

**МАЛЫЙ ПРАКТИКУМ ПО ФИЗИОЛОГИИ
РАСТЕНИЙ**

Министерство образования и науки Российской Федерации
Федеральное государственное бюджетное образовательное учреждение
высшего профессионального образования
«Нижегородский государственный архитектурно-строительный университет»

МАЛЫЙ ПРАКТИКУМ ПО ФИЗИОЛОГИИ РАСТЕНИЙ

Утверждено редакционно-издательским советом университета
в качестве учебного пособия

Нижегород
ННГАСУ
2015

ББК

Л

К

УДК 581.1 (07)

Рецензенты:

Веселов А.П. – профессор, заведующий кафедрой биохимии и физиологии растений ННГУ им. Н.И. Лобачевского

Крутова Е.К. – к.б.н., заведующая кафедрой «Ботаника, физиология и защита растений» ФГУ ВПО НГСХА

Юртаева, Н.М. Малый практикум по физиологии растений: учеб. пособие для вузов /Н.М. Юртаева; Нижегород. гос. архитектур.-строит. ун-т – Н.Новгород: ННГАСУ, 2015. – 112 с.

ISBN

По всем изучаемым разделам дисциплины «Физиология растений» приводятся 34 лабораторные работы, для каждой из которой написано теоретическое введение и составлены контрольные вопросы.

Для студентов очной формы обучения направления подготовки 35.03.10 «Ландшафтная архитектура», изучающих общий курс «Физиологии растений».

ББК

ISBN

© Юртаева Н.М. , 2015

© ННГАСУ, 2015

Содержание

Введение.....	6
РАЗДЕЛ I. ФИЗИОЛОГИЯ РАСТИТЕЛЬНОЙ КЛЕТКИ.....	8
Работа 1.	
Плазмолиз и деплазмолиз. Формы плазмолиза.....	10
Работа 2.	
Осмотический выход воды из клеток, подвергающихся плазмолизу.....	12
Работа 3.	
Осмотическое давление клеточного сока у растений различных систематических групп.....	13
Работа 4.	
Определение вязкости цитоплазмы по времени плазмолиза.....	16
Работа 5.	
Определение сосущей силы клеток упрощенным методом (по Уршпрунгу).....	18
Работа 6.	
Определение жизнеспособности семян по окрашиванию цитоплазмы.....	20
РАЗДЕЛ II. ВОДНЫЙ РЕЖИМ РАСТЕНИЙ.....	22
Работа 1.	
Определение интенсивности транспирации весовым методом. Влияние внешних факторов на интенсивность транспирации.....	24
Работа 2.	
Определение содержания воды и сухого вещества в растительном материале.....	26
Работа 3.	
Определение водного дефицита растений.....	29
Работа 4.	
Определение водоудерживающей способности растений методом «завядания» (по Арланду).....	32
РАЗДЕЛ III. ПИГМЕНТЫ ФОТОСИНТЕТИЧЕСКОГО АППАРАТА.....	35
Работа 1.	
Получение спиртовой вытяжки пигментов и изучение их химических и оптических свойств.....	37
Работа 2.	
Разделение смеси пигментов с помощью бумажной хроматографии.....	40

Работа 3.	
Сравнение качественного состава пигментов высших растений различных систематических групп.....	42
РАЗДЕЛ VI. ОСНОВНЫЕ МЕТОДЫ ОПРЕДЕЛЕНИЯ ИНТЕНСИВНОСТИ ФОТОСИНТЕЗА.....	45
Работа 1.	
Определение интенсивности фотосинтеза высшего водного растения по выделению кислорода в зависимости от влияния внешних условий....	47
Работа 2.	
Определение интенсивности фотосинтеза по количеству поглощенного углекислого газа растениями в замкнутом сосуде (по Л.А. Иванову и Н.Л. Коссович).....	49
Работа 3.	
Обнаружение фотосинтеза методом крахмальной пробы (по Саксу).....	53
РАЗДЕЛ V. ДЫХАНИЕ РАСТЕНИЙ.....	56
Работа 1.	
Определение интенсивности дыхания по количеству выделенного диоксида углерода (по Бойсен-Йенсену).....	58
Работа 2.	
Определение дыхательного коэффициента у прорастающих семян.....	61
Работа 3.	
Определение ферментов пероксидазы и полифенолоксидазы в клубне и соке картофеля.....	64
Работа 4.	
Определение ферментов каталазы в листьях растений и дегидрогеназы в клубне картофеля.....	66
Работа 5.	
Определение фермента цитохромоксидазы в растительных тканях.....	68
РАЗДЕЛ VI. МИНЕРАЛЬНОЕ ПИТАНИЕ РАСТЕНИЙ.....	71
Работа 1.	
Определение общей и рабочей адсорбирующей поверхности корневой системы методом Сабинина и Колосова.....	73
Работа 2.	
Определение смещения рН питательного раствора корневой системой растений.....	76

Работа 3.	
Выращивание растений в водной культуре на полной питательной среде и с исключением отдельных элементов. (Приготовление питательных смесей и закладка опыта).....	79
Работа 4.	
Влияние исключения N, P, K на рост и развитие растений. (Учет результатов эксперимента).....	81
Работа 5.	
Анализ сока растений с помощью полевой лаборатории Магницкого.....	83
Работа 6.	
Микрохимический анализ золы растений.....	89
РАЗДЕЛ VII. РОСТ И РАЗВИТИЕ РАСТЕНИЙ.....	94
Работа 1.	
Определение зон роста в органах растений.....	96
Работа 2.	
Влияние действия гетероауксина на рост корней у проростков злаков....	99
Работа 3.	
Влияние гетероауксина на укоренение черенков фасоли.....	101
Работа 4.	
Влияние гибберелловой кислоты на рост междоузлий стебля карликового гороха.....	102
Работа 5.	
Избирательное (селективное) действие гербицида 2,4-Д на рост двудольных сорняков.....	104
Работа 6.	
Обнаружение положительного геотропизма у корня двудольных растений.....	107
Работа 7.	
Обнаружение фототропизма побега или его частей у проростков злаков.....	108
Литература.....	110

Введение

Лабораторный практикум по физиологии растений является важной составляющей учебного процесса. Он позволяет осуществить связь между теоретическим изучением студентами разделов курса и самостоятельной практической работой. Во время выполнения лабораторных занятий студенты переосмысливают изучаемый теоретический материал и лучше его усваивают. Кроме того, они приобретают навыки практической работы, теоретических и научных исследований, умение ставить задачу, добиваться ее осуществления, делать научные выводы и давать практические рекомендации.

В задачи лабораторного практикума, как одной из форм организации обучения в высшей школе, входит:

- формирование у студентов целостного научного мировоззрения;
- овладение студентами практических навыков, отраженных в образовательном стандарте;
- формирование системы профессиональных умений и навыков;
- формирование у студентов творческих умений;
- умение видеть проблему и соотносить с ней фактический материал;
- приобретение навыков поиска альтернативных решений;
- умение трансформировать учебные навыки в профессиональные;
- формирование готовности студентов к моделированию, организации и анализу профессиональной деятельности;
- умение работать в команде;
- формирование творческого подхода к профессиональной деятельности;
- обеспечение последующего развития знаний, возможностей и умений в процессе самостоятельной профессиональной деятельности, как будущих специалистов.

Освоение курса «Физиология растений» предусматривает выполнение 8 лабораторных работ по изучаемым разделам (17 часов). Выполнение лабораторных работ является обязательным для студентов.

Для этих целей используется лаборатория кафедры, оснащенная всем необходимым для проведения биологических и биохимических исследований. В качестве учебно-методического обеспечения для проведения лабораторного практикума предусмотрено использование учебно-методических пособий, выпущенных кафедрой в 2014 году «Физиология растительной клетки. Водный режим», «Минеральное питание растений», а также данное учебно-методическое пособие.

Тематический план лабораторных занятий отражен в учебной программе курса. Работы выполняются по готовым практикумам согласно плану. Преподаватель оставляет за собой право выбора лабораторных работ по изучаемому разделу в соответствии с техническими возможностями кафедры. Для каждой работы приводится вводная теоретическая часть, список материалов и оборудования на одно рабочее место, дается подробное описание порядка выполнения работы, указания по оформлению работы, контрольные вопросы.

Во время выполнения лабораторного практикума студент обязан:

- ознакомиться с правилами техники безопасности работы в химической лаборатории;
- пройти инструктаж по технике безопасности;
- ознакомиться с содержанием лабораторной работы;
- выполнить в соответствии с указаниями требуемый объем работ,
- провести необходимые измерения, занести их в тетрадь;
- сделать обработку полученных результатов;
- оформить лабораторную работу в соответствии с требованиями;
- сделать выводы по проделанной работе;
- ответить на контрольные вопросы по лабораторной работе.

РАЗДЕЛ I. ФИЗИОЛОГИЯ РАСТИТЕЛЬНОЙ КЛЕТКИ

Живая клетка представляет собой сложную систему структур, взаимодействующих друг с другом и с окружающей средой. Снаружи она покрыта оболочкой, основу которой составляют целлюлоза и пектиновые вещества. Клеточная стенка выполняет защитно-изолирующую функцию, участвует в поглощении, выделении и передвижении веществ. Благодаря гидрофильности компонентов оболочка насыщена водой и играет буферную роль в водоснабжении клетки.

Основу структуры *протопласта* (окруженного мембраной содержимого клетки) образуют цитоплазма и клеточные мембраны, состоящие из белков и липидов и обладающие избирательной проницаемостью. Поверхностная мембрана клетки называется *плазмолеммой*, а мембрана, окружающая вакуоль – *тонопластом*. Все органеллы цитоплазмы окружены мембранами. Мембраны в клетке выполняют различные функции: барьерные, транспортные, осмотические, рецепторно-регуляторные, структурные, биосинтетические, защитные, на них происходит аккумуляция и трансформации энергии.

Функции растительной клетки определяются согласованной работой ее органелл: ядром, пластидами, митохондриями, вакуолярным аппаратом, лизосомами, аппаратом Гольджи, эндоплазматической сетью. Для каждого из них характерно особое строение, химический состав, определенные функции в клетке.

Ядро отвечает за функцию передачи наследственной информации при делении клетки и синтезе белка. Пластиды, характерные только для растительных клеток, делятся на хлоропласты, хромопласты и лейкопласты. Хлоропласты отвечают за превращение световой энергии в химическую (фотосинтез), обеспечивая воздушное питание растений. Митохондрии, участвуют в процессе дыхания, обеспечивая энергетические

потребности клетки за счет окислительно-восстановительных реакций. Вакуоли, содержащие водный раствор органических и минеральных веществ, определяют потенциальное осмотическое и тургорное давление клетки, защищают ее от избытка солей. Аппарат Гольджи отвечает за внутриклеточную секрецию веществ и участвует в построении клеточной оболочки. Лизосомы, имеющие форму округлых телец, окруженных мембраной, участвуют в процессах гидролиза веществ. Сферосомы отвечают за синтез липидов.

Все органоиды клетки погружены в цитоплазму – аппарат и внутренняя среда клетки, состоящая из белков, липидов, углеводов и воды. Она обладает рядом свойств (вязкостью, эластичность, сильное светорассеяние и др.), которые тесно связаны с физиологическим состоянием клетки и зависят от условий окружающей среды.

Все основные процессы в клетке определяются наличием в ней воды (более 80%). Она поступает в клетку из окружающей среды, поскольку химический потенциал воды в клетке ниже, чем в окружающем ее растворе.

Водный потенциал обуславливает сосущую силу клетки в каждый конкретный момент. Она меняется в зависимости от степени насыщенности клетки водой (ее тургора). Наибольшей сосущей силой клетка обладает при полном отсутствии тургора. В этом случае она насасывает воду с максимальной силой. В состоянии полного насыщения клетки водой тургорное давление уравнивает парциальное осмотическое давление, сосущая сила и ее водный потенциал равны нулю.

Осмотическое движение воды в клетку является пассивным процессом, не требующим затраты метаболической энергии. Минеральные соли, проникающие в клетку, против градиента концентрации поступают через клеточные мембраны активно, с помощью белков-переносчиков и с затратой энергии АТФ.

Работа 1. Плазмолиз и деплазмолиз. Формы плазмолиза

Введение. При погружении клеток в гипертонический раствор происходит отсасывание воды из клеток до тех пор, пока не сравняются концентрации клеточного сока и наружного раствора. При этом клеточные стенки сокращаются до полной потери тургора, после чего начинается плазмолиз, то есть отставание цитоплазмы от оболочки клетки. Сначала цитоплазма отстает от оболочки в уголках (*угловой плазмолиз*), затем во многих местах с образованием вогнутых поверхностей (*вогнутый плазмолиз*), наконец принимает округлую форму (*выпуклый плазмолиз*).

Для каждой клетки можно подобрать следующие растворы:

- 1) *гипотонический*, у которого осмотическое давление меньше осмотического давления клеточного сока;
- 2) *изотонический*, имеющий осмотическое давление, равное осмотическому давлению клеточного сока;
- 3) *гипертонический*, у которого осмотическое давление больше осмотического давления клеточного сока.

В качестве *плазмолитиков* (веществ, растворы которых вызывают плазмолиз) используют вещества, плохо проникающие через цитоплазму в вакуоль.

Процесс исчезновения плазмолиза называется *деплазмолизом*.

Материалы и оборудование: 1) луковица, в клетках эпидермиса которой содержится антоциан; 2) 1М раствор азотнокислого калия; 3) стеклянные палочки; 4) предметные и покровные стекла; 5) препаровальные иглы; 6) бритвы, скальпель; 7) микроскопы; 8) фильтровальная бумага; 9) стакан с водой; 10) пинцеты.

Ход работы. Берут луковицу, клетки эпидермиса которой содержат антоциан. Делают тонкий срез с морфологически нижней стороны и помещают его на предметное стекло в каплю воды, покрывают покровным

стеклом и рассматривают под микроскопом при малом увеличении. Все клетки препарата в этом случае будут иметь равномерную окраску из-за наличия антоциана. Затем с одной стороны покровного стекла помещают каплю раствора азотнокислого калия, с противоположной стороны, не сдвигая препарата, отсасывают воду кусочком фильтровальной бумаги. Этот прием повторяют два-три раза до полной замены воды раствором азотнокислого калия. Все время следят в микроскоп за тем, что происходит в клетках. При этом обнаруживают постепенное отставание протопласта от стенок клеток сначала в уголках (начальная стадия уголкового плазмолиза), а затем и от всей поверхности клеток. Позже уголкового плазмолиза переходит в вогнутый, а затем в выпуклый. Однако после округления протопласты в отдельных зонах клетки могут быть связаны с клеточной оболочкой тонкими плазматическими нитями (судорожный плазмолиз).

В наступлении различных форм плазмолиза играют большую роль силы сцепления пограничного слоя протоплазмы и ее вязкость. У молодых клеток, вязкость которых очень велика, обычно наблюдаются все указанные стадии плазмолиза, у клеток, вязкость которых ниже, чем у молодых клеток, очень скоро наступает выпуклый плазмолиз и почти отсутствует судорожный. Такие формы плазмолиза неустойчивы и время их наступления разнообразно. Деплазмолиз – явление, обратное плазмолизу, его наблюдают при отсасывании плазмолитика от препарата, заменяя его водой. В этом случае плазмолиз прекращается, и протопласт начинает заполнять весь объем клетки.

Записать результаты наблюдений и сделать схематические рисунки клеток в воде и после пребывания в растворе азотнокислого калия, обозначив основные составные части клеток и показав стрелками процессы плазмолиза и деплазмолиза. Сделать выводы по результатам работы.

Контрольные вопросы:

1. Что такое плазмолиз и каковы его причины?
2. Какие бывают виды плазмолиза?
3. Как происходит деплазмолиз?
4. Способны ли плазмолизироваться мертвые клетки?

Работа 2. Осмотический выход воды из клеток, подвергшихся плазмолизу

Введение. Клеточные мембраны (плазмолемма, тонопласт) обладают свойством полупроницаемости – способностью пропускать воду, газ, растворенные в воде вещества с разной скоростью. Помещение клетки в раствор, концентрация которого выше концентрации клеточного сока, вызывает диффузию или отток воды из клетки. Это приводит к сокращению объема клеточного сока и увеличению его концентрации. Если внешний раствор не приходит в равновесие с клеточным соком, то дальнейшая потеря воды и сокращение объема вакуоли и цитоплазмы приводят к отставанию цитоплазмы от клеточных стенок (явлению плазмолиза). Вещества, вызывающие плазмолиз, называются плазмолитиками: это соли одно- и двухвалентных металлов, растворимые в воде органические соединения.

Материалы и оборудование: 1) корнеплод моркови; 2) скальпель; 3) препаровальная игла; 4) фильтровальная бумага; 5) стеклянный стакан; б) концентрированный раствор глицерина.

Ход работы. Вырезают кубик из паренхимной ткани моркови размером 1 кубический сантиметр, обмывают его водопроводной водой, чтобы удалить пузырьки воздуха снаружи. Обсушивают фильтровальной бумагой, затем накалывают на конец препаровальной иглы, помещают в раствор глицерина. Концентрированный раствор глицерина имеет большое

осмотическое давление, поэтому вода выходит из клеток моркови и в виде струек поднимается вверх, то есть происходит осмотический выход воды из клеток ткани моркови.

Сделать рисунок и вывод из наблюдаемого явления.

Контрольные вопросы:

1. Почему происходит осмотический выход воды из клеток паренхимной ткани моркови в растворе глицерина?
2. Какие вещества по отношению к растительной клетке называются осмотически активными?
3. Можно ли отнять воду от клетки после достижения ею состояния полного завядания, то есть полной потери тургора?

Работа 3. Осмотическое давление клеточного сока у растений различных систематических групп

Введение. Давление, которое способен развивать раствор, всасывая воду через полупроницаемую мембрану, называется *осмотическим*. Величина осмотического давления какого-либо раствора прямо пропорциональна его концентрации (числу частиц, растворенных в единице объема) и абсолютной температуре. Концентрацию клеточного сока, представляющего собой раствор большого количества разнообразных органических и минеральных веществ, чаще всего определяют по величине его осмотического давления. Наиболее простой метод определения осмотического давления клеточного сока – плазмолитический. Известно, что плазмолиз способен вызывать только гипертонические растворы, тогда как в изо- и гипотонических растворах плазмолиз не наблюдается. Для определения осмотического давления клеточного сока плазмолитическим методом срезы исследуемой ткани погружают в ряд

растворов известной концентрации. В качестве плазмолитика используют 1М раствор хлористого натрия. При этом находят такой раствор, который вызывает начальный (уголковый) плазмолиз не менее, чем 50% клеток у погруженного в раствор кусочка исследуемой ткани растения. Изотонический раствор будет находиться между этим раствором и следующим (более слабым), который не вызывает плазмолиза. Отсюда следует, что концентрация изотонического раствора равна (с известной долей погрешности) среднему арифметическому между концентрациями указанных соседних растворов.

Установив концентрацию изотонического раствора, вычисляют осмотическое давление по уравнению Вант-Гоффа:

$$P = P_1 \times T \times C \times C_i, \quad \text{где:}$$

P - осмотическое давление в атм;

P₁ - универсальная газовая постоянная (0,0821);

T - абсолютная температура (273 град. + t° C);

C - концентрация раствора в молях;

I - изотонический коэффициент.

Для неэлектролитов, например, для сахарозы $i = 1$. Для растворов электролитов величина **I** зависит от числа ионов, на которые распадается молекула, и от степени диссоциации.

Таблица 1

Значения изотонического коэффициента (**I**) для растворов хлористого натрия

Концентрация NaCl, М	1,0	0,8	0,7	0,6	0,5	0,4	0,3	0,2	0,1	0,01
Изотонический коэффициент	1,62	1,64	1,66	1,68	1,70	1,73	1,75	1,78	1,83	1,93

Материалы и оборудование: 1) луковица красного лука или лист красной капусты, листья элодеи, листья традесканции; 2) раствор хлористого натрия или сахарозы (1М); 3) кипяченая вода; 4) бюретки; 5) воронки; 6) стекла предметные и покровные; 7) стеклянные стаканы по 7 штук на каждый вид растения; 8) микроскоп; 9) лезвие бритвы; 10) фильтровальная бумага; 11) карандаш по стеклу; 12) стеклянные палочки; 13) термометр комнатный; 14) кисточка.

Ход работы. Готовят растворы хлористого натрия следующих концентраций: 1,0; 0,8; 0,6; 0,4; 0,2; 0,1М, наливая в стеклянные стаканы из бюреток соответствующие количества молярного раствора хлористого натрия и дистиллированной воды (например, для приготовления 10 мл раствора 0,6 М наливают в стакан 6 мл 1М раствора хлористого натрия + 4 мл дистиллированной воды и т.д.). Тщательно перемешав растворы, закрывают их кусочками стекла для предотвращения от испарения.

