitung: 10 min zum Ansetzen der Lösungen

Durchführung: 10 min

#### Biologische Arbeitsstoffe, Lebewesen, u. a.:

keine

#### Chemikalien:

Urease

Harnstoff

Phenolphthalein-Lösung (<1%-ig)

*Bei Phenolphthalein handelt es sich um einen pH-Indikator, der in sauren Lösungen farblos ist. Mit steigendem pH-Wert schlägt der Säure-Base-Indikator im alkalischen Bereich von farblos zu pink um.*

Demineralisiertes Wasser

#### Geräte:

3 Reagenzgläser mit Stopfen	Reagenzglasständer	Reagenzglasklammer
3 Messpipetten (5 mL)	Messkolben (50 mL)	Messkolben (250 mL)
1 Pasteurpipette	2 Spatel	Waage



### Vorbereitung der Lösungen:

#### a) 1%-ige Harnstoff-Lösung:

Wiegen Sie mithilfe der Waage 2,5 g Harnstoff ab. Geben Sie den Feststoff in einen Messkolben (250 mL) und füllen Sie den Messkolben mit demineralisiertem Wasser auf 250 mL auf. Schütteln Sie den verschlossenen Messkolben, bis sich der gesamte Harnstoff gelöst hat.

#### b) 0,1%-ige Urease-Lösung:

Wiegen Sie mithilfe der Waage 0,05 g Urease ab. Geben Sie die Urease in einen Messkolben (50 mL) und füllen Sie den Messkolben mit demineralisiertem Wasser auf 50 mL auf. Schütteln Sie den verschlossenen Messkolben, bis sich die gesamte Urease gelöst hat.

### Durchführung:

1. Befüllen Sie die drei Reagenzgläser nach dem folgenden Schema und schütteln Sie diese kurz:

Reagenzglas-Nr.	1	2	3
Wasser	-	5 mL	1 mL
Urease-Lösung	1 mL	1 mL	-
Phenolphthalein-Lösung	2 Tropfen	2 Tropfen	2 Tropfen
Harnstoff-Lösung	5 mL	-	5 mL

### Ergebnis:

Reagenzglas-Nr.	1	2	3
Beobachtung	Pinkfärbung der Lösung	farblose klare Lösung	farblose klare Lösung

### Deutung:

#### Reagenzglas 1:

Durch die katalytische Wirkung der Urease erfolgt die Bildung von Ammoniak und Kohlenstoffdioxid aus Wasser und Harnstoff. Der entstehende Ammoniak reagiert in wässriger Lösung zu Ammonium-Ionen und Hydroxid-Ionen. Durch die entstehenden Hydroxid-Ionen steigt der pH-Wert der Lösung an und die Indikator-Lösung schlägt von farblos zu pink um.

#### Reagenzglas 2:

Es wird deutlich, dass keine Verunreinigung durch weitere Substanzen vorliegt (Beleg für die Tauglichkeit des Hauptansatzes). Zudem wird ausgeschlossen, dass eine Reaktion zwischen Urease und Phenolphthalein stattfinden kann.

#### Reagenzglas 3:

Die unveränderte Lösung des Kontrollansatzes zeigt, dass Harnstoff bei Raumtemperatur stabil ist.

→ Die Kontrollansätze stützen somit die Deutung der Hauptprobe (Reagenzglas 1).

Verändert aus:

Wild, A.: Pflanzenphysiologische Versuche in der Schule. Quelle und Meyer Verlag, Wiebelsheim 1999, S. 68, 69.



#### 4.7.2. Die Substratkonzentration beeinflusst die Reaktionsgeschwindigkeit

Im folgenden Versuch soll die Wirkung der Urease auf die Geschwindigkeit der chemischen Spaltung von Harnstoff in Abhängigkeit von der Substratkonzentration untersucht werden. Rückschlüsse auf die Reaktionsgeschwindigkeit können durch die Verwendung eines Säure-Base-Indikators gezogen werden:

Bromthymolblau zeigt in saurer Lösung eine gelbe Färbung. Mit steigendem pH-Wert schlägt der Säure-Base-Indikator im alkalischen Bereich von gelb ( $\text{pH} < 7$ ) über grün ( $\text{pH} = 7$ ) zu blau ( $\text{pH} > 7$ ) um. Durch die katalytische Wirkung der Urease erfolgt die hydrolytische Zersetzung des Harnstoffs in Ammoniak und Kohlenstoffdioxid (vgl. 7.1). Der entstehende Ammoniak reagiert in wässriger Lösung zu einer Ammoniumhydroxid-Lösung. Durch die darin vorliegenden Hydroxid-Ionen steigt der pH-Wert der Lösung an und die Indikator-Lösung schlägt von gelb nach blau um. Die Zeit bis zum Farbumschlag kann als indirekter Hinweis auf die Reaktionszeit genutzt werden.

