

МИНИСТЕРСТВО ОБРАЗОВАНИЯ РОССИЙСКОЙ ФЕДЕРАЦИИ
ФЕДЕРАЛЬНОЕ АГЕНТСТВО ПО ОБРАЗОВАНИЮ

Государственное образовательное учреждение
высшего профессионального образования
«Оренбургский государственный университет»

Кафедра общей биологии

Г.П. АЛЁХИНА С.В. ХАРДИКОВА

ФИЗИОЛОГИЯ РАСТЕНИЙ

МЕТОДИЧЕСКИЕ УКАЗАНИЯ К ЛАБОРАТОРНЫМ ЗАНЯТИЯМ

Рекомендовано к изданию Редакционно-издательским советом
государственного образовательного учреждения
высшего профессионального образования
«Оренбургский государственный университет»

Оренбург 2009

УДК 581.1 (076.5)
ББК 28.57 я 73
А 49

Рецензент
профессор, доктор биологических наук А.М. Русанов

Алёхина, Г.П.
А 49 **Физиология растений : методические указания к лабораторным занятиям / Г.П. Алехина, С.В. Хардикова. – Оренбург : ГОУ ОГУ, 2009. - 51 с.**

Методические указания состоит из разделов, которые включают контрольные вопросы для самоподготовки, руководство к выполнению лабораторных работ, которые позволяют расширить знания по теоретическому курсу и приобрести навыки экспериментальных исследований.

Методические указания предназначены для выполнения лабораторных работ по дисциплине «Физиология растений» для студентов специальностей 020201 «Биология», 013500 «Биоэкология», 020209 «Микробиология», 020701 «Почвоведение» очной формы обучения.

ББК 28.57 я 73

© Алёхина Г.П.,
Хардикова С.В., 2009
© ГОУ ОГУ, 2009

Содержание

Введение.....	4
1 Физиология растительной клетки. Основные вопросы темы.....	5
1.1 Знакомство с устройством биологического микроскопа типа МБР-3.....	5
1.1.1 Изучение устройства биологического микроскопа МБР-3.....	5
1.1.2 Установка микроскопа в рабочее положение	7
1.2 Техника исследования с помощью микроскопа МБР-3.....	8
1.3 Методы исследования применяемые в физиологии растений.....	10
1.3.1 Однородность пробы.....	10
1.3.2 Выращивание проростков растений.....	10
1.3.3 Варианты и повторности.....	11
1.3.4 Измерение длины и площади.....	11
1.3.5 Определение массы.....	12
1.3.6 Инфильтрация тканей.....	13
1.4 Лабораторные работы по разделу «Физиология растительной клетки».....	14
2 Водный режим растений. Основные вопросы темы.....	18
2.1 Лабораторные работы по разделу «Водный режим растений».....	18
2.2 Вопросы к зачету по разделам «Физиология растительной клетки» и «Водный режим растений».....	21
3 Фотосинтез. Основные вопросы темы.....	22
3.1 Лабораторные работы по разделу «Фотосинтез».....	22
4 Корневое питание растений. Основные вопросы темы.....	29
4.1 Лабораторные работы по разделу «Корневое питание растений».....	29
4.2 Темы докладов семинарского занятия.....	33
5 Дыхание растений. Основные вопросы темы.....	34
5.1 Лабораторные работы по разделу «Дыхание растений».....	35
6 Рост и развитие растений. Основные вопросы темы.....	38
6.1 Лабораторные работы по разделу «Рост и развитие растений».....	38
7 Гормоны роста растений. Основные вопросы темы.....	40
7.1 Лабораторные работы по разделу «Гормоны роста растений».....	40
8 Механизмы защиты и устойчивости растений. Основные вопросы темы.....	43
8.1 Лабораторные работы по разделу «Механизмы защиты и устойчивости растений».....	43
9 Экзаменационные вопросы по курсу физиологии растений	48
Список использованных источников.....	50

Введение

Физиология растений - наука об организации и координации функциональных систем зеленого растения. Предметом изучения физиологии растений являются процессы, происходящие в растительном организме на разных уровнях организации: биоценоотическом, организменном, органном, клеточном, субклеточном, молекулярном и даже субмолекулярном. В задачи физиологии растений входит познание закономерностей жизнедеятельности растений, раскрытие молекулярных основ сложных функций и механизмов их регуляции в системе целого организма.

Изучение закономерностей развития растительного организма проводят при помощи различных наблюдений, а также применения описательного и экспериментального методов. При этом необходимо учитывать взаимосвязь растительного организма с условиями окружающей среды.

Методические указания написаны в соответствии с требованиями государственного образовательного стандарта и учебной программы дисциплины. Содержание методических указаний включает следующие разделы: «Физиология растительной клетки», «Водный режим растений», «Фотосинтез», «Корневое питание растений», «Дыхание растений», «Рост и развитие растений», «Гормоны роста растений», «Механизмы защиты и устойчивости растений». Методические указания содержат вопросы для самоподготовки и руководство к выполнению лабораторных работ, которые позволяют приобрести навыки экспериментальных исследований и способствуют более глубокому пониманию данной дисциплины.