Приготавливают с помощью бритвы 14 срезов исследуемой ткани на каждый вид растения, например, кожицы красного лука, помещают их в воду для вытекающего из поврежденных клеток сока. Через несколько минут срезы извлекают из воды кисточкой, обсушивают фильтровальной бумагой и погружают по два среза в каждый раствор, начиная с самого концентрированного. Необходимо следить, чтобы срезы не плавали на поверхности растворов, а были погружены в них. Если они всплывают, их необходимо утопить препаровальной иглой. Через 20-30 минут рассматривают срезы под микроскопом в капле соответствующего раствора. Стеклянную палочку, которой наносится капля раствора, кисточку, стекла необходимо тщательно ополаскивать водой и вытирать фильтровальной бумагой. Данные эксперимента заносят в таблицу 2.

Вычислить изотоническую концентрацию и давление клеточного сока по уравнению Вант-Гоффа для каждого вида растений, используя таблицу 1. Полученные данные занести в таблицу 3.

Таблица 2

Зависимость степени плазмолиза от концентрации раствора хлористого натрия

Концентрация раствора NaCl, М	1,0	0,8	0,6	0,4	0,2	0,1	0,01
Степень плазмолиза							

Сделать выводы о связи между концентрацией наружного раствора и степенью плазмолиза растений. Сравнить эти показатели у различных систематических групп растений.

Таблица 3

Осмотическое давление клеточного сока у растений разных систематических групп

Вид растения	Осмотическое давление в атм.

Контрольные вопросы:

1. Что такое изотонический коэффициент?
2. Что такое осмотическое давление клеточного сока?
3. Какие вещества используют в качестве плазмолитиков?

Работа 4. Определение вязкости цитоплазмы по времени плазмолиза

Введение. Промежуток времени от момента погружения клеток в гипертонический раствор до появления выпуклого плазмолиза называется временем плазмолиза. Это время зависит от вязкости цитоплазмы: чем

меньше вязкость, тем легче цитоплазма отстает от клеточной оболочки и тем быстрее вогнутый плазмолиз переходит в выпуклый. Вязкость цитоплазмы зависит от степени дисперсности и гидратации коллоидов, от содержания в клетке воды и ряда других факторов. Цитоплазма растущих клеток и клеток, закончивших рост, имеет равную вязкость. Для опыта используют молодые листочки элодеи, в которых можно различить четыре зоны: 1) в основании расположена слабо окрашенная зона деления клеток; 2) выше находится зона растяжения; 3) еще выше – зона дифференцировки; 4) зона верхушки листа, которая состоит из клеток, закончивших рост и имеющих интенсивную зеленую окраску. Для сравнения рекомендуется проделать эксперимент с объемом, клетки которого имеют окрашенный клеточный сок.

Материалы и оборудование: 1) веточки элодеи; 2) чешуи лука красного или листья традесканции; 3) 0,8М раствор сахарозы в капельнице; 4) лезвие бритвы; 5) препаровальные иглы; 6) пинцеты; 7) микроскоп; 8) предметные и покровные стекла.

Ход работы. Берут два-три молодых листочка из верхушечной части побега элодеи, погружают их в каплю 0,8М раствора сахарозы на предметном стекле и закрывают покровным стеклом. В другую каплю раствора сахарозы помещают срез эпидермиса красного лука или традесканции. Отмечают время погружения исследуемых объектов в раствор. Рассматривают препараты в микроскоп через каждые пять минут, определяют время плазмолиза, при этом у листа элодеи наблюдают за клетками различных зон. Записывают результаты и делают выводы о зависимости вязкости цитоплазмы от возраста клеток.

Контрольные вопросы:

1. Что такое вязкость цитоплазмы и от чего она зависит?
2. Что такое время плазмолиза?
3. От чего зависит время плазмолиза?

Работа 5. Определение сосущей силы клеток упрощенным методом (по Уршпрунгу)

Введение. При погружении исследуемой ткани в раствор, имеющий сосущую силу больше сосущей силы клеток, раствор отнимает воду из клеток и размеры кусочка ткани уменьшаются. Если сосущая сила клеток больше сосущей силы раствора, то клетки всасывают воду и увеличиваются в объеме, тогда размеры кусочка ткани увеличиваются. При равенстве сосущих сил клеток и раствора размеры клеток остаются без изменения.

Материалы и оборудование: 1) клубень картофеля; 2) 1М раствор хлористого натрия; 3) вода дистиллированная; 4) бюретки с воронками (2 штуки); 5) фильтровальная бумага; 6) тарелка; 7) большой нож; 8) скальпель; 9) пинцет; 10) крышки чашек Петри (7 штук); 11) карандаш по стеклу; 12) предметные стекла; 13) полоски фильтровальной бумаги 1x10 см; 14) комнатный термометр.

Ход работы. Приготавливают по 10 мл раствора хлористого натрия концентрации 1,0; 0,8; 0,4; 0,2; 0,1М, смешивая в чашках соответствующие количества молярного раствора и дистиллированной воды. В одну чашку наливают чистую воду. Вырезают из картофельного клубня при помощи большого ножа пластину толщиной 3-4 мм (резать рекомендуется поперек клубня). Из этой пластины вырезают прямоугольник длиной 40-60 мм (чем длиннее, тем лучше), после чего разрезают этот прямоугольник вдоль на несколько одинаковых полосок шириной 2-3 мм (по числу приготовленных растворов), используя в качестве линейки предметное стекло.

Тщательно и быстро измеряют длину полосок с точностью до 0,5 мм, не допуская их подвядания. Тарелка, на которой разрезают клубень, стекло и скальпель должны быть сухими. Вытекающий из клубня сок удаляют

фильтровальной бумагой. Затем полностью погружают по одной полоске в растворы хлористого натрия различной концентрации. Через 30 минут повторяют измерения длины полосок. Результаты заносят в таблицу 1.

Данные для четвертой строки получают путем вычитания из большей величины меньшей, причем увеличение длины обозначают знаком «+», а уменьшение знаком «-». В пятой строке указывают, какой тургор у клеток (сильный, средний, слабый, нет); для определения этого показателя полоски раскладывают на тарелке так, чтобы они наполовину свисали с ее краев.

Таблица 1

Результаты опыта по определению сосущей силы клеток

Концентрация NaCl, М	1,0	0,8	0,6	0,4	0,2	0,1	0
Исходная длина полоски, мм							
Длина полоски через 30 минут							
Разность, мм							
Тургор							
Сосущая сила, S, атм.							

По результатам работы делают выводы, объяснив причины изменения длины полосок, и находят сосущую силу клеток перед погружением их в растворы, вычислив осмотическое давление соответствующих растворов по уравнению Вант-Гоффа (в шестой строке).

Контрольные вопросы:

1. Что такое сосущая сила клеток?
2. Что такое осмотическое давление?
3. На чем основано определение сосущей силы клеток по методу Уршпрунга?

Работа 6. **Определение жизнеспособности семян по окрашиванию цитоплазмы**

Введение. При повреждении растительной ткани увеличивается сродство цитоплазмы к красителям. На этом основаны методы определения жизнеспособности семян по окрашиванию их зародышей витальными (прижизненными) красителями. Жизнеспособными считаются те семенами, зародыши которых не окрашиваются.

Материалы и методы: 1) бюксы; 2) пинцеты; 3) фильтровальная бумага; 4) бритвы; 5) препаровальные иглы; 6) семена гороха и пшеницы; 7) 0,2% и 0,1%-ные растворы индиго-кармина или 0,2%-ный раствор кислого фуксина.

Ход работы

1. Метод Нелюбова

Этим методом устанавливают жизнеспособность семян гороха, фасоли, люпина, льна, конопли и тыквенных. Семена гороха, намоченные в течение 18 ч при 20° С, освобождают от семенной оболочки. 10-15 семян помещают в 0,2%-ный раствор индиго-кармина на 2-3 часа при температуре 30 град. С. Затем краску сливают, промывают семена водой и устанавливают их жизнеспособность. Семена с неокрашенными корешками и слабо окрашенными семядолями относят к жизнеспособным. Семена с полностью окрашенными семядолями и корешками признают нежизнеспособными.

2. Метод Иванова

Этим методом устанавливают жизнеспособность семян злаковых. Для определения берут семена пшеницы, намоченные в воде в течение 10 часов при комнатной температуре. Десять зерновок разрезают бритвой вдоль бороздки пополам и помещают на 15 минут в 0,2%-ный раствор кислого фуксина или 0,1%-ный раствор индиго-кармина, налитый в

стаканчик или бюкс. Затем краску сливают, промывают семена водой, размещают пинцетом на фильтровальной бумаге и определяют их жизнеспособность. У жизнеспособных семян зародыши не окрашены, а у мертвых или сильно поврежденных окрашены более или менее интенсивно.

Зарисовывают жизнеспособные и нежизнеспособные семена, определяют процент жизнеспособных семян по отношению к общему количеству проанализированных семян и делают выводы по результатам эксперимента.

Контрольные вопросы:

1. Что такое жизнеспособность семян растений?
2. Чем отличается цитоплазма живых и мертвых клеток по отношению к красителям?
3. Почему не окрашивается цитоплазма у живых клеток?

РАЗДЕЛ II . ВОДНЫЙ РЕЖИМ РАСТЕНИЙ

Все физиологические процессы в растении нормально протекают лишь при достаточном обеспечении растения водой. Вода - необходимый компонент и важный фактор структуры цитоплазмы живых клеток. Это универсальная дисперсионная среда. Вода обладает уникальными свойствами, которые определяют ее биологическую роль в клетке. Она участвует в метаболизме клеток, в гидролитических и синтетических процессах, способствует взаимодействию молекул.

Вода обладает высокой теплоемкостью и теплопроводностью, что способствует стабилизации температурного режима у растений. Пронизывая и наполняя все его органы, она создает в растении непрерывную фазу, обеспечивая связь органов друг с другом, а также возможность передвижения по растению питательных веществ. Вода играет существенную роль в сохранении формы травянистых и древесных растений, поддерживая их клетки в состоянии тургора.

Водный режим (водообмен) растений представляет собой совокупность ряда процессов: 1) поглощение воды растением; 2) проведение воды по растению; 3) потери воды в процессе транспирации; 4) усвоение воды клетками.

Водный баланс растений определяется соотношением поглощения и расхода воды растением. Расходование влаги листьями (испарение) компенсируется ее поглощением корнями, чтобы растение не испытывало дефицита воды.

Водный дефицит – отношение недостатка насыщения клеток водой к количеству воды при полном насыщении (когда расход воды растением превышает ее приход).

Транспирация – это сложный физиологический процесс испарения воды растениями. Процесс транспирации осуществляется с помощью

устийц. Важна физиологическая роль транспирации в растениях:

1. Она повышает сосущую силу испаряющих клеток и создает непрерывный водный поток по растению, способствуя передвижению минеральных и органических веществ.

2. Защищает растение от перегрева прямыми солнечными лучами, снижая его температуру на несколько градусов.

3. Препятствует полному насыщению клеток водой, оптимизируя процессы метаболизма.

В растениях поддерживается постоянный ток воды, обеспечивающий водой живые клетки. Водообмен растений сложен и многообразен: корневая система поглощает воду из почвы, далее вода движется по растению, затем испаряется через листья в атмосферу, часть воды принимает участие в процессе гидратации белковых молекул и в метаболизме клеток (фотосинтез, дыхание).

Вода в растение поступает благодаря работе двух концевых двигателей: нагнетающего корневого и присасывающего листового.

Деятельность нижнего концевого двигателя, состоящая в активном поглощении воды корневой системой, проявляется в виде гуттации и плача растений. Силу, поднимающую воду по сосудам, называют **корневым давлением**. Величина его составляет в среднем 1-1,5 атм. Корневое давление играет важную роль в водообмене растений.

Восходящий ток – это процесс подъема воды от корней до листьев. Его основные особенности: 1) он движется по ксилеме; 2) по восходящему току передвигаются вода и минеральные вещества почвы; 3) большая часть воды восходящего потока испаряется в атмосферу в результате транспирации; 4) меньшая часть воды восходящего потока используется для метаболических процессов в клетке.

Нисходящий ток - это движение органических веществ от листьев к корням. Его основные особенности: 1) это направленный вниз флоэмный

поток органических веществ (продуктов фотосинтеза); 2) он доставляет органические соединения к тканям корня и в точки роста; 3) движущей силой нисходящего тока воды в растении является осмотический градиент, возникающий вследствие накопления сахаров и других продуктов фотосинтеза.

Работа 1. **Определение интенсивности транспирации весовым методом.**

Влияние внешних факторов на интенсивность транспирации

Введение. Работа верхнего корневого двигателя обусловлена испарением воды с поверхности листа - *транспирацией*. Присасывающее действие транспирации передается корнем в форме гидродинамического напряжения, которое связывает между собой работу обоих двигателей. Особенности верхнего концевое двигателя – это использование им в качестве источника энергии солнечной активности и его автоматическая регуляция. Усиление потери влаги снижает его активность или химический потенциал в испаряющих клетках, что ведет к поступлению в них воды. Во время вегетации у хорошо облиственных растений присасывающая сила транспирации во многом зависит от корневого давления и многократно превосходит его силу.

Основную роль в испарении воды выполняют устьица, поэтому интенсивность транспирации в значительной мере зависит от степени их открытости. При выращивании различных культур большое значение имеет эффективность воды растением, показателем которой служит *транспирационный коэффициент* – количество воды, расходуемое растением на создание единицы сухого веса вещества. Сильно влияют на величину транспирационного коэффициента условия минерального питания, обеспеченность водой, интенсивность освещения и другие факторы. Знание закономерностей водного режима растений важно при

разработке рациональных агротехнических приемов при выращивании различных групп растений.

Интенсивность транспирации – это количество воды, выделенное растением на единицу поверхности. Цель данной работы – сравнение интенсивности транспирации разновозрастных листьев одного растения или одновозрастных листьев растений, находящихся в разных условиях освещения, температуры, движения воздуха.

Материалы и оборудование: 1) коническая колба; 2) растительное масло; 3) ножницы; 4) технические весы; 5) разновесы; 6) вентилятор; 7) настольная лампа; 8) миллиметровая бумага; 9) листья различных растений с длинным черешком (например, пеларгония).

Ход работы. Берут листья пеларгонии, черешки листа помещают в колбочки с кипяченой водой. Для устранения испарения воды из колбочек в них наливают небольшой слой растительного масла. После этого колбочки с водой взвешивают на технических весах и ставят на час в те или иные условия (воздействие светом настольной лампы, выдерживание в темноте, размещение под вентилятором, выдерживание на холоде при положительных температурах, помещение во влажную камеру). Через час снова взвешивают все колбочки. Разность исходного и опытного весов дает количество испаренной воды. Это количество выражают в граммах на 1 м^2 листовой поверхности. Для этого определяют площадь поверхности листа, для чего перед началом опыта его осторожно обводят на миллиметровой бумаге и взвешивают вырезанный контур на технических весах. Затем взвешивают 1 дм^2 той же миллиметровой бумаги (100 см^2). На основании полученных данных вычисляют площадь листа по пропорции:

$$\begin{aligned} 100 \text{ см}^2 & \text{ весят } A \text{ граммов} & (1 \text{ м}^2 = 10000 \text{ см}^2), \\ X \text{ см}^2 & \text{ весят } B \text{ граммов} & X = 100 \times B / A. \end{aligned}$$

Интенсивность транспирации вычисляют по формуле:

$$Y = M \times 60 \times 100/45 \times X, \quad \text{г Н}_2\text{О см}^{-1} \text{ час}^{-1}, \text{ где:}$$

Y - интенсивность транспирации;

M - разность весов колбочки до опыта и после.

Результаты опытов оформляют в виде таблицы 1.

Таблица 1

Влияние внешних факторов на интенсивность транспирации

Вариант	Интенсивность транспирации, г ⁻¹	% к контролю
Контроль (обычное освещение)		100
Яркий свет		
Суховей		
Холод		

По результатам опыта и данным таблицы делают выводы.

Контрольные вопросы:

1. Что такое транспирация?
2. Что такое транспирационный коэффициент?
3. Как зависит транспирация от действия факторов внешней среды?

Работа 2. Определение содержания воды и сухого вещества в растительном материале

Введение. Степень оводненности растений является одним из существенных показателей их водного режима. С содержанием воды связаны концентрация клеточного сока, водный потенциал отдельных органов растения, отношение его к почвенной и атмосферной засухе.

Определение содержания воды в листьях дает возможность выяснить эколого-физиологические особенности растений, вскрыть механизмы их адаптации к условиям среды.

Содержание влаги в растительных тканях обычно вычисляют в процентах от их сухой или сырой массы. В листьях большинства растений средней полосы в зависимости от погодных условий и этапов онтогенеза содержится 65-82% воды от сырой массы. Различные по засухоустойчивости растения отличаются характером водного обмена. Влаголюбивые виды и сорта имеют высокое содержание воды при достаточном количестве ее в почве, но быстро теряют воду при понижении влажности почвы. У более устойчивых к засухе форм содержание влаги в растениях, как правило, ниже, но ее количество более устойчиво.

Материалы и оборудование: 1) аналитические весы; 2) сушильный шкаф; 3) бюксы; 4) эксикатор; 5) тигельные щипцы; 6) 15-дневные растения подсолнечника или кукурузы.

Ход работы. Количество воды и сухого вещества в листьях определяют весовым методом. Опыт ставят в двух вариантах, для которых используют листья верхнего и нижнего ярусов. Берут только нормально развитые, зеленые, не имеющие явных следов повреждения и подсыхания листья. Каждое определение проводят в трехкратной повторности при навеске сырых листьев не менее 5 г. Следует точно установить, какие по счету листья будут относиться к верхнему и нижнему ярусам. Это необходимо соблюдать для всех растений, используемых для опыта.

Сначала определяют массу абсолютно сухого бюкса. Для этого чистый бюкс с открытой крышкой помещают на полку сушильного шкафа с температурой 100-105 град. С. Через час бюкс берут тигельными щипцами и ставят его в эксикатор с открытой крышкой на 30 мин. для охлаждения. Затем его закрывают крышкой, берут щипцами и взвешивают на аналитических весах. После этого бюкс снова ставят в сушильный шкаф

Делают выводы о содержания воды в листьях в зависимости от их местоположения на растении.

Контрольные вопросы:

1. Для чего определяют содержание воды в растительном материале?
2. Как изменяется содержание воды в листьях в зависимости от местоположения на растении?

Работа 3. Определение водного дефицита растений

Введение. Недостаток влаги в почве и воздухе нарушает водообмен у растений. Снижение оводненности тканей изменяет состояние биокolloидов, что приводит к повреждению тонкой структуры протопласта, существенным сдвигам в состоянии и деятельности всех ферментных систем и, как следствие, к нарушению обмена веществ в растениях.

Уменьшение содержания воды в растении вызывает резкое падение интенсивности фотосинтеза; интенсивность дыхания возрастает, но нарушается сопряженность окисления и фосфорилирования, в результате чего снижается энергетическая эффективность дыхания.

В качестве показателей напряженности водного режима растения используют водный дефицит и дефицит относительной тургесцентности тканей. В обоих случаях сравнивают содержание воды в растительной ткани с количеством ее в той же ткани, находящейся в состоянии полного тургора.

Для полного насыщения клеток влагой листья растения выдерживают в воде или увлажненной атмосфере.

Общее содержание воды в пробах растительной ткани определяют высушиванием навески листьев при температуре 105-110 град. С в сушильном шкафу.

Водный дефицит - это недостающее до полного насыщения клеток количество воды, выраженное в процентах от общего его содержания при полном насыщении ткани.

Относительная тургесцентность – это величина, показывающая, какую долю в процентах составляет наличное количество воды от ее содержания, обеспечивающего полный тургор в растении.

Дефицит относительной тургесцентности – это величина, показывающая, сколько воды необходимо для достижения листьями растений тургесцентного состояния.

В природных условиях полное насыщение листьев водой практически не наблюдается (кроме погруженных водных растений). В большинстве случаев водный дефицит у растений колеблется от 10-12% до 30-35%. Этот показатель хорошо коррелирует с водообеспеченностью растений и может быть использован для характеристики водного режима.

Материалы и оборудование: 1) аналитические весы; 2) бюксы; 3) эксикаторы; 4) щипцы с резиновыми кольцами; 5) пробочные сверла; 6) резиновые пластинки; 7) кристаллизаторы; 8) фильтровальная бумага; 9) сушильный шкаф; 10) чашки Петри; 11) пинцеты; 12) 10-15-дневные растения подсолнечника или кукурузы.