**Zeitaufwand:**

Vorbereitung: 20 min zum Ansetzen der Lösungen

Durchführung: 10 min

**Biologische Arbeitsstoffe, Lebewesen, u. a.:**

keine

**Chemikalien:**

Urease

Harnstoff

Bromthymolblau-Lösung (0,1 %-ig, ethanolisch)

Demineralisiertes Wasser (kein destilliertes Wasser)

**Geräte:**

5 Reagenzgläser mit Stopfen	Reagenzglasständer	3 Spatel
6 Messpipetten (5 mL)	1 Pasteurpipette	5 Messkolben (100 mL) mit Stopfen
Stoppuhr	Waage	

**Vorbereitung der Lösungen:****a) 1%-ige Harnstoff-Lösung:**

Wiegen Sie mithilfe der Waage 1 g Harnstoff ab. Geben Sie den Feststoff in einen Messkolben (100 mL) und füllen Sie den Messkolben mit demineralisiertem Wasser auf 100 mL auf. Schütteln Sie den verschlossenen Messkolben, bis sich der gesamte Harnstoff gelöst hat.

**b) 0,1%-ige Harnstoff-Lösung:**

Wiegen Sie mithilfe der Waage 0,1 g Harnstoff ab. Geben Sie den Feststoff in einen Messkolben (100 mL) und füllen Sie den Messkolben mit demineralisiertem Wasser auf 100 mL auf. Schütteln Sie den verschlossenen Messkolben, bis sich der gesamte Harnstoff gelöst hat.

**c) 0,05%-ige Harnstoff-Lösung:**

Wiegen Sie mithilfe der Waage 0,05 g Harnstoff ab. Geben Sie den Feststoff in einen Messkolben (100 mL) und füllen Sie den Messkolben mit demineralisiertem Wasser auf 100 mL auf. Schütteln Sie den verschlossenen Messkolben, bis sich der gesamte Harnstoff gelöst hat.



**d) 0,02%-ige Harnstoff-Lösung:**

Wiegen Sie mithilfe der Waage 0,02 g Harnstoff ab. Geben Sie den Feststoff in einen Messkolben (100 mL) und füllen Sie den Messkolben mit demineralisiertem Wasser auf 100 mL auf. Schütteln Sie den verschlossenen Messkolben, bis sich der gesamte Harnstoff gelöst hat.

**e) 0,1%-ige Urease-Lösung:**

Wiegen Sie mithilfe der Waage 0,1 g Urease ab. Geben Sie die Urease in einen Messkolben (100 mL) und füllen Sie den Messkolben mit demineralisiertem Wasser auf 100 mL auf. Schütteln Sie den verschlossenen Messkolben, bis sich die gesamte Urease gelöst hat.

**Durchführung:**

1. Befüllen Sie je ein Reagenzglas mit 2 mL Harnstoff-Lösung unterschiedlicher Massenanteile (0,02%, 0,05%, 0,1% und 1,0%) und ein Reagenzglas mit 2 mL demineralisiertem Wasser.
2. Geben Sie jeweils 2 Tropfen Bromthymolblau-Lösung hinzu.
3. Versetzen Sie möglichst zeitgleich jedes der fünf Reagenzgläser mit 1 mL Urease-Lösung.
4. Schütteln Sie die Reagenzgläser kurz.
5. Messen Sie die Zeit bis zum Einsetzen der Blaufärbung des Indikators.

**Ergebnis:**

Der Zeitpunkt des Farbumschlags variiert je nach Konzentration der Lösung. Je höher die Konzentration der Substrat-Lösung ist, desto schneller erfolgt der Farbumschlag.

Es eignen sich tabellarische Darstellungen, welche die jeweiligen Farbumschläge datieren.

**Deutung:**

Je höher die Substratkonzentration (Harnstoff) ist, desto höher ist die Wahrscheinlichkeit, dass Enzym- und Substratmoleküle aufeinandertreffen und sich der Enzym-Substrat-Komplex ausbilden kann – die Reaktionsgeschwindigkeit (Konzentrationsänderung pro Zeit) steigt, es werden mehr Produkt-Moleküle im gleichen Zeitraum gebildet.