Ход работы. Берут растения подсолнечника или кукурузы, выращенные на почвах с неодинаковой влажностью. Примерно 1г высежек из листьев, сделанных при помощи пробочного сверла, помещают в предварительно взвешенные и абсолютно сухие бюксы, закрывают крышками и быстро взвешивают на аналитических весах. Затем диски растительной ткани с помощью пинцета помещают на поверхность воды в чашки Петри, закрывают их крышками и оставляют до насыщения водой на два часа.

После этого тургесцентные высежки (насыщенные водой) просушивают снаружи фильтровальной бумагой и взвешивают на

подложке. Для контроля диски вновь помещают в воду на 30 минут, просушивают фильтровальной бумагой, взвешивают. Если их вес не изменяется, значит ткань растений полностью насыщена водой. Затем высебки снова помещают в бюксы, ставят в сушильный шкаф с открытыми крышками на 5 часов с температурой 105-110 град. С для высушивания. Охлаждают бюксы с закрытыми крышками в эксикаторе 30 минут, взвешивают, определяя массу абсолютно сухой ткани растений в каждой навеске. При работе с бюксами пользуются щипцами с резиновыми кольцами.

На основании полученных данных определяют показатели водообеспеченности растений (водный дефицит, относительную тургесцентность, дефицит относительной тургесцентности):

$$D = [(N_{н.в.} - N_{в.})/N_{в.}] \times 100,$$

$$T_0 = [(M_1 - M_2)/(M_T - M_2)] \times 100,$$

$$D_{0T} = 100 - T_0, \text{ где:}$$

D – водный дефицит ткани;

T_0 – относительная тургесцентность;

D_{0T} - дефицит относительной тургесцентности;

M_1 – исходная навеска листьев (1г);

M_2 – масса абсолютно сухой ткани;

M_T – масса тургесцентной ткани;

$N_{в.}$ – содержание воды в исходной ткани;

$N_{н.в.}$ – количество воды, насыщающее листья.

Результаты опытов заносятся в таблицу 1, вычисляются показатели водообеспеченности растений. Делают выводы из полученных результатов.

Таблица 1

Определение показателей напряженности водного режима растений

Вариант опыта	№ бюкса	Масса бюкса в г	M ₁ , г	M _T , г	M ₂ , г	Nв., г	Nн.в., г	Показатели водо-обеспеченности, %		
								Д	T ₀	Д _{0т}

Контрольные вопросы:

1. Что такое водный дефицит в растениях?
2. Что такое относительная тургесцентность?
3. Что такое дефицит относительной тургесцентности?
4. Для чего нужно знать показатель водного дефицита у растений?

**Работа 4. Определение водоудерживающей способности растений
методом «завядания» (по Арланду)**

Введение. В регулировании водного обмена растений значительную роль играют водоудерживающие силы, обусловленные в основном содержанием в клетках осмотически активных веществ и способностью коллоидов к набуханию.

Водоудерживающая способность клеток зависит от условий выращивания растений. Большое влияние при этом оказывают условия минерального питания растений. При оптимальных условиях водоудерживающая способность возрастает, водоотдача за 30 минут составляет лишь 4-6% от исходной величины.

Определение водоудерживающей способности растений методом «завядания» по Арланду основано на учете потери воды завядающими растениями через определенные промежутки времени с помощью весового метода.

Материалы и оборудование: 1) штативы для пробирок; 2) технические весы; 3) ножницы; 4) электрическая плитка; 5) подкрашенный суданом III парафин; 6) емкость для нагревания парафина; 7) 15-дневные растения овса или пшеницы.

Ход работы. Берут 15-дневные растения овса, выращенные на песке с внесением удобрений (опыт) и выращенные в тех же условиях без удобрений (контроль). Осторожно извлекают из песка по 40 растений для каждого варианта и отделяют надземную часть от корней. Затем часть стебля, которая находилась в песке, покрывают парафином, чтобы исключить ее участие в испарении воды. Для этого нижние этиолированные части растений опускают в расплавленный парафин, подкрашенный суданом III, с температурой не выше 50 град. С.

После этого взвешивают все растения вместе на технических весах, аккуратно расставляют их в штативы и через 1 час, 2 часа взвешивают повторно. Убыль в массе в результате завядания растений показывает абсолютное количество воды, потерянной при ее испарении испытуемыми растениями за интервалы в 1 час.

Для установления испаряющей массы взвешивают отрезанные парафинированные участки и вычитают из исходной массы растений.

Используя полученные данные, вычисляют количество испарившейся воды в процентах к испаряющейся массе за последовательные часовые интервалы. Результаты вносят в таблицу 1. Изображают графически (в виде диаграмм) динамику водоотдачи, делают выводы о водоудерживающей способности растений, выращенных при различных условиях минерального питания.

Таблица 1

Определение водоудерживающей способности растений

Но- мер ва- ри- анта	Масса растений, г			Масса парафинированной ткани, г	Количество испаривше- йся воды за каждый час, г		Испаряюща- яся масса, г		Потери воды за 1 ч, к исходной массе	
	Исходная	Через 1 ч	Через 2 ч		1	2	1	2	1	2

Контрольные вопросы:

1. От чего зависит водоудерживающая способность клеток?
2. На чем основано определение водоудерживающей способности клеток?
3. Для чего определяют водоудерживающую способность растительных клеток?

РАЗДЕЛ III. ПИГМЕНТЫ ФОТОСИНТЕТИЧЕСКОГО АППАРАТА

Пигменты растений – это химические вещества, имеющие различную окраску и способные к избирательному поглощению части солнечного спектра в области 300-800 нм. К числу пигментов относят разнообразные соединения, участвующие не только в фотохимических, но и ферментативных реакциях.

Пигменты фотохимических реакций делят на две основные группы:

1. Тетрапирролы:

а) хлорофиллы – Mg-порфирины, в основе химического строения которых лежит порфириновое кольцо;

б) фикобилины – тетрапирролы с незамкнутой системой.

2. полиизопрены – каротиноиды.

Хлорофиллы – растительные пигменты, выполняющие важную функцию в реакциях фотосинтеза. Известно более 10 пигментов, входящих в группу хлорофиллов и различающихся между собой некоторыми структурными особенностями. Основные хлорофиллы «а» и «b» характерны для высших растений, «а» и «d» - для красных водорослей, «с» - для бурых водорослей, бактериохлорофилл – для фотосинтетических бактерий, осуществляющих фоторедукцию.

В основе структуры хлорофилла лежит порфирин – полярная часть молекулы, образующая порфириновое ядро, и фитольный «хвост» (остаток одноатомного непредельного спирта фитола). В состав порфиринового ядра входит атом Mg, определяющий физические и химические свойства хлорофилла, способный изменять спектральные и конформационные характеристики молекулы. Фитол не участвует в поглощении света, но ориентирует молекулу хлорофилла в структуре хлоропласта.

Хлорофиллы выполняют следующие функции в хлоропластах:

1) поглощение света в красной и сине-фиолетовой частях спектра;

- 2) запасание энергии;
- 3) преобразование энергии в реакционных центрах.

Остальные группы пигментов являются дополнительными (вспомогательными).

Фикобилины – водорастворимые пигменты водорослей, способные активно поглощать энергию света в зеленой части спектра, главными из которых являются фикоэритрин и фикоцианин. Они являются хромофорными группами фикобилипротеинов – глобулиновых белков, с которыми они связаны прочными ковалентными связями и не способны преобразовывать энергию. Водорастворимые фикобилины локализованы в клетках водорослей в специальных гранулах – фикобилисомах.

Фикобилины делятся на:

- А) фикоэритрины – белки красного цвета;
- Б) фикоцианины – сине-голубые белки;
- В) аллофикоцианины – синие белки.

Каротиноиды – жирорастворимые пигменты желтого, оранжевого и красного цвета, способствующие дополнительному поглощению энергии света и защищающие молекулы хлорофилла от фотоокисления. Они присутствуют во всех хлоропластах растений. Все каротиноиды – полиеновые соединения, состоящие из восьми остатков изопрена, которые образуют цепь конъюгированных связей.

Каротиноиды делятся на:

- 1) каротины;
- 2) ксантофиллы.

Каротиноиды выполняют следующие функции в хлоропластах:

- 1) способствуют дополнительному поглощению энергии света;
- 2) защищают хлорофилл от фотоокисления;
- 3) ксантофиллы участвуют в образовании молекулярного O₂.

Работа 1. Получение спиртовой вытяжки пигментов и изучение их химических и оптических свойств

Введение. Для изучения химических и оптических свойств растительных пигментов сначала получают спиртовую вытяжку пигментов, затем полученную вытяжку используют для изучения флуоресценции пигментов, их оптических свойств, изучения их химических свойств с помощью метода разделения пигментов по Краусу, омыления хлорофилла щелочью, получения феофитина и обратное замещение водорода на атом металла.

При поглощении хлорофиллом кванта света один из электронов переходит на более высокий энергетический уровень, и молекула хлорофилла оказывается в «возбужденном» состоянии. Однако время ее пребывания в таком состоянии чрезвычайно мало, и электрон вновь возвращается в исходное положение. Этот переход электрона на прежнее место сопровождается излучением, которое называется *флуоресценцией*. Хлорофилл флуоресцирует только в красной части спектра.

Способность зеленых листьев сбрасывать избыточную энергию в процессе флуоресценции имеет важное приспособительное значение, так как в естественных условиях не все растения переносят высокую освещенность местообитания. Сбрасывая лишнюю поглощенную энергию, растения предотвращают фотоокисление зеленых пластидных пигментов.

Материалы и оборудование: 1) CaCO_3 сухой; 2) этанол (этиловый спирт); 3) гептан (бензин); 4) 20 %-ная NaOH ; 5) 10 %-ная HCl ; 6) $\text{Si}(\text{CH}_3\text{COO})_2$ сухой; 7) фарфоровые ступки с пестиками; 8) колбы конические на 50 мл; 9) воронки; 10) бумажные фильтры; 11) пробирки на 10 мл; 12) пипетки на 1 и 5 мл; 13) скальпели; 14) водяная баня.

Ход работы

1. Получение спиртовой вытяжки пигментов

Мелко нарезанные листья или проростки (3-4 г) помещают в фарфоровую ступку и растирают с чистым кварцевым песком с добавлением на кончике скальпеля CaCO_3 для нейтрализации кислот клеточного сока и 15-20 мл этанола. Полученную вытяжку фильтруют в сухую колбочку через бумажный фильтр. Спиртовая вытяжка должна быть темно-зеленого цвета. Она представляет собой смесь пигментов – хлорофиллов «а» и «b», каротиноидов, ксантофиллов. Эта вытяжка используется для изучения физических и химических свойств растительных пигментов.

2. Разделение пигментов по Краусу

Этот метод основан на различной растворимости пигментов в спирте и гептане (бензине). Эти растворители при сливании не смешиваются и образуют две фазы: верхнюю – гептановую (бензиновую) и нижнюю – спиртовую, поэтому происходит разделение компонентов смеси.

В пробирку наливают 2-3 мл спиртовой вытяжки пигментов и добавляют 3-4 мл бензина. Содержимое пробирки сильно встряхивают и дают отстояться. При этом происходит разделение слоев: верхний бензиновый слой становится зеленым, так как в нем содержатся хлорофиллы «а» и «b», а также каротин; нижний становится желтым, так как содержит ксантофиллы.

По окончании работы зарисовывают картину распределения отдельных пигментов, а в выводах объясняют их различную растворимость в спирте и бензине.

3. Омыление хлорофилла щелочью

Молекула хлорофилла представляет собой эфир двухосновной хлорофиллиновой кислоты с двумя спиртами – фитолом и метанолом. При реакции со щелочью хлорофилл омыляется, образуя соответствующие соли и спирты. В результате реакции омыления образуется соль хлорофиллиновой кислоты, сохраняющая зеленую окраску и свойства

хлорофилла.

В пробирку, где производилось разделение пигментов по Краусу, вносят пинцетом небольшой кусочек NaOH или KOH. Пробирку, закрыв большим пальцем, сильно встряхивают и оставляют отстояться. Спустя некоторое время происходит разделение слоев: верхний бензиновый слой становится желтым из-за присутствия каротина, а нижний спиртовой слой становится зеленым, так как в нем растворяются продукты омыления хлорофилла – щелочные соли. В этом слое также находится и ксантофилл.

По окончании опыта зарисовывают окраску слоев, указывая распределение пигментов.

4. Получение феофитина и обратное замещение атомом металла

Хлорофиллы относятся к магний-порфиринам. Атом магния сравнительно слабо удерживается в порфириновом ядре и при воздействии сильных кислот легко замещается двумя атомами водорода, что приводит к образованию феофитина бурого цвета.

Если на феофитин подействовать солями меди, цинка или свинца, то вместо двух атомов водорода в ядро хлорофилла входит соответствующий металл и вновь восстанавливается зеленая окраска. Однако она несколько отличается от окраски хлорофилла. Следовательно, цвет хлорофиллов зависит от наличия металлорганической связи в их молекуле.

В две пробирки наливают по 2-3 мл спиртовой вытяжки пигментов и прибавляют по одной-две капли 10 %-ной HCl. При взбалтывании содержимого пробирок зеленая окраска хлорофилла переходит в бурую, характерную для феофитина. Далее одну пробирку с феофитином оставляют для контроля, а во вторую вносят несколько кристалликов уксуснокислой меди, и раствор нагревают на водяной бане до кипения. После нагревания бурый цвет раствора в пробирке меняется на зеленый из-за образования хлорофиллоподобного производного меди. Но его цвет отличается от цвета вытяжки хлорофилла.

По окончании опыта зарисовывают полученные результаты и дают им объяснения.

5. Изучение флуоресценции хлорофилла

Спиртовую вытяжку пигментов или раствор хлорофилла в пробирке сначала рассматривают в проходящем свете, например, у окна. Раствор пигмента при этом будет иметь изумрудно-зеленую окраску. Затем ту же пробирку рассматривают в отраженном свете, поместив ее на темный фон и за источником света. В этом случае раствор приобретает вишнево-красную окраску. Следовательно, хлорофилл обладает способностью к флуоресценции, то есть отражению поглощенных световых лучей с измененной длиной волны.

По окончании опыта зарисовывают полученные результаты, дают соответствующие пояснения.

В конце работы делается общий вывод об изученных химических и физических свойствах растительных пигментов.

Контрольные вопросы:

1. В каких растворителях растворяется хлорофилл?
2. Что такое флуоресценция и как используют ее растения?
3. Как доказать присутствие атома Mg в молекуле хлорофилла?

Работа 2. Разделение смеси пигментов с помощью бумажной хроматографии

Введение. Хроматографический метод разделения растительных пигментов, впервые предложенный русским ученым М.С. Цветом, заключается в том, что раствор, содержащий смесь пигментов, пропускают через слой адсорбента. Различные пигменты, обладая неодинаковой растворимостью в данном растворителе и разной адсорбируемостью, передвигаются по мере движения растворителя с различной скоростью и

располагаются на адсорбенте в разных местах. Чем выше растворимость пигмента в растворителе, тем быстрее он будет передвигаться, и тем дальше от старта будет располагаться зона этого пигмента.

Материалы и оборудование: 1) ацетон; 2) бензин (гептан); 3) бензол; 4) полоска хроматографической бумаги шириной 1,5-2 см и длиной 20 см; 5) хроматографическая камера; 6) пинцет; 7) листья растений; 8) фарфоровая ступка с пестиком; 9) CaCO_3 сухой; 10) кварцевый песок; 11) воронки; 12) бумажные фильтры.

Ход работы. Измельченные свежие листья растений (2-3 г) помещают в фарфоровую ступку, добавляют немного CaCO_3 для нейтрализации органических кислот клеточного сока и кварцевого песка, тщательно растирают, приливая постепенно ацетон (25 мл). Полученный раствор фильтруют через бумажный фильтр в сухую чистую колбу.

Наливают ацетоновую вытяжку пигментов в бюкс и погружают в нее кончик полоски из хроматографической бумаги (20x3 см). Через несколько секунд, когда вытяжка поднимется по полоске бумаги на 1-1,5 см, высушивают бумагу на воздухе и снова погружают в раствор пигментов на несколько секунд. Эту операцию повторяют 5-7 раз до тех пор, пока у верхней границы распространения пигментов на бумаге не образуется темно-зеленая полоска. После этого погружают кончик бумажной полоски в другой бюкс с чистым ацетоном, чтобы все пигменты поднялись на высоту 1-1,5 см.

Затем высушивают полоску до полного исчезновения запаха ацетона, помещают ее в вертикальном положении в хроматографическую камеру, которая представляет собой высокий цилиндр, на дно которого налита смесь растворителей: бензин : бензол в соотношении 1:2, и плотно закрывают резиновой или стеклянной пробкой для предотвращения испарения растворителей в системе.

Через 10-15 минут растворитель поднимается по бумаге на 10-12 см, при этом пигменты распределяются на хроматографической бумаге в виде полос в определенном порядке (Рис. 1).

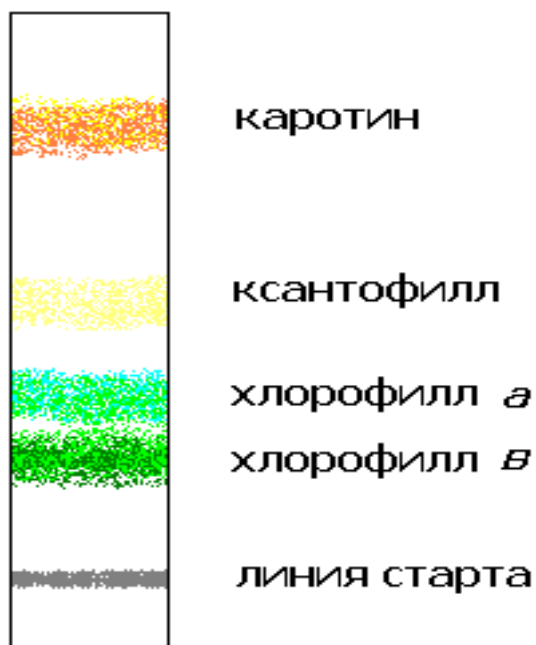


Рис. 1. Распределение растительных пигментов

Полученную хроматограмму после высушивания вклеивают в отчет, подписывают названия пигментов, делают выводы о причинах распределения пигментов на бумаге.

Контрольные вопросы:

1. На чем основан метод разделения смеси пигментов с помощью бумажной хроматографии?
2. Какие пигменты можно обнаружить с помощью этого метода?

Работа 3. Сравнение качественного состава пигментов высших растений различных систематических групп

Введение. Качественный состав растительных пигментов у растений различных систематических групп может значительно отличаться. Для сравнения состава пигментов у растений различных систематических

групп удобно использовать полоски хроматографической бумаги или пластинки силуфола – это пластинки для тонкослойной хроматографии на алюминиевой фольге, где в качестве сорбента используется силикагель, а связывающим веществом является крахмал. При использовании для анализа смеси растворителей, состоящей из гептана, ацетона, эфира, гексана, можно сделать более точный анализ растительных пигментов.

Материалы и оборудование: 1) спиртовые вытяжки пигментов из растений различных систематических групп; 2) растворитель (гептан : ацетон : эфир : гексан – 10:10:3:10); 3) пластинки силуфола (3x15 см); 4) микропипетки на 0,1 мл; 4) вентилятор; 5) хроматографическая камера; 6) пинцет.

Ход работы

Сначала готовятся спиртовые вытяжки растительных пигментов из листьев растений различных систематических групп (2-3 варианта) по методике, описанной в работе 1.

Затем на пластинки силуфола (на каждую вытяжку из одного растения используется своя пластинка) с помощью микропипеток наносится спиртовая вытяжка пигментов горизонтальной полоской на расстоянии 2 см от нижнего края пластинки. Полоски силуфола с нанесенными пробами вытяжек пигментов подсушивают струей воздуха с помощью вентилятора, после этого их помещают в хроматографическую камеру, предварительно насыщенную смесью растворителей следующего состава:

гептан : ацетон : эфир : гексан
10 : 10 : 3 : 10 .

Разгонку пигментов производят в прямоугольной стеклянной камере со смесью растворителей с плотно пригнанной крышкой и затемненной темной бумагой. Через некоторое время фронт растворителя поднимается

вверх и доходит до 2 см от верхнего края пластинки. Хроматограмму вынимают из смеси растворителей, высушивают на воздухе.

На полученной хроматограмме отчетливо видны пятна, соответствующие различным пигментам: нижняя граница – старт, следующее пятно после старта – неоксантин, далее вверх – виолаксантин, затем – лютеин + зеаксантин, хлорофилл b, хлорофилл a, феофитин, самое верхнее пятно – каротины. У вытяжек некоторых растений отдельные пигменты могут отсутствовать (Рис. 1).

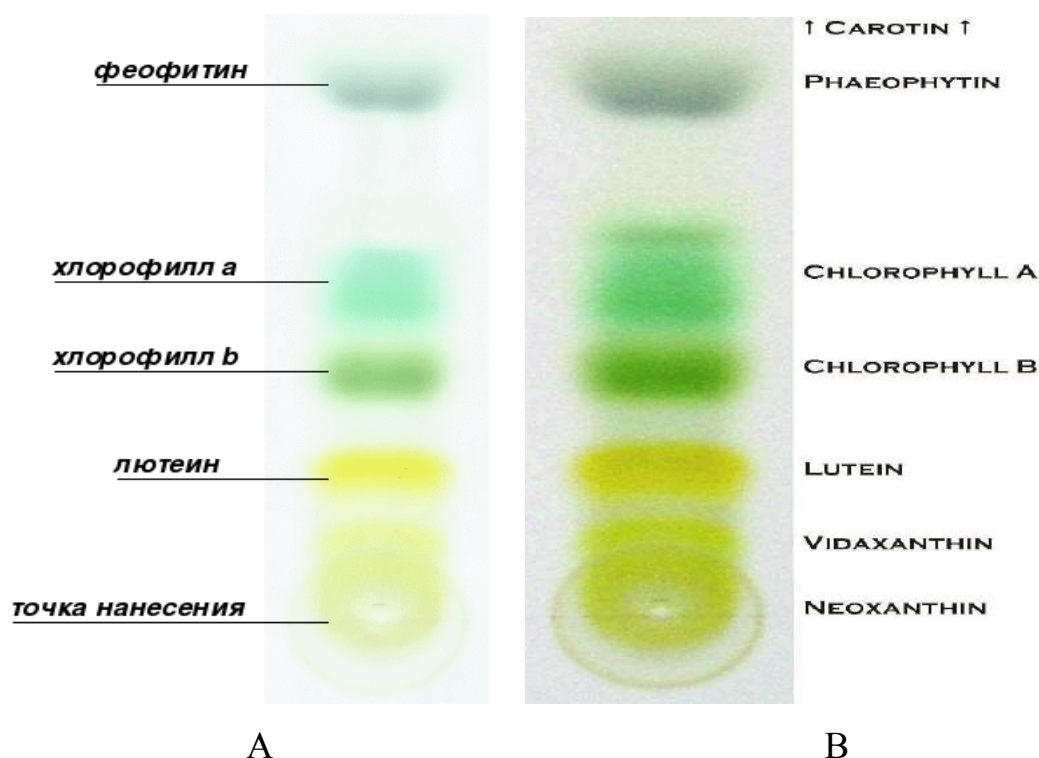


Рис. 1. Распределение пигментов у растений различных систематических групп (А и В)

Полученные хроматограммы клеивают в отчет с помощью прозрачного скотча, расшифровывают, подписывают. Делают выводы о содержании и распределении пигментов у растений различных систематических групп.

Контрольные вопросы:

1. Почему использованный метод позволяет определить большее количество пигментов по сравнению с предыдущим (см. работу 2)?

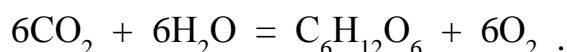
РАЗДЕЛ IV. ОСНОВНЫЕ МЕТОДЫ ОПРЕДЕЛЕНИЯ ИНТЕНСИВНОСТИ ФОТОСИНТЕЗА

Фотосинтез – единственный процесс на Земле, идущий в грандиозных масштабах. Космическая энергия, запасенная растениями в органических веществах, составляет основу жизнедеятельности всех других гетеротрофных организмов – от бактерий до человека.

Планетарное значение фотосинтеза:

1. Накопление ежегодно свыше 200 млрд. т органической массы на Земле.
2. Обеспечение постоянства содержания CO₂ в атмосфере на уровне 0,03 %.
3. Поддержание уровня кислорода в атмосфере на уровне 21 %.
4. Создание защитного озонового экрана.

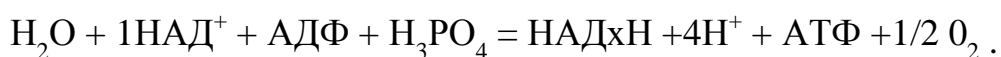
Фотосинтез – это процесс усвоения растениями световой энергии и использования ее для образования органических веществ из углекислого газа и воды с выделением кислорода. Общее уравнение фотосинтеза:



Фотосинтез – сложный окислительно-восстановительный процесс, состоящий из множества ферментативных реакций, в результате которого углекислота восстанавливается, а вода окисляется. То есть углекислота является акцептором электронов, а вода – их донором. У высших растений он протекает в специальных клеточных органеллах – хлоропластах (пластидах) на мембранных структурах с помощью растительных пигментов (хлорофиллов и каротиноидов). При этом участвуют различные ферменты и кофакторы. Образующиеся в процессе фотосинтеза в хлоропластах ассимилирующих тканей продукты (обычно простые углеводы) транспортируются в другие органы и ткани растений, где используются в процессах метаболизма и роста.

Фотосинтез осуществляется посредством чередования двух фаз:

1. **Световая фаза** (фотохимическая), протекающая на свету без участия углекислого газа, не зависящая от температуры. Она включает реакции поглощения хлорофиллом и другими пигментами квантов света и последующую трансформацию световой энергии в процессе фотосинтетического фосфорилирования в энергию химических связей молекулы АТФ (аденозинтрифосфат) и восстановленного НАДхН (никотинамидадениндинуклеотидфосфат). При этом также происходит фотолиз воды (светозависимое окислительное расщепление воды под действием света и ферментов) с выделением молекулярного кислорода. Суммарное уравнение световой фазы фотосинтеза:

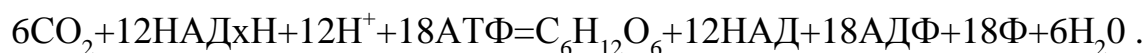


В результате световой фазы фотосинтеза образуется: АТФ, НАДхН, выделяется $1/2 \text{O}_2$.

2. **Темновая фаза** (химическая), протекающая в темноте с участием углекислоты, зависящая от температуры. В темновой фазе CO_2 атмосферы, поступающий в клетки через устьица, восстанавливается до углеводов благодаря энергии, ранее накопленной в форме АТФ и НАДхН в процессе световой фазы.

Восстановление углерода происходит в строме хлоропластов в цикле реакций, которые называются циклом Кальвина (C_3 -путь) под действием ферментов и с участием энергии АТФ и НАДхН.

Суммарное уравнение темновой фазы фотосинтеза:



В результате шести оборотов цикла Кальвина с поглощением 6 молекул CO_2 образуется 1 молекула 6-углеродного сахара глюкозы, 12 молекул окисленного НАД, 18 молекул фосфата, 18 молекул АДФ (аденозиндифосфата) и 6 молекул воды.

**Работа 1. Определение интенсивности фотосинтеза высшего
водного растения по выделению кислорода в зависимости от
влияния внешних условий**

Введение. Одним из важнейших показателей фотосинтеза является *интенсивность фотосинтеза* – это количество миллиграммов CO_2 , усвоенного в 1 час 1-ним дм^2 листовой поверхности. Его определяют различными способами:

- по количеству поглощенного CO_2 ;
- по количеству выделенного O_2 ;
- по количеству синтезированного органического вещества.

Наиболее простой метод определения интенсивности фотосинтеза – по количеству выделенного кислорода, который образуется при фотохимическом окислении воды во время световой фазы фотосинтеза (фотолиз воды).

Для определения интенсивности фотосинтеза водного растения можно использовать метод счета пузырьков O_2 . Он основан на том, что на свету в листьях происходит процесс фотосинтеза, продуктом которого является кислород, накапливающийся в межклетниках, при срезании стебля избыток газа начинает выделяться с поверхности среза в виде непрерывного тока пузырьков кислорода, скорость образования которых зависит от интенсивности фотосинтеза. Данный метод не отличается большой точностью, но зато очень прост и дает наглядное представление о тесной зависимости фотосинтеза от внешних условий.

Материалы и реактивы: 1) пробирки на 20 мл (9 шт.), 2) стаканы химические на 300-500 мл, 3) раствор бихромата калия (красный экран), 4) раствор серно-аммиачно-медной соли (синий экран), 5) лампы накаливания (100-200 Вт), 6) песочные часы, 7) линейки, 8) термометр ртутный, 9) водяная баня.

Ход работы. Черенки элодеи (*Elodea Canadensis* L.) опускают в пробирки с водой срезом вверх, так, чтобы между срезом и поверхностью водой было расстояние менее 2 см. Пробирки помещают в различные условия (Табл.1) и подсчитывают количество выделившихся пузырьков в течение 3 минут. В первом варианте опыта пробирки помещают на разных расстояниях от источника света (15, 25, 35 см) на фоне белого экрана при комнатной температуре, которую измеряют перед началом опыта. Во втором варианте опыта расстояние от источника света остается постоянным (15см), температура используется комнатная, но используется различный цвет экрана (белый, красный, синий). В третьем варианте опыта расстояние от источника света остается постоянным (15 см), цвет экрана используется белый, но используется различная температура (комнатная, 30-35° С, 8-10° С). Результаты заносятся в таблицу 1.

Таблица 1

Влияние внешних факторов на интенсивность фотосинтеза высшего водного растения.

Расстояние от источника света, см	Цвет экрана	Температура воды, град. С	Количество пузырьков O ₂ за 1 мин.	Процент к контролю, %
15 25 35	белый белый белый	комнатная (измеряется)		100
15 15 15	белый красный синий	комнатная (измеряется)		100
15 15 15	белый белый белый	Комнатная 30-35 8-10		100

В опытных вариантах определяется процент к контролю, делаются выводы о влиянии внешних факторов окружающей среды на интенсивность фотосинтеза.

Контрольные вопросы:

1. Что такое интенсивность фотосинтеза?
2. Какими методами можно определить интенсивность фотосинтеза?
3. Как влияют внешние факторы на интенсивность фотосинтеза?

Работа 2. Определение интенсивности фотосинтеза по количеству поглощенного углекислого газа растениями в замкнутом сосуде (по Л.А. Иванову и Н.Л. Коссович)

Введение. Чаще всего интенсивность фотосинтеза определяется по количеству поглощенного углекислого газа за единицу времени единицей площади поверхности листа растения. Данный метод основан на определении количества углекислого газа, поглощенного листьями при фотосинтезе. Для этого побег растения или его отдельный лист помещают в большую стеклянную колбу и выдерживают некоторое время на свету. В процессе фотосинтеза часть углекислого газа потребляется листом растения. Оставшийся углекислый газ связывают, наливая в колбу раствор щелочи. После чего избыток щелочи титруют соляной или щавелевой кислотой. Зная количество углекислоты в колбе до опыта и после опыта, по разности между этими величинами вычисляют количество CO_2 , поглощенного растением в процессе фотосинтеза.

Материалы и оборудование: 1) колбы 1 л конические (2 шт.); 2) пробки резиновые с отверстием; 3) стеклянные палочки; 4) стеклянная трубочка; 5) металлический штатив; 6) бюретки для титрования; 7) часы; 8) миллиметровая бумага; 9) лампы накаливания 100-200 Вт; 10)

фенолфталеин; 11) 0,02Н раствор $\text{Ba}(\text{OH})_2$; 12) 0,02Н раствор HOOC-COON .

Ход определения. Определение интенсивности фотосинтеза проводят в круглодонных или конических колбах большого объема (1 л). Их оставляют открытыми в течение 20-30 минут для предварительного заполнения одинаковым по составу воздухом, затем одновременно закрывают плотно пригнанными пробками с вставленными в них стеклянными палочками. Одна служит для контрольного определения содержания углекислого газа, другую используют для постановки эксперимента.

Затем срезают лист растения, обновляют срез бритвой под водой, (чтобы избежать закупорки сосудов воздухом), закрепляют быстро черешок листа в пробке и помещают его в трубочку с кипяченой водой, противоположный конец которой закрыт пробкой с вставленной в нее стеклянной палочкой, закрепленной в большой пробке от горлышка круглодонной колбы (Рис. 1).

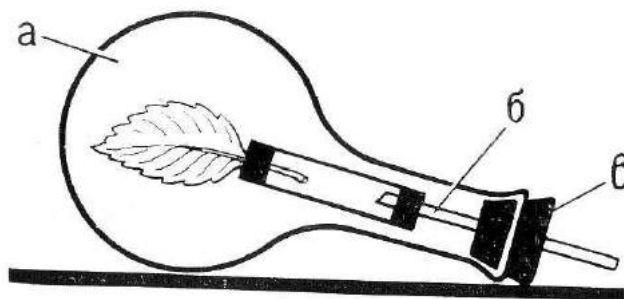


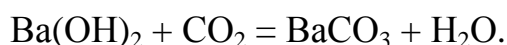
Рис. 1. Прибор для определения интенсивности фотосинтеза по поглощению углекислого газа (а – колба, б – стержень с листом, в – пробка).

Из опытной круглодонной колбы быстрым спокойным движением вынимают пробку и вставляют пробку с черешком листа. Все щели в пробке замазывают пластилином для дополнительной герметизации колбы. При этом важно не касаться колбы руками, чтобы она не нагревалась. Затем колба в перевернутом виде укрепляется в кольце металлического штатива и выставляется на яркий солнечный свет на 20

минут или освещается яркой электрической лампой (200 Вт) в течение 5-15 минут. По окончании световой экспозиции пробку с черешком листа быстро вынимают, заменяя ее на обычную пробку. Контрольную колбу тоже приоткрывают на несколько секунд.

Фиксируют точное время экспозиции. Определяют площадь листа, обводя его контуры на миллиметровой бумаге и подсчитывая площадь в дм^2 .

Затем в обе колбы (опытную и контрольную), предварительно вынув из пробок стеклянные палочки, наливают по 2-3 капли фенолфталеина и по 20 мл 0,02N раствора $\text{Ba}(\text{OH})_2$. Происходит реакция связывания углекислого газа баритом:



Полное поглощение углекислоты баритом достигается через 30 минут при легком встряхивании колб. Избыток барита оттитровывают 0,02 N раствором щавелевой кислоты ($\text{HOOC}-\text{COOH}$) до исчезновения розовой окраски фенолфталеина. 1 мл раствора барита и щавелевой кислоты такой же концентрации соответствует 0,44 мг CO_2 . Количество углекислоты, обнаруженное в опытной колбе, показывает, сколько углекислоты осталось в ней после пребывания листа растения. Исходное содержание углекислоты дает контрольная колба. По разности между содержанием углекислоты в колбах до и после опыта определяют количество углекислоты, поглощенной растением.

Интенсивность фотосинтеза рассчитывается в мг CO_2 на единицу листовой поверхности, выраженной в дм^2 за один час. Интенсивность фотосинтеза рассчитывают по формуле:

$$J_a = (\text{A}-\text{B}) \times K \times 0,88 \times 60 / \text{S} \times \text{T} \quad (\text{мг } \text{CO}_2 \times \text{час}^{-1} \times \text{дм}^2), \text{ где:}$$

A – количество щавелевой кислоты, израсходованное на титрование 20 мл барита в опытной колбе;

B – количество щавелевой кислоты, израсходованное на титрование

20 мл барита в контрольной колбе;

K – поправка к титру барита;

0,88 – количество мг CO_2 , соответствующее 1 мл 0,02N раствора щавелевой кислоты;

S – площадь листа в дм^2 ;

T – время опыта в минутах;

60 – коэффициент пересчета минут в часы.

Полученные результаты экспериментов и показатели интенсивности фотосинтеза заносят в таблицу 1.

Таблица 1

Определение интенсивности фотосинтеза

Объект (название растения)	Продолжительность опыта, мин.	Количество израсходованного Ba(OH)_2	Количество щавелевой кислоты для титрования, мл		Площадь листа, дм^2	Интенсивность фотосинтеза, мг/ч/дм^2
			Опыт	Контроль		

По результатам таблицы делают выводы по определению интенсивности фотосинтеза.

Контрольные вопросы:

1. На чем основан метод определения интенсивности фотосинтеза по количеству поглощения углекислого газа растениями?

2. Для чего необходимо определять площадь листа при определении интенсивности фотосинтеза по количеству поглощенного углекислого газа?

Работа 3. Обнаружение фотосинтеза методом крахмальной пробы (по Саксу)

Введение. В процессе фотосинтеза происходит поглощение и преобразование энергии света пигментными системами хлоропластов, находящихся в зеленом листе. Лист как орган фотосинтеза сложен по своей организации. Поглощение углекислого газа листом осуществляется только при открытых устьицах, когда клетки листа достаточно насыщены водой. Одновременно с этим лист осуществляет транспирацию. Этому способствует губчатая ткань с системой межклетников и рыхло расположенных хлорофиллсодержащих клеток. Ассимиляционной тканью является, преимущественно, палисадная ткань, где активно синтезируются и накапливаются конечные продукты фотосинтеза, в первую очередь, - углеводный биополимер крахмал. Проводящая система листа обеспечивает отток ассимилятов в другие части растения. Экспериментальным доказательством того, что лист является основным органом фотосинтеза, может служить метод крахмальной пробы Сакса, позволяющий выявить наличие крахмала, образующегося на свету, при оптимальных условиях водоснабжения и содержания углекислого газа в окружающей среде. Суть метода заключается в том, что в предварительно выдержанном в темноте растении (для оттока углеводов из листа) при наложении на лист светонепроницаемого экрана с вырезанной на нем какой-либо фигурой. Крахмал при освещении образуется только в этой открытой части трафарета, что можно выявить с помощью йодной реакции (в присутствии йода крахмал приобретает сине-фиолетовую окраску).

Материалы и оборудование: 1) растение пеларгонии в горшке; 2) раствор J_2 в КJ (раствор Люголя); 3) спирт; 4) водяная баня; 5) чашки Петри; 6) ножницы; 7) пинцет; 8) скрепки; 9) черная бумага; 10) лампа мощностью 200 Вт, 11) пробирки; 12) держатель для пробирок.

Ход работы. Перед началом эксперимента растение пеларгонии в горшке обильно поливают и помещают на 2-3 дня в темное место. При выдерживании в темноте листья постепенно теряют крахмал, который расходуется в процессе дыхания, роста, отводится в качестве запасяющего вещества в другие органы растения. Можно провести тестирование листьев на содержание в них крахмала – должна быть отрицательная реакция с раствором йода в йодистом калии.

Обнаружение фотосинтеза методом крахмальной пробы по Саксу делается по следующей схеме (Рис.1):

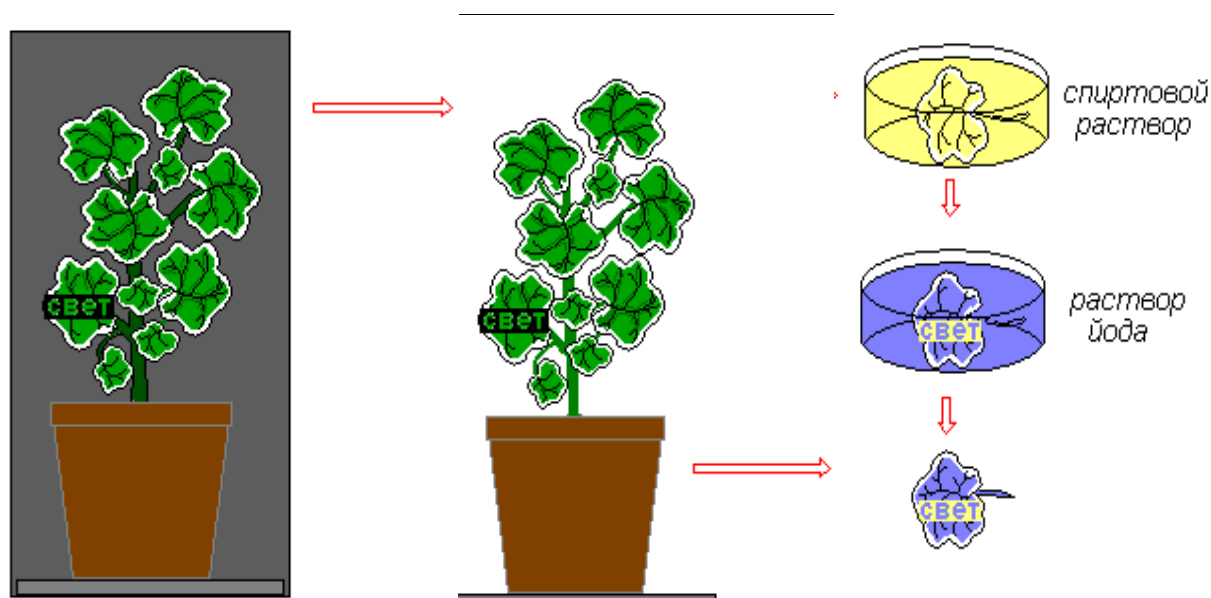


Рис. 1. Схема постановки эксперимента по обнаружению фотосинтеза у растений методом крахмальной пробы

Один или несколько листьев с нижней и верхней стороны закрывают непрозрачным (черная фотографическая бумага) экраном, с вырезанными на нем фигурами, буквами, цифрами или контрастным негативом. Экран прикрепляют к листу несколькими скрепками. Растение выставляют на яркий свет на 1 час.