Ist die Substratkonzentration so hoch, dass an alle Substratmoleküle Enzymmoleküle gebunden sind, hat eine weitere Erhöhung der Konzentration folglich keinen Einfluss auf die Reaktionsgeschwindigkeit mehr.

Verändert aus:

Wild, A.: Pflanzenphysiologische Versuche in der Schule. Quelle und Meyer Verlag, Wiebelsheim 1999, S. 68, 69.



### 4.7.3. Die Urease-Aktivität ist temperaturabhängig

Am Beispiel der durch Urease katalysierten Spaltung von Harnstoff kann der Einfluss der Temperatur auf enzymatisch katalysierte Reaktionen exemplarisch untersucht werden.

#### Zeitaufwand:

Vorbereitung: 10 min zum Ansetzen der Lösungen + 5 min zum Herstellen der Wasserbäder

Durchführung: 20 min

#### Biologische Arbeitsstoffe, Lebewesen, u. a.:

keine

#### Chemikalien:

Urease

Harnstoff

Phenolphthalein-Lösung (1%-ig)

Bei Phenolphthalein handelt es sich um einen pH-Indikator, der in sauren Lösungen farblos ist. Mit steigendem pH-Wert schlägt der Säure-Base-Indikator im alkalischen Bereich von farblos zu pink um.

Demineralisiertes Wasser

Eis

#### Geräte:

8 Reagenzgläser mit Stopfen	Reagenzglasständer	Waage
Stoppuhr	Messkolben (50 mL)	Messkolben (250 mL) mit Stopfen
1 Pasteurpipette	2 Spatel	2 Messpipetten (5 mL)
Wasserkocher	4 Bechergläser (250 mL)	4 Thermometer

#### Vorbereitung der Lösungen:

##### a) 1%-ige Harnstoff-Lösung:

Wiegen Sie mithilfe der Waage 2,5 g Harnstoff ab. Geben Sie den Feststoff in einen Messkolben (250 mL) und füllen Sie den Messkolben mit demineralisiertem Wasser auf 250 mL auf. Schütteln Sie den verschlossenen Messkolben, bis sich der gesamte Harnstoff gelöst hat.

##### b) 0,1%-ige Urease-Lösung:

Wiegen Sie mithilfe der Waage 0,05 g Urease ab. Geben Sie die Urease in einen Messkolben (50 mL) und füllen Sie den Messkolben mit demineralisiertem Wasser auf 50 mL auf. Schütteln Sie den verschlossenen Messkolben, bis sich die gesamte Urease gelöst hat.

#### Durchführung:

1. Stellen Sie in den vier Bechergläsern je ein Wasserbad mit 5 °C, 45 °C, 65 °C bzw. 80 °C her.
2. Befüllen Sie 4 Reagenzgläser mit 1 mL Urease-Lösung.
3. Stellen Sie je ein Reagenzglas in ein Wasserbad (5 °C, 45 °C, 65 °C, 80 °C).
4. Befüllen Sie 4 Reagenzgläser mit 5 mL Harnstoff-Lösung und 2 Tropfen Phenolphthalein.
5. Stellen Sie ebenfalls je ein Reagenzglas in ein Wasserbad (5 °C, 45 °C, 65 °C, 80 °C).
6. Geben Sie nach 5 Minuten die Urease-Lösungen zur entsprechend temperierten Harnstoff-Lösung.
7. Lassen Sie die Reagenzgläser im entsprechenden Wasserbad stehen.
8. Schütteln Sie alle 60 Sekunden die Reagenzgläser.
9. Messen Sie die Zeit bis zum Farbumschlag des Indikators



**Ergebnis:**

Reagenzglas-Nr.	1 (5 °C)	2 (45 °C)	3 (65 °C)	4 (80 °C)
<b>Dauer bis zum Farbumschlag</b>	langsame Pinkfärbung der Lösung	schnelle Färbung der Lösung	langsame Pinkfärbung der Lösung	farblose klare Lösung

*Empfehlung: Die Zeiten sind von individuellen Vorgehensweisen abhängig. Bei der Durchführung von Schülerexperimenten sollten konkrete Messwerte (Zeit in Sekunden) in die Tabelle eingetragen werden.*

**Deutung:**

Durch die katalytische Wirkung der Urease erfolgt die hydrolytische Zersetzung des Harnstoffs in Ammoniak und Kohlenstoffdioxid. Das entstehende Ammoniak reagiert in wässriger Lösung zu einer Ammoniumhydroxid-Lösung. Durch die darin vorliegenden Hydroxid-Ionen steigt der pH-Wert der Lösung an und die Indikator-Lösung schlägt von farblos zu pink um.