После световой экспозиции нужно лист освободить от черного экрана, свернуть в трубочку, поместить в пробирку черешком вверх и залить водой так, чтобы полностью погрузить листовую пластинку. Далее

пробирку закрепить в держателе и прокипятить на спиртовке в течение 1-3 мин для того, чтобы разрушить клетки и облегчить извлечение хлорофилла из листа. Затем следует слить воду, залить спирт и осторожно прокипятить лист в течение 2-3 мин в спирте на водяной бане до полного извлечения хлорофилла из листа (произойдет обесцвечивание листа). Спирт слить в отдельную емкость. Для размягчения листа добавить в пробирку воду.

Осторожно за черешок вытащить его из пробирки и расправить в чашке Петри и залить раствором йода в йодистом калии. Через 5-10 мин вытащить лист из йода, промыть водой, обсушить фильтровальной бумагой и внимательно рассмотреть. Результат должен быть следующим: те участки листа, которые были освещены, окрасятся йодом в синий цвет, а затемненные - в желтый.

По результатам работы сделать выводы, зарисовать схему опыта, вклеить или зарисовать в отчет обработанный лист пеларгонии.

Контрольные вопросы:

1. Как можно доказать, что лист является основным органом фотосинтеза?
2. Каковы основные условия, необходимые для процесса образования крахмала в листьях?
3. Будет ли одинакова интенсивность окрашивания в йоде открытой части листа при ее освещении красным и зеленым светом? Дать пояснения.

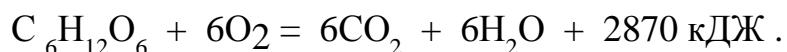
РАЗДЕЛ V. ДЫХАНИЕ РАСТЕНИЙ

Дыхание растений – это сложный, многоступенчатый ферментативный процесс, протекающий в живой клетке и являющийся источником энергии и метаболитов для нее.

Дыхание является диссимиляционным процессом, при котором происходит расщепление органических веществ, при этом заключенная в них энергия аккумулируется в АТФ.

Дыхание можно представить как совокупность последовательных окислительно-восстановительных процессов (реакций), в ходе которых осуществляется постепенное окисление сложных органических веществ, выступающих в роли субстратов дыхания (белки, жиры, углеводы) до более простых метаболитов, а в конечном итоге – до углекислого газа и воды. Одним из внешних проявлений процесса дыхания является поглощение кислорода воздуха и выделение углекислого газа. При дыхании органические вещества с участием внешнего O_2 , который является акцептором электронов, превращаются в бедные энергией неорганические продукты (CO_2 и H_2O); этот процесс сопровождается большим выходом энергии.

Суммарное уравнение процесса дыхания:



Как видно из суммарного уравнения дыхания, скорость и **интенсивность дыхания** можно определить, измеряя скорость поглощения кислорода или выделения углекислого газа, выделяемых растительным организмом при дыхании. Это осуществляется различными методами: химическими, манометрическими, полярографическими.

Наиболее общий показатель скорости окисления – интенсивность дыхания. Другими показателями дыхательного метаболизма являются:

величина дыхательного коэффициента, соотношение гликолитического и пентозофосфатного путей распада сахаров, активность окислительно-восстановительных ферментов. Об энергетической эффективности дыхания можно судить по интенсивности окислительного фосфорилирования митохондрий.

Процессы дыхания в клетках растений обеспечиваются работой большого количества окислительно-восстановительных ферментов.

Ферменты, непосредственно осуществляющие окислительно-восстановительные реакции, направленные на утилизацию дыхательных субстратов, можно разделить на следующие группы:

1. *Дегидрогеназы* – ферменты, активирующие субстрат. При их действии акцептором электронов и протонов может выступать кислород или различные соединения, так называемые, промежуточные акцепторы (например, НАД и ФАД).

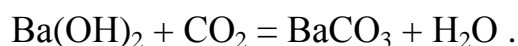
2. *Оксидазы* – ферменты, катализирующие перенос электронов на кислород. Их называют терминальными, поскольку катализируемый ими процесс представляет конечный этап окисления субстрата.

Особенностью растительной клетки является высокая гетерогенность терминальных оксидаз. Они завершают окислительные процессы, происходящие вне митохондрий. Многообразие альтернативных окислительных цепей позволяет компенсировать функции одной системы другими, что дает возможность быстрой и тонкой подстройки процесса дыхания растительной клетки к изменяющимся условиям окружающей среды. Ферменты оксидазы, каталаза, пероксидаза выполняют функцию защиты клетки от сильных окислителей - активированных форм кислорода, возникающих в процессе метаболизма.

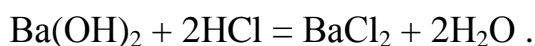
Эти показатели могут быть использованы для характеристики физиологических свойств и состояния растений в зависимости от условий окружающей среды.

Работа 1. **Определение интенсивности дыхания по количеству выделенного диоксида углерода (по Бойсен-Йенсену)**

Введение. Принцип метода состоит в учете изменения состава воздуха в замкнутом сосуде после выдерживания в нем целого растения или его частей. Прорастающие семена растений при дыхании выделяют углекислый газ. Для определения интенсивности дыхания по количеству выделяемого диоксида углерода в замкнутый сосуд (коническую колбу) помещают навеску растительного исследуемого материала и определенное количество раствора щелочи таким образом, чтобы растительный материал не соприкасался с реактивом. Выделяемый в процессе дыхания углекислый газ взаимодействует со щелочью, в результате чего концентрация раствора уменьшается. Углекислый газ поглощается баритом по уравнению



Через некоторое время избыток барита, не прореагировавшего с углекислым газом, оттитровывают соляной кислотой:



Затем сравнивают полученную величину с результатом титрования такого же количества исходного раствора щелочи (без навески растений). Последнее необходимо для определения исходной концентрации барита и одновременно для учета небольшого количества углекислого газа, которое содержалось в сосуде до опыта, а также поглощаемого щелочью во время опыта и при открывании сосуда. Разность между результатами титрования содержимого контрольного и опытного сосудов прямо пропорциональна количеству выделенного при дыхании CO_2 .

Продолжительность экспозиции зависит от размера навески и от интенсивности дыхания исследуемого объекта. При очень короткой экспозиции между результатами титрования контрольной и опытной колб будет недостоверной. Напротив, если в колбе останется мало барита, то

может произойти неполное поглощение углекислого газа. Желательно подобрать такую экспозицию, чтобы на связывание углекислого газа было израсходовано 20-50 % щелочи (если, например, на титрование барита в контрольной колбе пошло 10 мл HCl, то на титрование раствора в опытной колбе должно пойти не более 8 мл и не менее 5 мл соляной кислоты).

Материалы и оборудование: 1) проросшие семена, либо почки, листья, стебли, цветки растений; 2) 0,025N раствор Ba(OH)₂; 3) 0,025N раствор HCl; 4) фенолфталеин в капельнице; 5) технические весы с разновесами; 6) одинаковые конические колбы на 250-300 мл с пробками, в которые вставлены металлические крючки, б) пробки для колб с вставленными в них двумя стеклянными трубочками для титрования; 7) марлевые салфетки 10x10 см; 8) бюретки.

Ход работы. Поместить навеску растительного материала (не нужно его сильно измельчать, чтобы не вызвать усиление интенсивности дыхания на поранение) в марлевую салфетку, обвязать ниткой и закрепить на металлическом крючке под пробкой так, чтобы он не опускался слишком низко (Рис. 1).

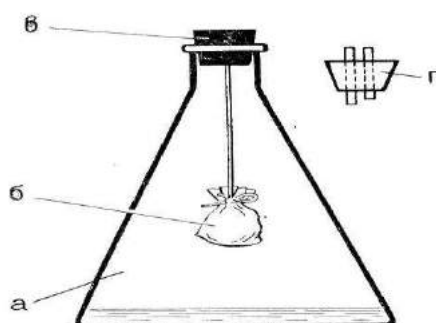


Рис. 1. Прибор для определения интенсивности дыхания: а – колба с баритом на дне; б – марлевый мешочек с растительным материалом; в – пробка с металлическим крючком; г – пробка со стеклянными трубками.

Провести пробную сборку установки, проверив свободное прохождение мешочка с пробой через горлышко колбы.

Затем внести в колбу 2-3 капли фенолфталеина, налить 20 мл 0,025N Ba(OH)₂, быстро опустить в колбу растительный материал, слегка смочив пробку водой для герметичности и плотно закрыть колбу пробкой. Отметить начало экспозиции. В контрольную (пустую) колбу также налить 20 мл барита и 2-3 капли фенолфталеина и плотно закрыть пробкой. Обе колбы выдерживают в темноте для исключения фотосинтеза.

Время от времени колбы осторожно покачивают, чтобы разрушить на поверхности раствора пленку BaCO₃, препятствующую поглощению CO₂, не допуская попадания капель щелочи на мешочек с пробой.

По окончании опыта (через 30-60 мин) в обеих колбах пробки заменяют на пробки с трубочками для титрования. Их оттитровывают 0,025 N HCl до исчезновения розового оттенка в растворе. Чтобы избежать уменьшения концентрации раствора барита в колбе, желательно на вторую трубочку в пробке прикрепить трубку с натронной известью. Данные опытов заносят в таблицу 1.

Таблица 1

Определение интенсивности дыхания в растительном материале

Наименование объекта	Вес материала, г	Время опыта, мин.	Объем барита, мл	Количество соляной кислоты (титрование), мл		Интенсивность дыхания, мг/г сыр. семян
				Контроль А	Опыт В	

Интенсивность дыхания рассчитывается по формуле:

$$I = (A-B) \times K \times 0,55 / P \times T \text{ (мг CO}_2\text{/г сыр. веса за час), где:}$$

A – количество мл 0,025 N HCl, израсходованное на титрование

барита в контрольной колбе;

В – количество мл 0,025N HCl, израсходованное на титрование барита в опытной колбе;

К – поправка к титру барита;

0,55 – количество мг CO₂, эквивалентное 1 мл 0,025N HCl;

Р – навеска растительного материала в г;

Т – время экспозиции, 1 час.

Делаются выводы по изучению интенсивности дыхания растительного материала по учету количества выделившегося CO₂.

Контрольные вопросы:

1. Что такое интенсивность дыхания?
2. В чем состоит принцип метода определения интенсивности дыхания по количеству выделенного диоксида углерода?

Работа 2. Определение дыхательного коэффициента у прорастающих семян

Введение. Растения в процессе дыхания используют в качестве субстратов чаще всего сахара, а также другие субстраты. Важным показателем химической природы дыхательного субстрата является **дыхательный коэффициент** (ДК), то есть отношение выделенного объема CO₂ к объему поглощенного кислорода:

$$\text{ДК} = V_{\text{диоксида углерода}} / V_{\text{кислорода}}.$$

При окислении углеводов дыхательный коэффициент равен 1. При окислении жиров, более восстановленных соединений, кислорода поглощается больше, чем выделяется углекислого газа, и ДК меньше 1. При окислении органических кислот, менее восстановленных, чем углеводы, ДК больше единицы. Величина ДК зависит и от других причин. В некоторых тканях из-за затрудненного доступа кислорода наряду с

аэробным происходит анаэробное дыхание, не сопровождающееся поглощением кислорода, что приводит к повышению ДК. Величина ДК также обусловлена полнотой окисления субстрата. Если кроме конечных продуктов в тканях накапливаются менее окисленные соединения, например, органические кислоты, то ДК будет меньше 1.

Материалы и оборудование: 1) набухшие семена льна, подсолнечника или конопли; 2) фильтровальная бумага; 3) ножницы; 4) пинцет; 5) водяная баня; 6) термометр; 7) прибор для определения дыхательного коэффициента; 8) 20 %-ный раствор КОН; 9) фарфоровый стакан; 10) пипетки на 1 мл.

Ход работы. Для определения дыхательного коэффициента у прорастающих семян используют специальный прибор, состоящий из большой пробирки с плотно пригнанной каучуковой пробкой, в которую вставлена изогнутая под прямым углом стеклянная трубочка с прикрепленной к ней полоской миллиметровой бумаги. Половину пробирки засыпают проросшими семенами пшеницы, конопли, подсолнечника, льна, плотно закрывают пробирку пробкой с измерительной трубкой. Затем пробирку опускают в фарфоровый стакан с водой ($T=30^{\circ}$ С, температура должна оставаться постоянной на протяжении всего опыта).

Измерительную трубку устанавливают в горизонтальном положении и в ее конец с помощью пипетки вводят небольшую каплю воды. Затем измеряют, на сколько делений шкалы продвинется капля внутрь трубки за 2 минуты. Для получения точного результата вычисляют среднюю величину от нескольких измерений. Полученная величина (А, мм) выражает разницу между объемом поглощенного при дыхании кислорода и объемом выделенного углекислого газа.

Далее открывают пробирку с проросшими семенами и вкладывают в нее пинцетом свернутую в кольцо полоску фильтровальной бумаги,

смоченную 20 %-ным раствором едкого натра, снова закрывают пробирку, вводят новую каплю воды в трубочку и продолжают измерение скорости ее движения при той же температуре. Делают отсчеты, из которых опять вычисляют среднюю величину за тот же период времени, которые выражают объем поглощенного при дыхании кислорода (В, мм), так как выделенный углекислый газ поглощается щелочью. По формуле вычисляют дыхательный коэффициент:

$$ДК = В - А/В, \text{ где:}$$

- А** – разница между объемом поглощенного при дыхании кислорода и объемом выделенного углекислого газа в условных единицах;
В – объем поглощенного при дыхании кислорода, выраженный в условных единицах.

Полученные результаты заносятся в таблицу 1.

Таблица 1

Условия опыта	Измерения (мм за 2 минуты)				Величина дыхательного коэффициента, усл. ед.
	1	2	3	4	
Без щелочи (А)					
Со щелочью (В)					

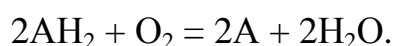
По результатам опытов делаются выводы по изучению дыхательного коэффициента у прорастающих семян.

Контрольные вопросы:

1. Что такое дыхательный коэффициент?
2. На чем основан метод определения дыхательного коэффициента у прорастающих семян?

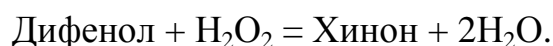
Работа 3. Определение ферментов пероксидазы и полифенолоксидазы в клубне и соке картофеля

Введение. *Оксидазами* называют ферменты, активирующие молекулярный кислород (переносящие на него электроны от окисляемого вещества). Активированный таким образом кислород соединяется с отщепляемым от субстрата водородом, образуя воду или пероксид водорода по схеме:



К этой группе ферментов относится *полифенолоксидаза*, окисляющая полифенолы кислородом воздуха с образованием соответствующих хинонов.

Пероксидаза – фермент, катализирующий окисление полифенолов и некоторых ароматических аминов с помощью кислорода, перекиси водорода или органических перекисей:



Обнаружить полифенолоксидазу можно при помощи раствора гваяколовой смолы, который в присутствии этого фермента изменяет окраску с желтой на синюю, это объясняется тем, что содержащиеся в гваяколовой смоле полифенолы, не способны самопроизвольно реагировать с молекулярным кислородом, они окисляются только активированным кислородом.

Для обнаружения пероксидазы можно использовать ту же реакцию окисления полифенолов. Но так как пероксидаза с молекулярным кислородом не реагирует, то необходимо добавить пероксид водорода для осуществления реакции.

Материалы и оборудование: 1) свежие клубни картофеля и вареный картофель; 2) скальпель, 3) терка; 4) марлевая салфетка 10x10 см; 5) ножницы; 6) микроскоп; 7) фарфоровая чашка; 8) пипетки; 9) пробирки;

10) 1 %-ный спиртовой раствор гваяколовой кислоты; 11) 3 %-ный раствор H_2O_2 ; 12) 1 %-ный раствор гидрохинона; 13) спиртовка; 14) держатели для пробирок.

Ход работы

1. Определение полифенолоксидазы

Помещают на предметное стекло тонкий срез клубня картофеля и наносят на него 1 %-ный раствор гваяколовой кислоты, наблюдают под микроскопом за изменением окраски на срезе. Для контроля обрабатывают таким же образом материал, предварительно подвергнутый кипячению (вареный картофель).

Зарисовывают результаты опыта и делают выводы о действии полифенолоксидазы на гваяколовую кислоту.

2. Определение пероксидазы

Обнаружение пероксидазы в соке клубня картофеля основано на изменении окраски сока при окислении полифенолов в хиноны со светло-бурой на темно-бурую.

Натирают на терке очищенный клубень картофеля, отжимают сок через марлю и собирают его в круглую фарфоровую чашку. Дают осесть крахмалу. Затем берут четыре пробирки, в которые наливают по 5 мл 1 %-ного раствора гидрохинона. В первую пробирку добавляют 1 мл 3 %-ного раствора перекиси водорода и 1 мл картофельного сока, во вторую – 1 мл 3 %-ного раствора перекиси водорода, в третью – 1 мл картофельного сока, в четвертую – 1 мл картофельного сока, предварительно прокипяченного в течение минуты, 1 мл перекиси водорода и 1 мл раствора гидрохинона. При окислении гидрохинона в хинон происходит побурение раствора.

Наблюдается некоторое побурение и самого картофельного сока без добавления гидрохинона и перекиси водорода, что связано с действием

полифенолоксидазы, окисляющей полифенолы тканей картофеля с участием молекулярного кислорода.

Полученные результаты заносятся в таблицу 1.

Таблица 1

Результаты опытов по определению пероксидазы и полифенолоксидазы

Номер варианта	Состав смеси в пробирках			Окраска раствора в пробирках
	Картофельный сок, содержащий пероксидазу	H ₂ O ₂	Гидрохинон	
1	+	+	+	
2	-	+	+	
3	+	-	+	
4	прокипяченный	+	+	

По результатам работы делают выводы о действии пероксидазы на полихиноны в присутствии перекиси водорода.

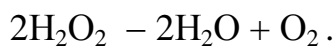
Контрольные вопросы:

1. Какую функцию выполняют в организме ферменты оксидазы (полифенолоксидаза и пероксидаза)?

2. В чем заключается разница в действии полифенолоксидазы и пероксидазы на полифенолы?

Работа 4. Определение ферментов каталазы в листьях растений и дегидрогеназы в клубне картофеля

Введение. Фермент *каталаза* выполняет в клетках функцию нейтрализации активного и опасного для живых клеток окислителя – пероксида водорода, катализируя реакцию:



Этот фермент особенно активен в молодых растущих тканях, а также в зеленых листьях, где участвует в процессе фотодыхания. Об активности каталазы судят по кислороду, выделяющемуся при разложении перекиси водорода.

Дегидрогеназы – ферменты, катализирующие отщепление водорода от дыхательного субстрата и перенос его к промежуточным или конечным акцепторам водорода.

Обнаружение дегидрогеназ основано на введении в живую растительную ткань акцептора водорода – динитробензола, восстановление которого сопровождается изменением окраски с бесцветной на желтую. Если к конечным продуктам этой реакции добавить раствор аммиака (щелочная среда), то появится пурпурное окрашивание.

Материалы и оборудование: 1) листья различных растений или побеги элодеи; 2) клубень картофеля; 3) скальпели; 4) пинцеты; 5) спиртовки; 6) пробирки; 7) держатели для пробирок; 8) штативы для пробирок; 9) микроскопы; 10) предметные стекла; 11) чашки Петри; 12) пипетки на 1 мл; 13) 3 %-ный раствор H_2O_2 ; 14) насыщенный раствор динитробензола; 15) 10%-ный раствор аммиака.

Ход работы

1. Определение каталазы

Для работы используют целые листья элодеи или делают срезы других растений толщиной 0,5-1 мм (опыт). Часть срезов готовят из предварительно убитых в кипятке листьев (контроль). Живые и убитые срезы помещают на предметное стекло в каплю воды и добавляют несколько капель 3 %-ного раствора H_2O_2 .

Рассматривают в микроскопе при малом увеличении опытные и контрольные срезы, отмечая появление пузырьков кислорода в живых тканях.

Результаты зарисовывают, делают выводы, объясняя появление или отсутствие пузырьков кислорода на разных срезах.

2. Определение дегидрогеназы

В две пробирки наливают по 5 мл насыщенного раствора динитробензола. Из свежего клубня картофеля вырезают два одинаковых столбика длиной 3-4 см и толщиной около 1 см. Ткани одного из них убивают кипячением в воде в течение 1-2 минут. В каждую пробирку с раствором динитробензола погружают живую ткань картофеля (опыт) и мертвую (контроль) и выдерживают 1 час при комнатной температуре или 30 минут в термостате при температуре 30-35 град С.

Затем сравнивают и зарисовывают окраску столбиков картофеля и растворов в обеих пробирках. После этого подщелачивают содержимое обеих пробирок, добавив по 10-15 капель 10 %-ного раствора аммиака. Через 5-15 минут, когда аммиак проникнет в ткани столбиков, вновь сравнивают окраску в пробирках.

Зарисовывают полученные результаты.

Делают выводы о наличии и активности дегидрогеназ в мертвых и живых тканях картофеля.

Контрольные вопросы:

1. Какую функцию в организме выполняют фермент каталаза?
2. Какую функцию выполняет в организме фермент дегидрогеназа?
3. На чем основан принцип определения каталазы?
4. На чем основан принцип определения дегидрогеназ?

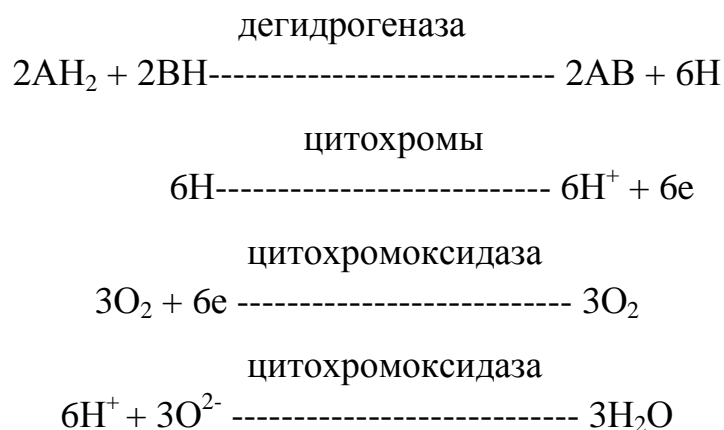
Работа 5. Определение фермента цитохромоксидазы в растительных тканях

Введение. *Цитохромоксидаза* вместе с цитохромами образует цитохромоксидазную окислительную систему дыхания, которая действует

в клетке вместе с дегидрогеназами. Цитохромоксидаза отнимает электроны от цитохромов, передавая их на молекулярный кислород воздуха. Затем цитохромы вновь получают электроны от водорода, отнятого дегидрогеназами от окисляемых веществ. Происходит одновременная активация кислорода и водорода, которые реагируют с образованием воды.

Для выявления фермента цитохромоксидазы в растительных тканях используется смесь восстановленных веществ: диметил-пара-фенилендиамина и альфа-нафтола ($2\text{АН}_2 + 2\text{ВН}$). При окислении этих веществ образуется окисленное вещество (2АВ), которое дает синюю окраску – это образуется индофиниловый синий, что свидетельствует о наличии цитохромоксидазы.

Схематично эту реакцию можно представить так:



Материалы и оборудование: 1) проростки пшеницы, кукурузы, ячменя, листья растений; 2) предметные стекла; 3) скальпели или бритвы; 4) микроскопы; 5) 0,66М фосфатный буфер рН=5,8; 6) 0,01М раствор диметил-пара-фенилендиамина в фосфатном буфере; 7) 0,01М раствор альфа-нафтола в фосфатном буфере; 8) спиртовка; 9) пробирки; 10) держатель для пробирок; 11) штатив; 12) пинцет.

Ход работы. Перед началом работы готовят реактив «нади»: сливают реактивы под номерами 6 и 7 в соотношении 1:1. На предметное стекло помещают срез живой растительной ткани (опыт) и срез убитой

кипячением ткани, на которые наносят каплю реактива «нади». Наблюдают наличие или отсутствие окрашивания на срезах в микроскоп.

По результатам опыта делают рисунки и выводы.

Контрольные вопросы:

1. Какую функцию выполняют в организме ферменты цитохромоксидазы?
2. На чем основан метод определения цитохромоксидазы?
3. Присутствует ли цитохромоксидаза в мертвых тканях растений?

РАЗДЕЛ VI. МИНЕРАЛЬНОЕ ПИТАНИЕ РАСТЕНИЙ

Для нормальной жизнедеятельности растению необходимы минеральные вещества, которые выполняют в клетке целый ряд структурных и регуляторных функций:

- во-первых, они входят в состав биологически важных органических веществ;
- во-вторых, участвуют в создании определенной ионной концентрации, стабилизации макромолекул и коллоидных частиц;
- в-третьих, участвуют в каталитических реакциях, входя в состав или активируя отдельные ферменты;
- в-четвертых, они являются факторами, непосредственно влияющими на обмен веществ и внутреннюю архитектонику клеток, на строение и состояние цитоплазмы.

Минеральные вещества поступают из почвы вместе с водой и транспортируются с восходящим током преимущественно по ксилеме. При этом поглощение минеральных веществ клетками корня – процесс избирательный. Минеральные вещества обычно накапливаются в тех клетках, где в них возникает потребность. Такая избирательность регулируется как обладающими различной проницаемостью мембранами, так и локализованными в них ионными насосами, действующими за счет метаболической энергии.

Для удовлетворения потребности растения в минеральных элементах, необходимых для роста и развития, в почве должно содержаться достаточное их количество, причем в форме, доступной для поглощения клетками корня. Почва должна быть хорошо аэрирована, и, наконец, в растении необходимо функционирование транспортной системы, доставляющей минеральные вещества к потребляющим клеткам.

К основным источникам минерального питания относятся азот, фосфор и калий.

Азотное питание растения получают из:

- А) минеральных азотных соединений (NH_4^+ , NO_3^-), образующихся в почве при микробиологических процессах;
- Б) вносимых в почву минеральных соединений азота;
- В) органических удобрений;
- Г) азотных соединений, получаемых при фиксации атмосферного молекулярного азота симбиотическими и свободноживущими микроорганизмами.

Основной запас азота в почве находится в форме перегноя (гумуса), который содержит и другие элементы питания растений. Перегной определяет благоприятные физические свойства почвы и играет существенную роль в регуляции водного режима и продукции углекислого газа. Он создает потенциальное плодородие почв, следовательно, сохранение и увеличение - важнейшая задача земледелия.

Особо важную роль в обмене веществ, росте и развитии растений принадлежит фосфору. Минеральный фосфор в почве находится преимущественно в виде трудно растворимых фосфатов, мало доступных корням растений. Доступными они становятся в результате деятельности корневых систем растения и почвенных микроорганизмов. Растения способны усваивать и некоторые простые органические соединения: фосфорные эфиры сахаров, спиртов (в частности, фитин, содержащий до 23 % фосфора). Важный источник фосфорного питания – фосфорные удобрения, вносимые извне (суперфосфат, преципитат, томасшлак, аммофос и др.).

Калий является типично мобильным элементом, жизненно необходимым растениям. Поскольку мембраны многих клеток легко проницаемы для калия, через них обычно проходят большие дифференциальные потоки этого элемента. Мировые запасы калия огромны, его месторождения встречаются повсюду. Мировой океан обладает колоссальными запасами калийных солей. Калий широко распространен в природе в форме многочисленных руд и минералов. Однако до 95% калия, находящегося в почве, недоступно растениям. Запасы калия в почве пополняются внесением калийных удобрений (минеральных солей, золы, травяных настоев).

Дефицит или исключение любого из элементов (азот, фосфор, калий) приводит к изменению структур и обмена веществ в растениях, торможению их роста и в последующем – гибели.

Работа 1. Определение общей и рабочей адсорбирующей поверхности корневой системы методом Сабинина и Колосова

Введение. Одно из важнейших характеристик состояния корневой системы является ее масса и поглощающая поверхность. Считается, что в интервале между апикальной и базальной частями корня активное поглощение меняется и выделяется специальная поглощающая зона корня. Поэтому важно определить как общую, так и рабочую поверхность корня. Установлено, что первичным актом поглотительного процесса является адсорбция, поэтому был разработан метод определения общей поверхности корней, включающий рабочую и недействующую зоны.

Большинство поглощаемых корнем веществ не только адсорбируются, но и десорбируются с его поверхности. Размеры десорбции будут более значительными на тех участках корня, где отсутствует или замедлен транспорт веществ внутрь корня. В качестве

поглощаемого вещества, которое можно легко определить калориметрически, используют метиленовую синь (МС). Установлено, что 1 мг МС при мономолекулярной адсорбции покрывает $1,05 \text{ м}^2$ поверхности адсорбента.

Зная исходную концентрацию раствора МС до и после в ней экспозиции корней, по разности можно определить, какое количество миллиграммов МС адсорбировалось корневой системой. Величину поглощающей поверхности корней находят, умножая количество МС на $1,05 \text{ м}^2$.

МС проникает в клетки эпидермиса в течение 90 сек. При двукратном погружении корней (по 1,5 мин.) в раствор МС происходит

адсорбция красителя на деятельной и недеятельной поверхности корней. При третьем погружении корней в раствор МС поглощается только деятельной (рабочей) поверхностью корня. Следовательно, по изменению концентрации МС в двух первых бюксах рассчитывается общая поверхность корневой системы, а результаты третьего определения дают представление о величине рабочей поглощающей поверхности.

Концентрацию МС определяют колориметрически на электрофотокolorиметре. Калибровочную кривую для количественного определения МС делают заранее.

Материалы и оборудование: 1) аналитические весы; 2) ножницы; 3) 0,0003 Н раствор МС (на 1 л воды 112,0 МС, подсушенной при $95-100^\circ \text{ C}$); 4) 0,2 М раствор CaCl_2 (22,2 г/л); 5) бюксы или стаканы на 25-50 мл (4 шт.); 6) фотоэлектроколориметр; 7) калибровочная кривая для МС в интервале 1-12 мг/л; 8) фильтровальная бумага; 9) 10-14-дневные проростки овса.

Ход работы. Для работы используют корни растений, выращенные в водной культуре на полной питательной среде. Вначале определяют объем

корней методом вытеснения ими воды в мерном цилиндре или используют их сырую массу, предварительно взвешивая обсушенные фильтровальной бумагой корни на аналитических весах. Затем в три бюкса наливают 0,0003Н раствор МС, объем которого должен быть примерно в 10 раз больше, чем объем корней. В четвертый бюкс наливают 0,2М раствор CaCl_2 . Слегка обсушив корни фильтровальной бумагой, последовательно погружают их в три бюкса с раствором МС на 1,5 мин. После каждого погружения раствор МС должен стечь в тот же бюкс.

Уменьшение концентрации МС при погружении в нее корней определяют путем сравнения найденной для каждого бюкса концентрации с ее исходным значением (без корней), – с 0,0003 Н раствором (112,0 мг/л МС, молекулярная масса МС с тремя молекулами H_2O равна 373, 68 г), предварительно разбавленным в 10 раз. Разбавление МС перед установлением ее концентрации повышает точность определения.

По учету количества поглощенной МС в первых двух бюксах определяют общую адсорбирующую поверхность корней (A_0). МС, поглощенная в третьем бюксе, характеризует рабочую адсорбирующую поверхность (A_p). Разница между общей и рабочей адсорбирующими поверхностями дает величину недействительной поверхности корней ($\text{НПК} = A_0 - A_p$). Частное от деления величин общей и рабочей поверхности на объем или сырую массу корней (в г) соответствует величинам удельной адсорбирующей поверхности корней ($A_{y0} = A_0/M_{\text{сыр.}}$; $A_{yp} = A_p/M_{\text{сыр.}}$; $\text{НПК}_y = \text{НПК}/M_{\text{сыр.}}$).

Окрашенные корни после извлечения из третьего бюкса, промывают водой, подсушивают фильтровальной бумагой и помещают в четвертый бюкс с 0,2 М раствором CaCl_2 . МС, несущая положительный заряд, в результате обменной адсорбции ионов Ca^{2+} выделяется из корней и окрашивает раствор в синий цвет.

Результаты опытов в трех повторностях записывают в таблицу 1, выполняют соответствующие расчеты и заносят их в таблицу. На основе полученных результатов делают выводы об адсорбирующей поверхности корней.

Таблица 1

Определение адсорбирующей поверхности корней

№ Серии опытов	Номер бюкса	Объем раствора МС в бюксе	Количество МС в бюксе, мг			Адсорбирующая поверхность, м ²						
			До погружения корней	После погружения корней	Поглощенной	A _о	A _р	НПК	Удельная			
									A _{уо}	A _{ур}	НПК _у	
1	1											
	2											
	3											
2	1											
	2											
	3											
3	1											
	2											
	3											

Контрольные вопросы:

1. Для чего определяют массу и поглощающую поверхность корневой системы?
2. На чем основан принцип метода определения общей и рабочей адсорбирующей поверхности корневой системы растений?

Работа 2. Определение смещения рН питательного раствора корневой системой растений

Введение. Корни растений способны активно смещать реакцию среды небуферных растворов в результате постоянного выделения цитоплазмой H^+ ионов, амфолитоидных свойств цитоплазмы, выделения органических кислот из клеток, ионообменных свойств пектоцеллюлозных клеточных стенок. Это явление обусловлено дыханием корней, а также микробиологическими процессами, протекающими в ризосфере. Смещение рН прикорневой зоны может достигать значительных величин, соответствуя изменению концентрации H^+ на два-три порядка.

Материалы и оборудование. 1) стеклянные стаканы объемом 200 мл (4 штуки); 2) обычные пробирки (4 штуки) в штативе; 3) широкие пробирки (12 штук) в штативе; 4) пипетки на 1 мл; 5) градуированные пипетки на 10 мл; 6) рН-метр; 7) стеклянные палочки; 8) аналитические весы; 9) 0,01 Н раствор NaOH; 10) 0,01 Н раствор HCl; 11) $CaNO_2$ безводный; 12) KH_2PO_4 ; 13) KCl; 14) $MgSO_4 \cdot 7H_2O$; 15) $FeCl_6$ (следы, можно не вносить, а использовать водопроводную воду); 16) 15-дневные проростки растений пшеницы; 17) колба объемом 1,5-2 л; 18) мерный цилиндр на 1 л; 18) универсальный индикатор в растворе; 19) шкала Алямовского; 20) карандаш по стеклу.

Ход работы. Сначала готовят жидкую питательную смесь Кнопа для выращивания растений в водной культуре объемом 1 л, для чего растворяют 4 соли (см. таблицу 1) каждую в отдельном стаканчике, затем переливают полученные растворы в мерный цилиндр, доводя водопроводной водой общий объем до 1 л., выливают готовую смесь в большую колбу.

Затем приготавливают растворы питательной смеси Кнопа с величиной рН 5,0; 6,0; 7,0; 7,8. Для этого в четыре обычные пробирки

наливают по 5 мл смеси Кнопа с помощью пипетки и в каждую добавляют 4-5 капель универсального индикатора. Для получения заданных значений рН в пробирки добавляют по каплям растворы с помощью пипеток 0,01 Н HCl или NaOH до появления окраски, соответствующей стандартной шкале Алямовского (цветная шкала для приблизительного определения величины рН растворов).

Далее в большие пробирки (по три повторности на каждый вариант величины рН) наливают по 40 мл питательной смеси Кнопа; в каждую добавляют в 8 раз большее число капель 0,01 Н NaOH и HCl, чем в обычные пробирки (5мл питательной смеси) для получения нужных значений рН (5,0; 6,0; 7,0; 7,8). В приготовленные растворы погружают корни проростков пшеницы и через два часа определяют значения рН в каждом варианте питательного раствора.

Таблица 1

Состав полной питательной смеси Кнопа (NPK)

Используемые соли	Количество, г/л
Ca(NO ₃) ₂ безводный	1,000
KH ₂ PO ₄	0,250
KCl	0,125
MgSO ₄ ·7H ₂ O	0,250
FeCl ₆	следы

Результаты опыта заносят в таблицу 2.

Таблица 2

Влияние корневой системы на величину рН питательного раствора

№	рН питательной смеси
---	----------------------

варианта	Исходное значение	После погружения корней
1		
2		
3		
4		

Делают выводы о влиянии корневой системы растений на величину рН питательных смесей.

Контрольные вопросы:

1. Почему происходит смещение величины рН в прикорневой зоне растений?
2. В чем заключается принцип метода определения смещения рН питательного раствора корневой системой растений?

**Работа 3. Выращивание растений в водной культуре на полной питательной среде и исключением отдельных элементов.
(Приготовление питательных смесей и закладка опыта)**

Введение. Исключение макро- или микроэлемента из минерального питания растений приводит к нарушению структур, обмена веществ растений, торможению их роста, а при дальнейшем дефиците – к гибели растительного организма. Это связано с тем, что необходимые элементы входят в состав определенных веществ, которые выполняют присущие им функции лишь в соединении с данным элементом. Кроме того, ряд элементов (калий, бор, кальций, медь, марганец и др.) выполняют также и регуляторные функции, оказывая влияние на ход жизненных процессов. Из минерального питания растений нельзя исключить или заменить другим ни один из макро- и микроэлементов. Для выяснения физиологической роли некоторых макроэлементов (N, P, K) растения выращивают в водной

культуре на полном питательном растворе Кнопа и питательных растворов с исключением этих элементов питания.

Материалы, оборудование и реактивы. 1) стаканы объемом 0,5 л (15 штук); 2) емкости на 3 л с маркировкой объема (4 штуки); 3) пипетки на 1 и 5 мл; 4) аналитические весы, 5) чашки Петри; 6) скальпели; 7) сосуды, обернутые темной бумагой объемом 0,5 л с маркировкой вариантов сред (20 штук); 8) крышки для вегетационных сосудов с 10 отверстиями; 9) ножницы; 10) шпагат; 11) деревянные палочки длиной 30 см – опоры для растений; 12) шкала Алямовского; 13) смешанный индикатор; 14) $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ безводный; 15) KCl ; 16) NaCl ; 17) $\text{MgSO}_4 \times \text{H}_2\text{O}$; 18) NaH_2PO_4 ; 19) $\text{CaSO}_4 \times 2\text{H}_2\text{O}$; 20) 3-5-дневные проростки ячменя.

Ход работы. Работа проводится в несколько этапов.

1. Приготовление растворов NPK, NK, PK, NP

Полную питательную смесь (NPK), а также смеси с исключением фосфора (NK), азота (PK), калия (NP) готовят согласно таблице 1. Сначала поочередно делают навески всех указанных в таблице солей, затем растворяют каждую соль в отдельном стакане, затем сливают в большую емкость, доводя водой до отметки 3 л в соответствии с маркировкой варианта среды. Готовые среды хранят в посуде из темного стекла.

Таблица 1

Полная питательная смесь Кнопа и смеси с исключением N, P, K

NPK		PK		NK		NP	
Соли	Кол-во, г/л	Соли	Кол-во, г/л	Соли	Кол-во, г/л	Соли	Кол-во, г/л
$\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ безводный	1,000	$\text{CaSO}_4 \times 2\text{H}_2\text{O}$	1,030	$\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ безводный	1,000	$\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ безводный	1,000
KH_2PO_4	0,250	KH_2PO_4	0,250	-	-	NaH_2PO_4	0,250
KCl	0,125	KCl	0,125	KCl	0,250	NaCl	0,090

$\text{MgSO}_4 \times 7\text{H}_2\text{O}$	0,250	$\text{MgSO}_4 \times 7\text{H}_2\text{O}$	0,250	$\text{MgSO}_4 \times 7\text{H}_2\text{O}$	0,250	$\text{MgSO}_4 \times 7\text{H}_2\text{O}$	0,250
FeCl_6	След- ды	FeCl_6	Сле- ды	FeCl_6	Сле- ды	FeCl_6	Сле- ды

2. Определение pH питательных сред по шкале Алямовского

Определение величины pH проводят для каждого варианта питательной среды в двукратной повторности по методике (см. работу 2).