Mit der Zunahme der Temperatur in einem System steigt die Geschwindigkeit der sich darin befindlichen Teilchen. Je höher also die Temperatur der Lösung ist, desto höher ist die Wahrscheinlichkeit, dass Enzym- und Substratmoleküle aufeinandertreffen und sich der Enzym-Substrat-Komplex ausbilden kann. Folglich steigt die Reaktionsgeschwindigkeit und es werden mehr Produkt-Moleküle im gleichen Zeitraum gebildet.

Die zunehmende Temperatur beeinflusst aber auch die Konformation der Enzymstruktur, insbesondere die schwachen Wechselwirkungen, die zur Ausbildung des aktiven Zentrums führen. Oberhalb des Temperaturoptimums sinkt somit die Enzymaktivität und es kann sogar zur vollständigen Denaturierung des Enzyms kommen, so dass kein Substratumsatz mehr erfolgt.

Verändert aus:

Wild, A.: Pflanzenphysiologische Versuche in der Schule. Quelle und Meyer Verlag, Wiebelsheim 1999, S. 68, 69.



Experiment: Emzymaktivität (Urease)

## Gefährdungsbeurteilung

### Tätigkeitsbeschreibung

s. beigefügte Beschreibung der Versuchsdurchführung

### Einstufung der Stoffe

Stoff	Signalwort	Piktogramme	H-Sätze und EUH-Sätze	P-Sätze	WGK	Tätigkeitsbeschränkung
Bromthymolblau Lösung w=0,1% in Ethanol	Gefahr	  GHS02 GHS07	H225, H319	P210, P240, P403 + P 235, P305+P351+P338	---	S4K
Harnstoff	---	---	---	---	1	+
Phenolphthalein-Lösung (<1%ig in Ethanol)	Gefahr	  GHS02 GHS07	H225, H319	P201, P210, P305+P351+P338	---	S4K
Urease	---	---	---	---	1	+
<b>Biologische Arbeitsstoffe, Lebewesen, u. a.</b>	<b>Gezielte Tätigkeit</b>	<b>Risikogruppe</b>	<b>Schutzstufe</b>	<b>Toxische / sensibilisierende Wirkung</b>		
---	---	---	---	---		

### Substitution von Gefahrstoffen

Nicht erforderlich

Liste der H-Sätze	Liste der P-Sätze
H225: Flüssigkeit und Dampf leicht entzündbar. H319: Verursacht schwere Augenreizung.	P201: Vor Gebrauch besondere Anweisungen einholen. P210 Von Hitze/Funken/offener Flamme/heißen Oberflächen fernhalten. Nicht rauchen. P240: Behälter und zu befüllende Anlage erden. P403 + P 235: Kühl an einem gut belüfteten Ort aufbewahren. P305 + P351 + P338: BEI KONTAKT MIT DEN AUGEN: Einige Minuten lang behutsam mit Wasser spülen. Vorhandene Kontaktlinsen nach Möglichkeit entfernen. Weiter spülen.

### Gefahren

Gefahr	Ja	Nein
Gefahren durch Einatmen		X
Gefahren durch Hautkontakt	X	
Brandgefahr	X	
Explosionsgefahr		X

### Sonstige Gefahren/Hinweise:

Indikatorlösung darf nicht in die Augen gelangen.

### Entsorgung

Lösungen verdünnen und in den Ausguss geben (WGK 0 bzw. 1).

### Ergebnis der Gefährdungsbeurteilung

DGUV Information 213-098 (01.02.2019)	 Schutzbrille	 Schutzhandschuhe	 Abzugmaßnahmen	 geschlossenes System	 Lüftungsmaßnahmen	 Brandschutzmaßnahmen	Weitere Maßnahmen:
X	X					X	Schutzkleidung empfohlen

(Schule)

(Datum, Unterschrift Fachlehrer/Fachlehrerin)

**Haftungsausschluss:** Alle Angaben wurden sorgfältig geprüft, dennoch übernehmen die Autoren und das Nds. Kultusministerium keine Haftung für etwaige Folgen aus den hier beschriebenen Experimenten und den vorgeschlagenen Maßnahmen. Jede Lehrerin und jeder Lehrer ist für die Übernahmen und Änderung der Gefährdungsbeurteilung selbst verantwortlich.



## 4.8. Nachweis von NADH + H<sup>+</sup> bei der Glykolyse

In der Glykolyse wird Glucose unter ATP-Gewinn zu Brenztraubensäure oxidiert. Dabei werden Wasserstoff-Ionen und Elektronen auf NAD<sup>+</sup> übertragen und nachfolgend in der aeroben Endoxidation schrittweise auf Sauerstoffmoleküle übertragen. Die Brenztraubensäure wird vollständig zu Kohlenstoffdioxid und Wasser oxidiert.

Unter anaeroben Bedingungen kann es hingegen zur alkoholischen Gärung mit verminderter ATP-Ausbeute kommen. Nach der Glykolyse wird Brenztraubensäure dabei zu Ethanal und schließlich zu Ethanol reduziert (Bild 1). Das bei der Glykolyse entstehende NADH + H<sup>+</sup> überträgt Elektronen und Wasserstoffionen auf Ethanal-Moleküle. Dadurch steht erneut NAD<sup>+</sup> als Akzeptor für Wasserstoffionen und Elektronen zur Verfügung. Auf diese Weise kann die Gärung kontinuierlich ablaufen.

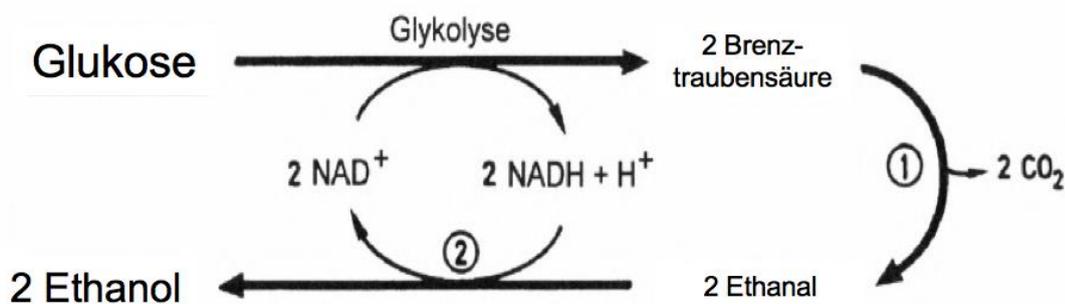


Bild 1: Shuttlebetrieb im Stoffwechsel – das NAD<sup>+</sup>/NADH + H<sup>+</sup>-System bei der alkoholischen Gärung.

Unter Luftabschluss gewinnen Hefezellen ATP durch alkoholische Gärung. Dieser Vorgang ist im Schülerexperiment leicht zugänglich. Mit dem folgenden Experiment lässt sich die Bildung von NADH + H<sup>+</sup> bei der Glykolyse nachweisen.

Dieser indirekte Nachweis erfolgt mithilfe eines Farbstoffes, dessen Moleküle leichter Elektronen und Wasserstoffionen aufnehmen als NAD<sup>+</sup>. Es handelt sich um 2,6-Dichlorphenolindophenol (DCPIP). Löst man DCPIP in Wasser, entsteht eine blau-violett gefärbte Lösung. Werden die DCPIP-Moleküle durch Elektronenaufnahme in ihre reduzierte Form (DCPIPH<sub>2</sub>) überführt, entsteht eine farblose Lösung (Bild 2).

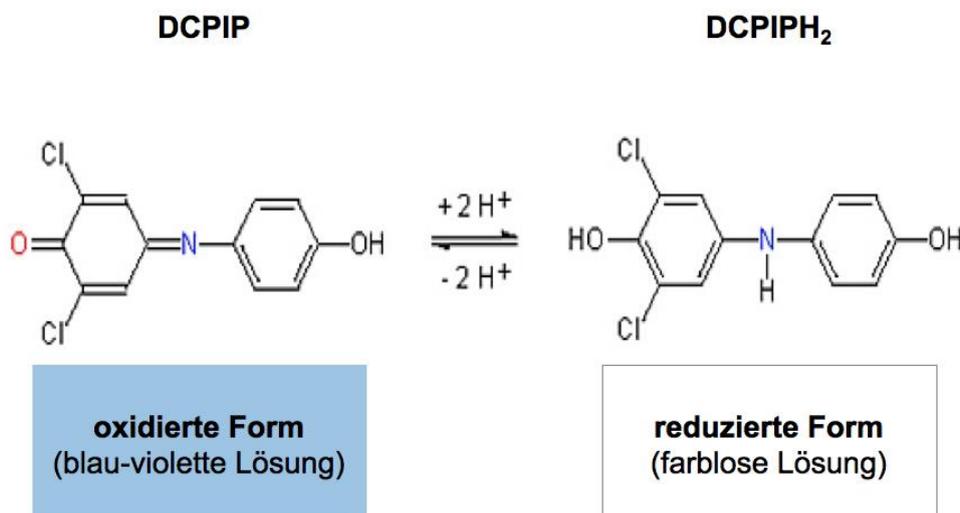


Bild 2: Wässrige Lösungen von DCPIP (oxidierte Form) sind blau-violett. Da die reduzierte Form eine farblose Lösung bildet, kann DCPIP als Redoxindikator verwendet werden.