3. Посадка растений

Питательные смеси разливают по 0,5 л в вегетационные сосуды по 5 повторностей на каждый вариант, закрывают крышками с отверстиями и в каждый сосуд высаживают по 10 штук 3-5-дневных проростков пшеницы таким образом, чтобы корни были погружены в питательный раствор, а семя оставалось на поверхности крышки. К каждому сосуду привязывают по 4 палочки-опоры для поддержания выросших растений. На этикетках пишут дату закладки опыта и величину pH питательной смеси.

4. Уход за культурами

Вегетационные сосуды устанавливают на хорошо освещенном месте.

Выращивание растений продолжается на протяжении 2 недель. Ежедневно через большое отверстие в вегетационных сосудах растворы продувают воздухом с помощью резиновой груши, через воронку подливают питательные смеси, соответствующие маркировке на сосуде.

Контрольные вопросы:

1. Какова роль азота, фосфора, калия в растительном организме?

Работа 4. Влияние исключения N, P, K на рост и развитие растений.

(Учет результатов эксперимента)

Материалы и оборудование: 1) линейки; 2) ножницы; 3) фильтровальная бумага; 4) аналитические весы; 5) мерные цилиндры на 25

мл; 6) пипетки на 1 и 5 мл; 7) смешанный индикатор; 8) шкала Алямовского.

Ход работы. Эта работа является продолжением предыдущей. Через две недели выращивания растений на различных питательных смесях опыт заканчивают и измеряют следующие показатели:

- высоту надземной части растений (по самому большому листу у пшеницы или до точки роста у гороха);
- длину корней (по самому длинному корню);
- сырой вес надземной части растений (без семян);
- сырой вес корневой системы (без семян, корни предварительно обсушить фильтровальной бумагой;
- конечную величину рН всех питательных смесей.

Полученные показатели пересчитывают на 1 растение, усредняют, результаты заносят в таблицу 2, делают выводы по результатам эксперимента.

Таблица 2

Влияние исключения N, P, K на рост и развитие растений

Вариант опыта	Длина, см		Масса, г			рН	
	Надземной части	Корневой системы	Надземной части	Корневой системы	Целого растения	До	После
NPК							
NP							
NK							
PK							

Контрольные вопросы:

1. Возможно ли исключение или замена одного из элементов (азот, фосфор, калий) питания растений?

2. По каким показателям можно судить о росте растений?

Работа 5. Анализ сока растений с помощью полевой лаборатории Магницкого

Введение. Для того, что судить об обеспеченности растений важнейшими минеральными элементами (азотом, фосфором, калием, магнием, хлором) в процессе вегетации, необходима диагностика растений в процессе их роста и развития. С этой целью часто используют лабораторию Магницкого, предназначенную для упрощенного количественного определения содержания минеральных элементов в соке растений. С помощью этого анализа можно контролировать условия питания растений во время их роста, внося те или иные удобрения.

Определение содержания нитратного азота, фосфора, калия и магния основано на их свойстве образовывать с определенными реактивами растворы или осадки, интенсивность которых сравнивают со шкалой стандартных растворов, обрабатываемых одновременно с соком растений теми же реактивами.

Результаты анализа выражают в мг на 1 кг сока или условно в баллах, при этом величина балла соответствует номеру стандартного раствора. Если окраска исследуемого сока с реактивом занимает промежуточное положение между окрасками двух рядом расположенных пятен или стандартных растворов, то результаты выражаются средним баллом или средним показателем. Если окраска исследуемого сока интенсивнее окраски последнего стандартного раствора, то сок разбавляют водой. Если для анализа используют разбавленный сок, то показатели анализа удваивают.

Материалы и оборудование: 1) полевая лаборатория Магницкого, включающая наборы реактивов для определения азота, фосфора, калия, магния, хлора; пластинки для проведения анализа, пресс для получения сока растений и др.; 2) фарфоровые чашечки для сока; 3) фильтровальная бумага; 4) ножницы; 5) листья хлорофитума.

Ход работы

1. Взятие проб для анализа и получение сока или вытяжки

Взятие проб для анализа является ответственной операцией. Пробы можно брать как у растений открытого грунта, так и у растений, выращенных в водной культуре в помещении. Для взятия проб используют растения, имеющие типичный внешний вид для данного участка, с каждой площадки берут по одной пробе.

У картофеля, томата, свеклы, кукурузы, подсолнечника, табака, капусты пробы берут с 6 растений по одному листу одного физиологического возраста. На дереве или кусте выбирают хорошо освещенные типичные однолетние побеги, и из нижней их части отбирают по одному листу, закончившему рост. Каждая проба берется с 6 побегов по одному листу с каждого. У злаков берут для анализа в ранние фазы развития все растение, а в более поздние – берут по одному листу с нижнего яруса. Для контроля за питанием растений пробы для анализа растений берут, начиная с молодого возраста, через каждые 7-10 дней.

При получении сока или вытяжки растений, их разрезают на небольшие кусочки, укладывают в пресс и отжимают сок, помещая его сразу на капельные пластинки для анализа или в фарфоровую чашечку. По окончании работы с одной пробой пресс промывают водой и просушивают фильтровальной бумагой.

Если сок растений сильно окрашен, что затрудняет проведение анализа, тогда готовят водную вытяжку из листьев с активированным углем, который поглощает краситель и осветляет ее. Для анализа берут 2 г

измельченных листьев, добавляют 0,2-0,5 г активированного угля, 6 мл воды, заворачивают в ткань, отжимают прессом вытяжку. Эта вытяжка слабее сока в 4 раза и ее используют для анализа.

2. Определение нитратного азота

Сначала готовят цветную шкалу стандартных растворов: в четыре углубления капельных пластинок насыпают лопаточкой сухой реактив на азот (с зерно ржи) и приливают к нему по три капли буферного раствора, затем в каждую ячейку добавляют по одной капле смешанного стандартного раствора, соответственно №1, №2, №3, №4 и перемешивают. Через некоторое время в углублениях наблюдается розовая окраска разной интенсивности. Для определения нитратного азота в ячейку пластинки помещают реактив на азот, 3 капли буферного раствора и 1 каплю сока растений, разбавленного в 2 раза. Появившуюся окраску сравнивают со стандартным раствором шкалы и оценивают содержание нитратного азота в соке растения, обводят кружочком нужное значение в таблице 1.

Таблица 1

Результаты анализа на содержание нитратов в соке

Номер стандартного раствора	1	2	3	4
Нитратный азот, мг/кг в соке	100	250	500	1000
Балл	1 очень низкое	2 низкое	3 среднее	4 высокое

При содержании нитратного азота в соке растения 250 мг/кг и ниже необходимо внести азотные удобрения.

3. Определение фосфора в клеточном соке

В четыре углубления капельницы вносят по одной капле смешанные стандартные растворы, в пятое углубление помещают 1 каплю разбавленного водой сока (1:3). Во все ячейки прибавляют по две капли реактива на фосфор. Затем перемешивают смесь сока и стандартного раствора оловянной палочкой 10 секунд. Полученную окраску исследуемого сока сравнивают с окраской цветной бумажной шкалы или с окраской шкалы стандартных растворов на капельной пластинке.

Результаты заносят в таблицу 2.

Таблица 2

Результаты анализа на содержание фосфора в соке

Номер стандартного раствора	1	2	3	4
Фосфор, мг/кг сока	16	40	80	160
Балл	1 очень низкое	2 низкое	3 среднее	4 высокое

При содержании фосфора в соке растения 40 мг/кг и ниже необходимо внести фосфорные удобрения.

1. Определение калия в клеточном соке

Определение калия в клеточном соке растений основано на образовании оранжево-красного осадка дипикриламмината калия, не изменяющего своей окраски при добавлении соляной кислоты. При действии кислоты на реактив выделяется свободный дипикриламин желтого цвета. В четыре углубления капельной пластинки вносят по одной капле стандартных растворов №1, №2, №3, №4, а в пятую ячейку помещают каплю исследуемого сока. Одновременно к сокам растений и стандартным растворам прибавляют по капле реактива на калий и по капле

соляной кислоты. Растворы перемешивают и сравнивают окраску осадков исследуемого сока с окраской пятен или окраской шкалы стандартных растворов на капельной пластинке. Результаты опыта заносят в таблицу 3.

Таблица 3

Результаты анализа на содержание калия в соке

Номер стандартного раствора	1	2	3	4
Калий, мг/кг	600	1500	3000	6000
Балл	1 очень низкое	2 низкое	3 среднее	4 высокое

При содержании калия в соке растения 1500 мг/кг и ниже необходимо внести калийные удобрения.

2. Определение магния в клеточном соке

Определение магния основано на образовании окрашенного соединения при взаимодействии титанового желтого с гидроокисью магния. Помещают каплю разбавленного сока (1:3) в углубление капельной пластинки, одновременно в четыре другие углубления помещают стандартные растворы по капле. К соку растения и стандартным растворам прибавляют последовательно по капле титанового желтого, перемешивают, затем по капле едкого натра.

Более четкие результаты получаются при добавлении во все углубления по капле 1% свежеприготовленного раствора крахмала перед добавлением едкого натра. Полученную окраску исследуемого сока сравнивают с окраской цветной бумажной шкалы или окраской шкалы

стандартных растворов на капельной пластинке. Результаты опыта заносят в таблицу 4.

При содержании магния в соке растения 100 мг/кг и ниже необходимо внести магнийсодержащие удобрения, например, калимагнезию.

Таблица 4

Результаты анализа на содержание магния в соке

Номер стандартного раствора	1	2	3	4
Магний, мг/кг	40	100	200	400
Балл	1 очень низкое	2 низкое	3 среднее	4 высокое

3. Определение хлора в клеточном соке

Определение хлора основано на титровании его раствором азотнокислого серебра определенной концентрации. Индикатором, показывающим конец титрования, является хромовокислый калий, который образует красный осадок хромовокислого серебра лишь после того, как весь хлор будет осажден азотнокислым серебром. В углубления капельной пластинки или фарфоровые чашечки помещают кусочки индикаторной бумаги и добавляют по 1 капле сока, затем прибавляют по каплям реактив на хлор, перемешивают до появления коричневой окраски. Записывают количество капель реактива, пошедшее на титрование хлора и определяют его содержание по таблице 5.

Таблица 5

Результаты анализа на содержание хлора в соке

Число капель	1	2	3	4	5	6
Содержание хлора, мг/л сока	0-1	1-2	2-3	3-4	4-5	5-6
Среднее значение	0,5	1,5	2,5	3,5	4,5	5,5

При расходовании на титрование одной капли сока и 1-3 капель азотнокислого серебра содержание хлора считается нормальным, при расходовании 4 капель – повышенным, при 5 и более – токсичным.

4. Обработка полученных результатов и выводы

Все результаты опытов переносятся в сводную таблицу 6, по ним делаются выводы о содержании минеральных элементов в исследуемых растениях и даются рекомендации.

Таблица 6

Результаты анализа клеточного сока на содержание азота, фосфора, калия, магния, хлора и рекомендации по внесению удобрений

Элементы	Содержание	Рекомендации
Азот		
Фосфор		
Калий		
Магний		
Хлор		

Контрольные вопросы:

1. Для каких целей используется лаборатория Магницкого?
2. В какие вегетационные сроки целесообразно проводить анализ сока растений на наличие в них макроэлементов?

Работа 6. Микрохимический анализ золы растений

Введение. Зола, получаемая при сжигании растений, содержит большое количество химических элементов, среди которых есть макроэлементы (фосфор, сера, калий, кальций, магний) и микроэлементы (железо, медь, цинк, марганец, молибден, бор).

Для изучения химического состава золы можно использовать микрохимический метод, для которого требуется небольшое количество золы растений. Материалом для работы может служить табачный пепел или озоленные листья растений.

Все реакции на обнаружение химических элементов золы проводят на чистых и сухих предметных стеклах. Тупым концом стеклянной палочки наносят на стекло каплю раствора золы, и на расстоянии 4-5 мм от нее – каплю соответствующего реактива. Заостренным концом стеклянной палочки соединяют капли дугообразным «каналом» где происходит реакция, при этом по краям «канала» будет наблюдаться быстрая кристаллизация продуктов реакции. Образующиеся кристаллы рассматривают под микроскопом и зарисовывают в тетрадь. Предметные стекла и стеклянные палочки используют новые для каждого анализа.

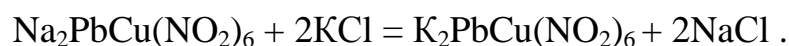
Материалы, оборудование и реактивы: 1) предметные стекла; 2) глазные стеклянные палочки; 3) фильтровальная бумага; 4) микроскопы; 5) дистиллированная вода; 6) зола или табачный пепел; 7) 10%-ный раствор

HCl; 8) 1%-ный раствор H_2SO_4 ; 9) 10%-ный раствор NH_3 ; 10) 5%-ный раствор Na_2HPO_4 ; 11) 10%-ный раствор молибдата аммония в 1%-ном HNO_3 ; 12) 1%-ный раствор $K_4[Fe(CN)_6]$; 13) $Sr(NO_3)_2$; 14) раствор $Na_2PbCu(NO_2)_6$.

Ход работы

1. Обнаружение калия

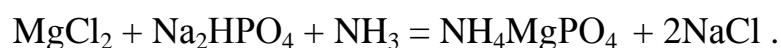
Реактивом на ионы калия K^+ служит водный раствор комплексной соли $Na_2PbCu(NO_2)_6$. Реакция идет с образованием свинцово-медно-азотнокислого калия по уравнению



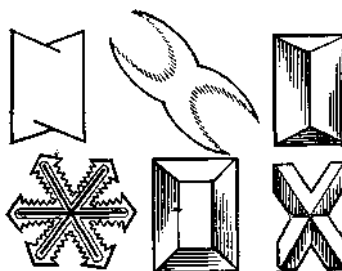
При наличии в золе калия образуются свинцово-черные и темно-коричневые кристаллы кубической и шестигранной формы.

2. Обнаружение магния

Чтобы обнаружить магний в золе, каплю раствора золы вначале нейтрализуют аммиаком. На стекло наносят каплю суспензии золы, затем каплю раствора аммиака, а затем соединяют с каплей реактив 1%-ного раствора Na_2HPO_4 . Происходит реакция:

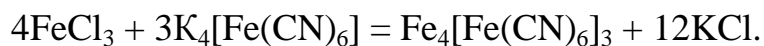


Кристаллы фосфорно-аммиачно-магнезиальной соли имеют вид вытянутых узких прямоугольников, перекрещивающихся палочек, рамок:



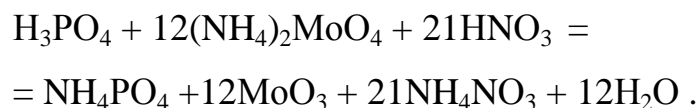
3. Обнаружение железа

Для обнаружения железа в золе используют цветную реакцию с железосинеродистым калием (1%-ный раствор желтой кровяной соли). Во время реакции образуется «берлинская лазурь» ярко-синего цвета:

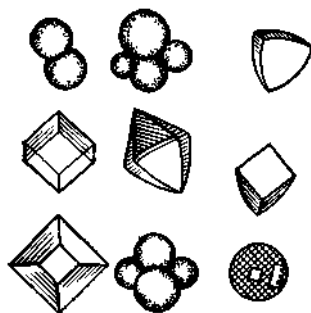


4. Обнаружение фосфора

Для обнаружения фосфора используют 1%-ный раствор молибденовокислого аммония в 15%-ном растворе HNO_3 . При смешивании зольной вытяжки с этим реактивом, происходит реакция:

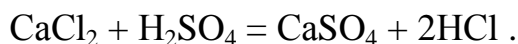


В результате реакции образуется зеленовато-желтый скрытокристаллический осадок фосфорно-молибденового аммиака:



5. Обнаружение кальция

Чтобы обнаружить кальций используют 1%-ный раствор H_2SO_4 . В присутствии кальция происходит реакция:

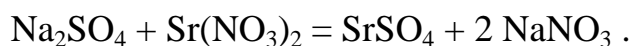


В результате реакции выпадают игольчатые кристаллы гипса или звездчатые сростки кристаллов.



6. Обнаружение серы

Присутствие серы обнаруживают прибавлением 1%-ного раствора азотнокислого стронция к вытяжке золы. Происходит реакция:



На границе раздела фаз (жидкость- воздух) по краю «канала» образуются мелкие закругленные черные кристаллы сернокислого стронция.

Полученные результаты микрохимического анализа золы растений заносятся в сводную таблицу 1. Кристаллы зарисовывают.

Делаются выводы по результатам опытов о содержании различных элементов в золе растений.

Таблица 1

Микрохимический анализ золы растений

Исследуемый элемент	Полученное вещество (формула)	Форма кристаллов
Калий		
Магний		
Фосфор		
Кальций		
Железо		
Сера		

Контрольные вопросы:

1. Для чего используется микрохимический анализ золы растений?
2. Какие элементы можно определить с помощью микрохимического анализа золы?
3. На чем основан принцип микрохимического анализа золы растений?

РАЗДЕЛ VII. РОСТ И РАЗВИТИЕ РАСТЕНИЙ

Рост и развитие растений – важнейшие физиологические процессы, протекающие в растительном организме.

Рост – необратимое увеличение размеров и массы тела, связанное с новообразованием элементов структуры организма. Рост растений складывается из роста клеток, тканей и органов. Общий закон роста – неравномерность и периодичность, что обусловлено внутренними причинами.

Развитие – качественные изменения структуры и функций растительного организма и его отдельных составляющих – органов, тканей и клеток, возникающих в процессе онтогенеза.

Все процессы роста и развития растений осуществляются через деление, растяжение и дифференциацию клеток (приобретение клеткой специальной функции в процессе развития). Рост в длину и ветвление побегов и корней происходит благодаря деятельности апикальных меристем верхушек побегов и кончиков корней, рост в толщину – благодаря деятельности клеток камбия. Каждая клетка в процессе развития проходит фазы: 1) меристематическую или эмбриональную; 2) роста или растяжения; 3) дифференциации.

К важным внутренним факторам роста и развития растений относятся вещества высокой физиологической активности, содержащиеся в растениях, - **фитогормоны** – регуляторы роста и развития растений. К ним относятся **стимуляторы роста** (цитокинины, ауксины, гиббереллины) и **ингибиторы роста** (2,4-дихлорфеноксиуксусная кислота в больших концентрациях, бензойная, коричная, салициловая кислоты, кумарин, абсцизовая кислота и др.). Эти вещества образуются в одних тканях и органах растения, а действуют на другие. В зависимости от физиологического состояния растений фитогормоны могут стимулировать

или ингибировать те или иные процессы, происходящие в растениях. Искусственные фитогормоны широко применяют для укоренения черенков, подавления роста сорняков, нарушения или создания покоя у растений, опадения листьев и лишних завязей, усиления или торможения роста, предуборочного высушивания листьев и т. д.

На рост и развитие растений также очень сильно влияют внешние факторы: интенсивность и спектральный состав света, продолжительность дня и ночи, температура воздуха и почвы, влажность и наличие органических и минеральных веществ в почве, смена времен года.

В течение жизни растения осуществляют ростовые движения, изменяя положение своих органов в пространстве. Различают два основных типа ростовых движений: тропизмы и настии.

Тропизмы – ориентированные ростовые движения отдельных органов растения в ответ на одностороннее действие внешнего раздражителя: **фототропизм** – реакция на источник света; **геотропизм** – реакция на земное притяжение и т.д. **Настии** – движения органов растений в ответ на изменение диффузно действующих факторов внешней среды (свет, температура и др.)

В природе у растений наблюдается чередование периодов интенсивного роста и периодов покоя – **периодичность роста растений**, связанная с периодической сменой времен года, наступления зимы, сезона дождей, засухи. При этом у растений отмечается **вынужденный покой**, обусловленный неблагоприятными внешними условиями, и **глубокий покой**, связанный с особенностями внутреннего ритма развития растений.

Для некоторых растений характерен **фотопериодизм** – реакция растений на продолжительность дня и ночи, которая выражается в их приспособлении к длине светового дня, влияющая на вызревание древесины, переход почек к покою, времени листопада, вегетативное и генеративное развитие у однолетников, двулетников, многолетников.

Работа 1. **Определение зон роста в органах растений**

Введение. Для изучения ростовых процессов широко применяют метод нанесения меток на поверхность растущего органа растения через одинаковые расстояния. По мере роста органа эти расстояния увеличиваются и могут быть использованы для характеристики интенсивности роста различных участков растущей зоны органа.

Метки наносятся тушью или маркировочной жидкостью. Для их нанесения используют щетинку, прикрепленную к палочке, тонко заточенную деревянную палочку или нитку, смоченную маркировочной жидкостью.