**Zeitaufwand:**

Vorbereitung: 20 min zum Ansetzen der Lösungen

Durchführung: 10 min

**Biologische Arbeitsstoffe, Lebewesen, u. a.:**

Frischhefe oder Trockenhefe (*Saccharomyces cerevisiae*)

**Chemikalien:**

8 %-ige Saccharose-Lösung (Rohrzucker-Lösung),

2,6-Dichlorphenolindophenol (DCPIP)

Demineralisiertes Wasser

Ascorbinsäure

**Geräte:**

Messkolben (500 mL)	Erlenmeyerkolben (100 mL) mit Stopfen	Spatel
Stativ	2 Stativklammern	Wasserbad (35 °C)
Messzylinder (50 mL)	Waage	3 Reagenzgläser
Reagenzglasständer	3 Messpipetten (5 mL)	1 Stopfen
Waage	Trichter	

**Vorbereitung der Lösung:**

**8 %-ige Lösung von Saccharose (Rohrzucker):**

Wiegen Sie mithilfe der Waage 40 g Saccharose ab. Geben Sie die Saccharose in einen Messkolben (500 mL) und füllen Sie den Messkolben mit demineralisiertem Wasser auf 500 mL auf. Schütteln Sie den verschlossenen Messkolben, bis sich die gesamte Saccharose gelöst hat.

**Hinweis:** Die angesetzte Lösung reicht für neun Versuchsdurchführungen aus.

**Durchführung:**

1. Füllen Sie 50 mL Rohrzucker-Lösung in den Erlenmeyerkolben.
2. Fügen Sie zu der Zucker-Lösung eine kleine Spatelspitze DCPIP hinzu.
3. Lösen Sie darin 2,5 g Frisch- bzw. 0,7 g Trockenhefe.
4. Befestigen Sie den Erlenmeyerkolben an einem Stativ.
5. Stellen Sie den Ansatz in das Wasserbad, bis eine deutliche Gärungsaktivität (CO<sub>2</sub>-Bildung) erkennbar wird.
6. Stellen Sie außerdem drei Kontrollansätze her (verwenden Sie hierfür Reagenzgläser, die ebenfalls in das Wasserbad gestellt werden):
  - 6.1 Versuchsansatz ohne Zucker (3 mL)
  - 6.2 Versuchsansatz ohne Trockenhefe (3 mL)
  - 6.3 Demineralisiertes Wasser (3 mL), Spatelspitze DCPIP, Spatelspitze Ascorbinsäure (Positivkontrolle: Ascorbinsäure illustriert die Reaktion von Reduktionsmitteln wie z. B. NADH auf DCPIP)

**Ergebnis:**

Nach kurzer Zeit liegt im Hauptansatz eine farblose Lösung vor. Die Lösungen der beiden Kontrollansätze (6.1 und 6.2) weisen weiterhin die blau-violette Färbung auf. Im dritten Kontrollansatz (6.3) liegt ebenfalls eine farblose Lösung vor.

**Deutung:**

Die Bildung von Kohlenstoffdioxid im Hauptansatz bestätigt, dass Glykolyse und Gärung in den Hefezellen stattfinden (vgl. Bild 1 und Versuchsdurchführung).

Die DCPIP-Moleküle übernehmen die aus der Glykolyse stammenden Elektronen und Wasserstoffionen von  $\text{NADH} + \text{H}^+$ , noch bevor die Reduktion des Ethanal zu Ethanol stattfinden kann (vgl. Bild 1). Diese Reduktion von DCPIP zu  $\text{DCPIP}_2$  ist daran zu erkennen, dass die blau-violette Lösung analog zur Positivkontrolle (Ansatz 6.3) farblos wird.

Die beiden Kontrollansätze (6.1 und 6.2) stützen diese Folgerung: Bei alleiniger Anwesenheit von Hefezellen beziehungsweise Zucker entsteht kein  $\text{NADH} + \text{H}^+$ , auch das Vorhandensein anderer Reduktionsmittel kann ausgeschlossen werden.