Материалы и оборудование: 1) проростки гороха с длиной корней 1,5-2 см; 2) проростки подсолнечника высотой 2-3 см; 3) тушь или маркировочная жидкость черного цвета; 4) инструмент для нанесения меток на органы растения; 5) препаровальные иглы; 6) линейки; 7) древесные опилки; 8) влажные камеры для роста растений; 9) плоские глубокие сосуды для проращивания семян; 10) пинцеты; 11) миллиметровая бумага.

Ход работы

1. Определение зоны роста корня

Берут семена гороха (фасоли, конских бобов или кукурузы), проращивают их во влажных опилках в сосудах, закрытых стеклом (слой опилок в них должен быть толщиной не менее 3-4 см), в которых стеклянной палочкой делают углубления для свободного и строго вертикального роста корня. Затем на небольших (длиной 1,5-2 см) совершенно прямых, предварительно осторожно обсушенных фильтровальной бумагой корнях (3-4 корня), наносят метки, начиная от кончика корня на расстоянии 1 мм одной от другой (около 15-20 меток). Они должны быть тонкими и хорошо заметными.

Далее проростки помещают в благоприятные для роста условия: во влажную камеру в темной комнате при температуре 20-25 град. С. Через сутки измеряют расстояния между метками и вычисляют средний суточный прирост различных участков корня. Результаты опыта заносят в таблицу 1.

Таблица 1

Изучение прироста различных зон корня гороха

Номер отрезка	Зона прироста корня, мм																	
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18
Номер проростка																		
1																		
2																		
3																		
4																		

Результаты эксперимента также выражают графически, откладывая на оси абсцисс номера отрезков корня, а на оси ординат – длину соответствующих приростов корня. Делают выводы о характере роста корня гороха.

2. Определение зоны роста стебля

На четырех проростках подсолнечника высотой 2-3 см, начиная от верхушки проростка, тушью наносят по 10 меток на расстоянии 2 мм друг от друга. Проростки помещают в темноту при температуре 20-25 град. С.

Через сутки измеряют расстояния между метками и вычисляют прирост различных участков стебля.

Результаты опыта заносят в таблицу 2.

Таблица 2

Изучение прироста различных зон стебля подсолнечника

Номер отрезка Но- мер про- ростка	Зона прироста стебля, мм									
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
1										
2										
3										
4										

Результаты эксперимента также выражают графически, откладывая на оси абсцисс номера отрезков стебля, а на оси ординат – длину соответствующих приростов стебля. Делают выводы о характере роста стебля подсолнечника.

Контрольные вопросы:

1. Что такое рост растений? Чем он отличается от развития растений?
2. Для чего используется метод определения зон роста в органах растений?
3. Какие органы растений наиболее удобны для изучения роста растений?

Работа 2. Влияние действия гетероауксина на рост корней у проростков злаков

Введение. *Ауксины* являются производными индола. Они синтезируются в точках роста, меристемах побегов, в растущих зародышах, семяпочках, в семядолях и листьях растений. Ауксины вызывают усиленное образование боковых и придаточных корней, стимулируют рост плодов, задерживают преждевременное опадение листьев и плодов. Благодаря этим свойствам, их широко применяют при выращивании растений.

Гетероауксин оказывает действие на рост корней у растений. Оптимальные концентрации гетероауксина вызывают усиление корнеобразования у растений. Малые концентрации препарата не оказывают влияния на корнеобразование, избыточные концентрации гетероауксина приводят к угнетению роста корней.

Материалы и оборудование: 1) семена различных растений (пшеницы или кукурузы); 2) чашки Петри (5 штук); 3) 0,01 %-ный раствор гетероауксина; 4) фильтровальная бумага; 5) термостат; 6) линейки; 7) пробирки; 8) пипетки на 1 и 10 мл.

Ход работы. Сначала готовят растворы гетероауксина нужных концентраций. Для этого берут 1 мл исходного 0,01 %-ного раствора гетероауксина, помещают его в пробирку и добавляют 9 мл воды, перемешивают его и получают 0,001 % раствор гетероауксина; затем берут 1 мл 0,001 %-ного раствора гетероауксина, помещают в пробирку и добавляют 9 мл воды – получают 0,0001%-ный раствор гетероауксина; берут 1 мл 0,0001 %-ного раствора гетероауксина, помещают в пробирку и добавляют 9 мл воды – получают 0,00001 %-ный раствор гетероауксина.

Берут 5 чашек Петри, на дно которых уложена фильтровальная бумага. В первую добавляют 9 мл воды (контроль); во вторую – 9 мл 0,01

%-ного раствора гетероауксина, в третью – 9 мл 0,001 %-ного раствора гетероауксина, в четвертую – 9 мл 0,0001 %-ного раствора гетероауксина, в пятую – 9 мл 0,00001 %-ного раствора гетероауксина (контрольные варианты).

На увлажненную фильтровальную бумагу в каждую чашку раскладывают по 5 зерновок кукурузы или пшеницы и закрывают чашки Петри крышками. Затем их помещают в термостат с температурой 25° С, снабдив этикетками. Через неделю измеряют длину всех образовавшихся корешков в контрольном и опытных вариантах. Результаты измерений заносят в таблицу 1.

Таблица 1

Изучение влияния различных концентраций гетероауксина на рост корней у злаковых растений

Вариант опыта	Суммарная длина корешков, см	Средняя длина корешков на одно растение, см	Длина корешков, % к контролю
Водопроводная вода (контроль)			
Гетероауксин: 0,01 % 0,001 % 0,0001 % 0,00001 %			

После обработки полученных результатов делают выводы о влиянии различных концентраций гетероауксина на рост корней у злаковых культур.

Контрольные вопросы:

1. Какую роль выполняют ауксины в растительном организме?
2. Где образуются ауксины в растительном организме?
3. Как различные концентрации гетероауксина влияют на образование корней у злаковых растений?

Работа 3. Влияние гетероауксина на укоренение черенков фасоли

Введение. Так как гетероауксин вызывает усиленное образование корней у черенков травянистых (особенно у фасоли) и древесно-кустарниковых растений, то его часто применяют при размножении растений. На этом основано его использование в питомниках для ускоренного размножения посадочного материала.

Материалы и оборудование: 1) десятидневные проростки фасоли; 2) 0,01 %-ный раствор гетероауксина; 3) пинцеты; 4) химические стаканы на 200 мл; 5) скальпели; 6) кристаллизатор.

Ход работы. Берут десятидневные проростки фасоли высотой 11-13 см. Срезают скальпелем у основания шесть одинаковых по высоте и общему развитию проростка, подрезают их под водой в кристаллизаторе примерно на 1 см. Три проростка (контроль) помещают в стакан с водопроводной водой, три других (опыт) помещают в такую же посуду с 0,01 %-ным раствором гетероауксина на 3 часа.

Затем черенки вынимают из раствора гетероауксина, ополаскивают водопроводной водой, погружают в воду на глубину 4-5 см и оставляют вместе с контрольным вариантом на свету при температуре 20-25° С до образования корней.

Через неделю учитывают число образовавшихся корней у черенков, обработанных гетероауксином и контрольных. Определяют среднее

количество образовавшихся корешков на одно растение в опыте и контроле.

Фотографируют или зарисовывают опытный и контрольный варианты. Полученные результаты заносят в таблицу 1.

Таблица 1

Изучение влияния гетероауксина на образование корней у черенков фасоли

Вариант опыта	Среднее число образовавшихся корешков на одно растение, шт.	Результат действия гетероауксина, % к контролю
Водопроводная вода (контроль)		
0,01 %-ный раствор гетероауксина		

После обработки полученных результатов делают выводы о влиянии гетероауксина на образование корней у черенков фасоли.

Контрольные вопросы:

1. Для каких целей используются ауксины в питомниках?
2. Какие еще ауксины кроме гетероауксина применяются для усиления корнеобразования у растений?

Работа 4. Влияние гибберелловой кислоты на рост междоузлий стебля карликового гороха

Введение. Наиболее известен *гиббереллин Аз* или *гибберелловая кислота* – это стимуляторы роста растений, которые образуются в

молодых листьях, корнях, в незрелых семенах. Их действие многообразно: они стимулируют рост надземных частей растений, в два-три раза увеличивая длину стеблей по сравнению с контролем, излечивают карликовость и розеточность растений, вызывая растяжение междоузлий стеблей, ускоряют рост плодов и прорастание семян, индуцируют цветение, задерживают образование боковых и придаточных корней.

Гибберелловая кислота (ГК) – природный регулятор роста из группы гиббереллинов. Она оказывает стимулирующее влияние на рост надземной части растений, в частности на растяжение их междоузлий. При этом следует учитывать, что растяжение междоузлий разных ярусов под действием ГК может иметь количественные различия. Поэтому рекомендуется учитывать при изучении влияния обработки растений ГК не только изменение размеров всего стебля, но и его отдельных междоузлий. В качестве объекта исследования удобно использовать молодые растения карликового гороха.

Материалы и оборудование: 1) литровые сосуды с выращенными 2-3 недельными растениями карликового гороха (песчаная или водная культура) – по два растения на одну повторность; 2) 0,01 %-ный раствор ГК; 3) один пульверизатор для воды, другой – для раствора ГК; 4) линейки для измерения.

Ход работы. Берут два сосуда с 2-3 недельными растениями карликового гороха примерно одинаковой высоты, маркируют их (1 – опыт, 2 – контроль). У каждого растения измеряют длину междоузлий каждого яруса и суммарно всего стебля. Записывают результаты.

Затем растения в сосуде № 1 (контроль) опрыскивают водой, а растение в сосуде № 2 - 0,01 %-ным раствором ГК. Объем раствора в обоих случаях равен 1 мл. Оба сосуда помещают на свет на 1 неделю. Через 7 дней фотографируют или зарисовывают результаты опыта.

Повторно измеряют длину всех междоузлий, длину стебля и вновь образовавшихся междоузлий.

Исходные и полученные данные заносят в таблицу 1.

На основе первого и второго измерений высчитывают приросты междоузлий и стебля у контрольных и обработанных ГК растений. Затем приросты опытных растений выражают в процентах от контроля.

Таблица 1

Изучение влияния ГК на рост стеблей и междоузлий у карликового гороха

Номер междоузлия	Контрольные растения		Прирост, мм	Растения, обработанные ГК			
	Длина, мм			Длина, мм		Прирост	
	Исходная	Конечная		Исходная	Конечная	В мм	% к контролю
1							
2							
3							
...							
Стебель							

После обработки полученных результатов делают выводы о влиянии ГК на рост междоузлий и стебля карликового гороха.

Контрольные вопросы:

1. Какова роль гиббереллинов в растениях?
2. Где образуются гиббереллины в растительном организме?

3. Для каких целей используют гиббереллины при выращивании растений?

4. На каких ярусах происходит наибольшее растяжение междоузлий у растений под действием гиббереллинов?

Работа 5. Избирательное (селективное) действие гербицида 2,4-Д на рост двудольных сорняков

Введение. *Гербициды* – это химические вещества, которые используются для борьбы с травянистыми сорняками, *арборициды* используются для борьбы с древесными сорняками.

Эти вещества, воздействуя на целые ферментные, нарушают обмен веществ и энергии, приводят растения к гибели.

Некоторые гербициды могут уничтожать все живые растения.

Селективные гербициды – химические вещества с высокой биологической активностью, отличаются избирательностью действия, то есть в определенных дозах уничтожают сорняки, не повреждая культурные растения.

В качестве гербицидов применяют 2,4-Д, гидразид малеиновой кислоты (ГМК), симазин, атразин.

Для борьбы с двудольными сорняками в посевах злаковых или на газоне применяют производные феноксисукусной кислоты, в частности дихлорфеноксисукусную кислоту (2,4-Д). Натриевая соль 2,4-Д хорошо растворяется в воде.

В концентрациях 0,01-1 % 2,4-Д подавляет рост и развитие сорных двудольных растений и не повреждает злаковые растения. При этом важно строгое соблюдение концентрации раствора 2,4-Д при обработке сорняков, поскольку при очень низких концентрациях 2,4-Д может стимулировать ростовые процессы, а в более высоких (больше 1 %) – угнетать рост и

После обработки полученных результатов делают выводы о селективном влиянии гербицида 2,4-Д на сорняки двудольных растений.

Контрольные вопросы:

1. Что такое гербициды и селективные гербициды?
2. Какие гербициды применяются для борьбы с сорняками?
3. На чем основано применение 2,4-Д в качестве селективного гербицида?

**Работа 6. Обнаружение положительного геотропизма у корня
двудольных растений**

Введение. Способность растений реагировать на земное притяжение называется геотропизмом. Положительно геотропные органы растут к центру Земли (корень), а отрицательно геотропные – в направлении от центра Земли (стебель). Установлено, что роль рецепторов, воспринимающих силу тяжести, выполняют зерна крахмала, осаждающиеся на нижней стороне клетки и влияющие на распределение ростовых веществ. Геотропические изгибы корней происходят под действием ауксина, от концентрации которого в клетках зависят различные направления геотропизма.

Материалы и оборудование: 1) проростки гороха, фасоли, кукурузы, конских бобов с пряморастущим вниз главным корнем до 1,5 см длиной; 2) три стакана или банки емкостью 0,5 л; 3) девять предметных стекол; 4) фильтровальная бумага темного или серого цвета; 5) тонкий шпагат или резинка для укрепления проростков и бумаги на предметном стекле; 6) вода водопроводная.

Ход работы. На предметные стекла, предварительно обернутые фильтровальной бумагой, прикрепляют проростки растений. На трех

стеклах закрепляют проростки с направленными вертикально вниз корнями и помещают их в первую банку. К следующим трем стеклам прикрепляют проростки, корни которых направлены вертикально вверх, и помещают их во вторую банку. К последним трем стеклам прикрепляют проростки, корни которых направлены под углом к горизонтальной плоскости, и помещают их в третью банку. На дно всех трех банок налито немного воды, благодаря чему бумага, на которой находятся проростки, и воздух в банках увлажнены. Банки закрывают неплотно стеклянными крышками. Через сутки наблюдают геотропические изгибы корней.

По результатам опыта делают выводы об обнаружении положительного геотропизма корня у двудольных растений, зарисовывают или фотографируют полученные образцы.

Контрольные вопросы:

1. Что такое положительный и отрицательный геотропизм?
2. Каков механизм геотропизма?

Работа 7. Обнаружение фототропизма побега или его частей у проростков злаков

Введение. Положительный фототропизм органа растения (листа, побега, цветоножки) – это результат задержки роста органа на освещенной его стороне и усиление роста на затемненной его стороне. Орган изгибается в сторону наименьшего роста. Причина этого явления связана с действием ауксинов, которые образуются в точке роста стебля и молодых листьях, движутся вниз по стеблю, снижают величину внеклеточного рН в этой области, в клетку проникает вода, ее оболочка растягивается, образуется дополнительный материал клеточной стенки, стебель изгибается в сторону источника света, вызывая фототропизм.

Материалы и оборудование: 1) проростки злаков ячменя или пшеницы; 2) два сосуда (контейнера) с почвой или влажными опилками; 3) фототропическая камера; 4) настольная лампа или яркий солнечный свет.

Ход работы. Высаживают густо пророщенные семена ячменя или пшеницы в два контейнера в почву или опилки и выращивают растения до высоты 4-5 см. Один контейнер с проростками помещают в условия одностороннего освещения (в фототропическую камеру), второй контейнер оставляют на диффузном ярком освещении. Фототропическую камеру можно изготовить из картона. Ее внутренние стенки обклеивают черной бумагой, а на одной из сторон, обращенной к источнику света, прорезают отверстие на высоте, соответствующей расположению надземной части проростков. Через два дня подводят итоги опыта, делают рисунки или фотографии.

По результатам опыта делают выводы об обнаружении фототропизма побегов у злаков.

Контрольные вопросы:

1. Что такое фототропизм? Какой внешний фактор его вызывает?
2. Действием какого фитогормона объясняется изгиб стебля растения при явлении фототропизма? Объяснить механизм его действия.

Литература

1. Алехина, Н. Д. Физиология растений : учебник для студентов вузов по направлениям подготовки бакалавров и магистров «Физиология растений» / Н. Д. Алехина, Ю. В. Балнокин, В. Ф. Гавриленко [и др.]. – Москва : Academia, 2005. – 640 с.
2. Влияние условий минерального питания на рост и развитие растений : учеб.-метод. пособие для студентов вузов по направлениям подготовки 020200 «Биология» и 020800 «Экология» / сост. Л. Н. Курганова, Ю. В. Сеницына ; Нижегород. гос. ун-т. – Нижний Новгород : ННГУ, 2005. – 20 с.
3. Минеральное питание растений : метод. указания для выполнения лаборат. работ по физиологии растений студентами по направлению «Биология» / сост. Л. Н. Курганова, Л. Н. Чернорукова ; Нижегород. гос. ун-т. – Нижний Новгород : ННГУ, 1998. – 10 с.
4. Практикум по физиологии растений : учеб. пособие для студентов с.-х. высш. учеб. заведений / под ред. Н. Н. Третьякова. – Москва : Колос, 1982. – 272 с.
5. Третьяков, Н. Н. Физиология и биохимия сельскохозяйственных растений : учеб. пособие для студентов высш. учеб. заведений / Н. Н. Третьяков, Е. И. Кошкин, Н. М. Мокрушин [и др.]. – Москва : Колос, 1998. – 639 с.
6. Физиология растительной клетки. Водный режим растений : метод. указания для выполнения лаборат. работ по дисциплине «Физиология растений с основами биохимии» / сост. Н. М. Юртаева ; Нижегород. гос. архитектур.-строит. ун-т. – Нижний Новгород : ННГАСУ, 2000. – 20 с.
7. Фотосинтез и дыхание : практикум для студентов биол. фак., изучающих курс ОПД «Физиология растений» / Ю. В. Сеницына, Л. Н.

Олюнина, Е. О. Половинкина ; Нижегород. гос. ун-т. – Нижний Новгород : ННГУ, 2009. – 32 с.

8. Чернышенко, О. В. Физиология растений : метод. указания к выполнению контр. заданий и лаборатор. работ для студентов заоч. обучения по специальности 656200 / О. В. Чернышенко ; Моск. гос. ун-т леса. – Москва : МГУЛ, 2002. – 24 с.

9. Воскресенская, О. Л. Физиология растений [Электронный ресурс] : учеб. пособие / О. Л. Воскресенская, Н. П. Грошева, Е. А. Сkochилова. – Йошкар-Ола : Марий. гос. ун-т, 2008. – 148 с. – Режим доступа : http://marsu.ru/science/libr/koll/book/fiziologiya_rasteniy.pdf.

10. Гончарова, О. С. Методическое руководство к выполнению практических заданий всероссийских олимпиад школьников по биологии [Электронный ресурс] / О. С. Гончарова, М. Л. Куравский. – Режим доступа : <http://rudocs.exdat.com/docs/index-75677.html>.

11. Наренова, С. М. Использование комплексного лабораторного практикума по химии в подготовке студентов экологических специальностей [Электронный ресурс] / С. М. Наренова, Г. В. Кузьмина ; Кызылордин. гос. ун-т // Международный журнал экспериментального образования. – 2013. – № 8. – С. 48-50. – Режим доступа : http://www.rae.ru/meo/?section=content&op=show_article&article_id=3881&lng=en.

12. Практикум по физиологии растений [Электронный ресурс] : метод. указания по лаборат. работам / сост. В. М. Гольд, Н. А. Гаевский, Т.И. Голованова [и др.]. – Режим доступа : files.lib.sfu-kras.ru/ebibl/umkd/165/u_lab.pdf.

13. Физиология растений. Версия 1.0 [Электронный ресурс] : электр. учеб.-метод. комплекс по дисциплине / В. М. Гольд, Н. А. Гаевский, Т. И. Голованова [и др.]. – Красноярск : ИПК СФУ, 2008. – (Физиология растений : УМКД № 165-2007 / рук. творч. коллектива В.М. Гольд).(Номер гос. регистрации в ФГУП НТЦ «Информрегистр» 0320802725 от 20.12.08).

Юртаева Наталья Михайловна

Малый практикум по физиологии растений

Учебное пособие

Редактор
Д.М. Фетюкова

Подписано в печать _____ Формат 60x90 1/16. Бумага газетная. Печать трафаретная

Уч. изд. Л . Усл. Печ. л . Тираж 300 экз. Заказ №

Федеральное государственное бюджетное образовательное учреждение высшего профессионального образования «Нижегородский государственный архитектурно-строительный университет» 603950, Н.Новгород, Ильинская 65.
Полиграфцентр ННГАСУ, 603950, Н.Новгород, Ильинская 65.