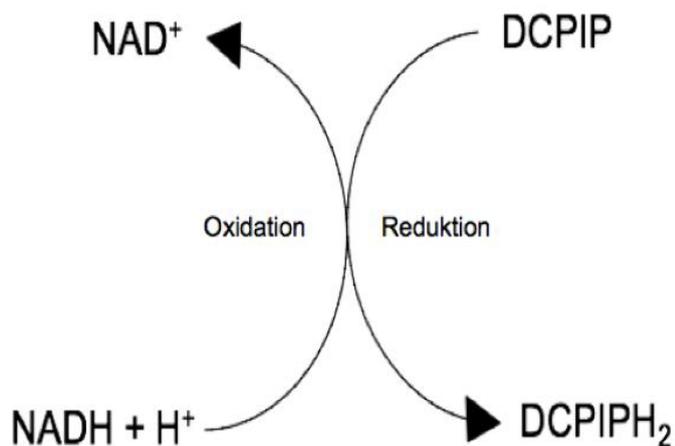


Bild 3: Redoxschema für die zugrundeliegende Nachweisreaktion.

Verändert aus: Wild, A.: Pflanzenphysiologische Versuche in der Schule. Quelle und Meyer Verlag, Wiebelsheim 1999, S 196, 199.



Experiment: Nachweis von NADH + H<sup>+</sup> bei der Glykolyse

## Gefährdungsbeurteilung

### Tätigkeitsbeschreibung

s. beigefügte Beschreibung der Versuchsdurchführung

### Einstufung der Stoffe

Stoff	Signalwort	Piktogramme	H-Sätze und EUH-Sätze	P-Sätze	WGK	Tätigkeitsbeschränkung
2,6-Dichlorphenol-indophenol, Natriumsalz, Dihydrat	---	---	---	---	3	+
Saccharose	---	---	---	---	---	+
Biologische Arbeitsstoffe, Lebewesen, u. a.	Gezielte Tätigkeit	Risikogruppe	Schutzstufe	Toxische / sensibilisierende Wirkung		
Hefe ( <i>Saccharomyces cerevisiae</i> )	Ja	1	1	nein		

### Substitution von Gefahrstoffen

Nicht erforderlich

Liste der H-Sätze	Liste der P-Sätze
---	---

### Gefahren

Gefahr	Ja	Nein
Gefahren durch Einatmen		X
Gefahren durch Hautkontakt		X
Brandgefahr		X
Explosionsgefahr		X

Sonstige Gefahren/Hinweise:
---

### Entsorgung

Lösungen werden in den Ausguss geben. Stoffreste von DCPIP werden in den Behälter für feste organische Abfälle gegeben. Saccharosereste werden in den Hausmüll entsorgt.

### Ergebnis der Gefährdungsbeurteilung

DGUV Information 213-098 (01.02.2019)	Schutzbrille	Schutzhandschuhe	Abzugmaßnahmen	geschlossenes System	Lüftungsmaßnahmen	Brandschutzmaßnahmen	Weitere Maßnahmen:
X	X						---

(Schule)

(Datum, Unterschrift Fachlehrer/Fachlehrerin)

**Haftungsausschluss:** Alle Angaben wurden sorgfältig geprüft, dennoch übernehmen die Autoren und das Nds. Kultusministerium keine Haftung für etwaige Folgen aus den hier beschriebenen Experimenten und den vorgeschlagenen Maßnahmen. Jede Lehrerin und jeder Lehrer ist für die Übernahmen und Änderung der Gefährdungsbeurteilung selbst verantwortlich.



## 4.9. pH-Wert-Untersuchungen bei Dickblattgewächsen

### Zeitaufwand:

Vorbereitung: 10 min + 24 h Inkubation der Blattpaare

Durchführung: 20 min

### Biologische Arbeitsstoffe, Lebewesen, u. a.:

2 Pflanzen des Brutblattes (*Kalanchoe daigremontianum*) (Bezugsquelle: z.B. Schulbiologiezentren)

**Chemikalien:** keine

### Geräte:

Knoblauchpresse	Lichtquelle für Fotosyntheseversuche
Schere	2 Bechergläser (100 mL)
2 Bechergläser (25 mL)	pH-Messgerät

### Vorbereitung:

Halten Sie zwei Pflanzen für 24 Stunden unter folgenden Bedingungen:

Pflanze 1: Raumtemperatur, dunkel.

Pflanze 2: Raumtemperatur, belichtet.

### Durchführung:

1. Schneiden Sie nach 24 Stunden von jeder Pflanze je einen Spross mit drei etwa gleich großen Blättern ab.

2. Pressen Sie jeweils die Blätter mit einer Knoblauchpresse aus. Bestimmen Sie für jede der beiden Pflanzen den pH-Wert des Presssaftes. Um die pH-Werte der Presssäfte der verschiedenen Ansätze dabei nicht zu verfälschen, sollte die Knoblauchpresse nach jedem Pressvorgang gründlich ausgespült und abgetrocknet werden.

### Ergebnis:

Pflanze 1 (dunkel, Raumtemperatur): pH-Wert etwa 4,5

Pflanze 2 (belichtet, Raumtemperatur): pH-Wert etwa 5,3

Belichtung hat einen Einfluss auf den pH-Wert des rausgepressten Blattsaftes: Lichtentzug führt zum Ansäuern, Belichtung zum gegenteiligen Effekt.

**Hinweis:** Die pH-Werte variieren abhängig vom Ausgangswert.

### Deutung:

Der Vergleich beider Pflanzen belegt eine Abhängigkeit des pH-Wertes des Pflanzenpresssaftes von der Beleuchtungsintensität. Daraus lässt sich auf einen diurnalen Säurerhythmus schließen. Es handelt sich daher um eine CAM-Pflanze. Demnach lassen sich die einzelnen Befunde wie folgt deuten:

#### Pflanze 1:

Durch die geöffneten Spaltöffnungen wird Kohlenstoffdioxid aufgenommen und durch PEP-Carboxylase an Phosphoenolpyruvat (PEP) gebunden. Der vergleichsweise niedrige pH-Wert ist auf wässrig gelöste Äpfelsäure zurückzuführen, welche über Zwischenprodukte entsteht.

#### Pflanze 2:

Die Spaltöffnungen bleiben geschlossen. Äpfelsäure wird über Zwischenprodukte zu Kohlenstoffdioxid und PEP umgesetzt. Dies erklärt den im Vergleich zu Befund 1 erhöhten pH-Wert.



**Hinweise:** *Kalanchoe daigremontianum* ist auf einer (teil)sonnigen Fensterbank bei Zimmertemperatur leicht zu halten. Kakteenerde verwenden, Staunässe vermeiden.  
Darauf achten, das pH-Messgerät zu kalibrieren. Alternativ pH-Papier mit feiner Abstufung einsetzen (pH 4-7).  
LED-Lampen für die Belichtung über Nacht verwenden.

Erstellt durch: Zentralabiturkommission Biologie 2019



Experiment: pH-Wert-Untersuchungen bei Dickblattgewächsen

**Gefährdungsbeurteilung**

**Tätigkeitsbeschreibung**

s. beigefügte Beschreibung der Versuchsdurchführung

**Einstufung der Stoffe**

Stoff	Signalwort	Piktogramme	H-Sätze und EUH-Sätze	P-Sätze	WGK	Tätigkeitsbeschränkung
---	---	---	---	---	---	---
<b>Biologische Arbeitsstoffe, Lebewesen, u. a.</b>	<b>Gezielte Tätigkeit</b>	<b>Risikogruppe</b>	<b>Schutzstufe</b>	<b>Toxische / sensibilisierende Wirkung</b>		
Pflanzen des Brutblattes ( <i>Bryophyllum claigne montianum</i> )	---	---	---	---		

**Substitution von Gefahrstoffen**

Nicht erforderlich

Liste der H-Sätze	Liste der P-Sätze
---	---

**Gefahren**

Gefahr	Ja	Nein
Gefahren durch Einatmen		X
Gefahren durch Hautkontakt		X
Brandgefahr		X
Explosionsgefahr		X

Sonstige Gefahren/Hinweise:

**Entsorgung**

Lösungen in den Ausguss geben.  
Blattreste in den Hausmüll geben.

**Ergebnis der Gefährdungsbeurteilung**

DGUV Information 213-098 (01.02.2019)	Schutzbrille	Schutzhandschuhe	Abzugmaßnahmen	geschlossenes System	Lüftungsmaßnahmen	Brandschutzmaßnahmen	Weitere Maßnahmen:
X							---

(Schule) \_\_\_\_\_ (Datum, Unterschrift Fachlehrer/Fachlehrerin)

**Haftungsausschluss:** Alle Angaben wurden sorgfältig geprüft, dennoch übernehmen die Autoren und das Nds. Kultusministerium keine Haftung für etwaige Folgen aus den hier beschriebenen Experimenten und den vorgeschlagenen Maßnahmen. Jede Lehrerin und jeder Lehrer ist für die Übernahmen und Änderung der Gefährdungsbeurteilung selbst verantwortlich.