1 Физиология растительной клетки

Основные вопросы темы:

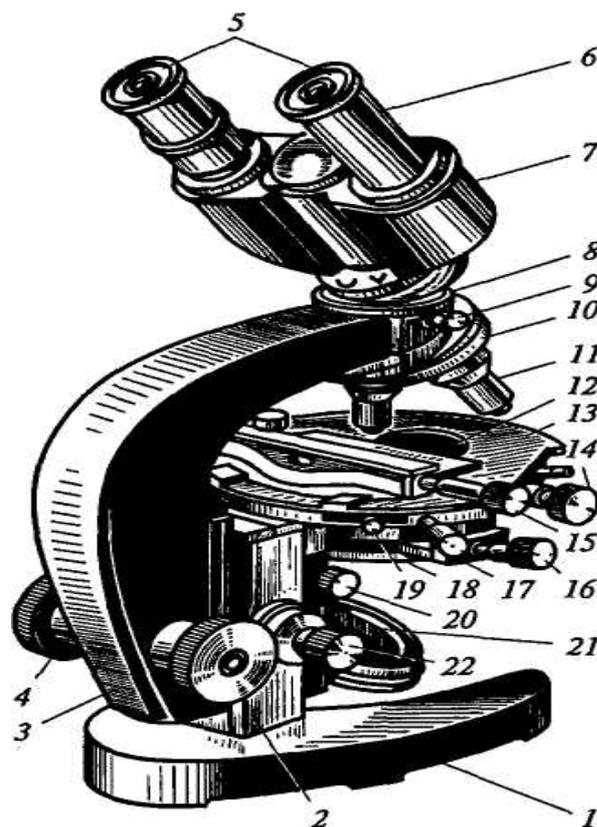
- 1) предмет, задачи и методы изучения физиологии растений;
- 2) роль русских и советских ученых в развитии физиологии растений;
- 3) органеллы растительной клетки;
- 4) химический состав цитоплазмы;
- 5) основные свойства цитоплазмы: вязкость, эластичность, подвижность, раздражимость;
- 6) роль воды в структурообразовании клетки;
- 7) поступление ионов в растительную клетку;
- 8) пассивное поступление веществ в растительную клетку;
- 9) активное поступление веществ в растительную клетку;
- 10) роль ферментов в растительном организме;
- 11) действие ферментов в живой клетке;
- 12) влияние окружающих условий на работу ферментов;
- 13) классификация ферментов;
- 14) белки, жиры и углеводы в растительной клетке;
- 15) органические кислоты и алкалоиды растительного организма;
- 16) роль витаминов в растительном организме.

1.1 Знакомство с устройством биологического микроскопа типа МБР-3

1.1.1 Изучение устройства биологического микроскопа МБР-3

Обратите внимание на его основные системы: механическую, оптическую, осветительную. Для лучшего усвоения материала сравните изображение микроскопа на рисунке 1 с микроскопом, стоящим перед вами. Постарайтесь найти все указанные детали микроскопа и научитесь поворачивать зеркало, револьвер, макровинт.

Механическая система микроскопа служит для фиксации и перемещения различных приспособлений. В ее состав входит несколько частей. Массивное основание микроскопа 1, или подставка, имеющее подковообразную форму, обеспечивает прибору необходимую устойчивость на поверхности рабочего стола. К основанию прикреплена коробка с микрометрическим механизмом 2, с которой подвижно соединен тубусодержатель 3. К тубусодержателю присоединяется головка 8, в гнезде которой с помощью стопорного винта 9 подвижно фиксирована бинокулярная насадка 7 с тубусами 6. Снизу головки 8 прикреплена револьверная пластинка 10, или револьвер, в гнезда которой ввинчиваются объективы.



1 — основание; 2 — коробка с микрометрическим механизмом; 3 — тубусодержатель; 4 — рукоятка макрометрического винта; 5 — окуляры; 6 — тубусы; 7 — бинокулярная насадка; 8 — головка; 9 — стопорный винт, фиксирующий насадку; 10 — револьвер; 11 — объективы; 12 — отверстие на предметном столике; 13 — предметный столик; 14 — рукоятка для перемещения верхней части столика; 15 — рукоятка препаратоводителя; 16 — винт конденсора; 17 — конденсор; 18 — апертурная диафрагма; 19 — стопорный винт столика; 20 — рукоятка конденсора; 21 — подвижное зеркало; 22 — рукоятка микрометрического винта

Рисунок 1 - Общий вид микроскопа МБР – 3

Столик микроскопа 13, или предметный столик, имеющий круглую форму и отверстие 12 в середине, служит для размещения изучаемого объекта — микропрепарата, который фиксируется с помощью зажима и перемещается с помощью рукоятки препаратоводителя 15. Верхняя часть столика представляет собой вращающийся диск, который с помощью рукоятки 14, можно плавно передвигать в горизонтальной плоскости. Однако пользоваться этим механизмом следует лишь при работе с объективами большого увеличения. Кроме того, при обычной работе следует избегать вращения диска, поэтому его закрепляют с помощью специального стопорного винта столика 19. На боковой поверхности тубусодержателя 3 находится рукоятка макрометрического винта 4, или кремальеры, вращая которую можно быстро опускать и поднимать тубусодержатель (вместе с тубусами) и таким образом осуществлять грубую фокусировку. Рядом с этой рукояткой (на боковой поверхности коробки 2)

находится рукоятка микрометрического винта 22, при вращении которой можно плавно поднимать и опускать предметный столик и таким образом осуществлять точную фокусировку. Микрометрическим механизмом следует пользоваться лишь при работе с сильными объективами. Ближе к передней поверхности коробки 2 находится рукоятка конденсатора 20, с помощью которой опускают и поднимают конденсор, имеющий отношение к осветительной системе микроскопа.

Оптическая система микроскопа служит для получения увеличенного изображения исследуемого материала и состоит из окуляров 5, вставленных в отверстия тубусов, и объективов 11, ввинченных в гнезда револьверной пластинки. В практической работе студентов обычно используются окуляры, дающие увеличение в 7, 10, 15 раз ($\times 7$, $\times 10$, $\times 15$), а также объектив малого увеличения ($\times 8$), большого увеличения ($\times 40$) и иммерсионный объектив ($\times 90$). Общее увеличение микроскопа при той или иной комбинации окуляра и объектива равно произведению увеличений каждого из них. Например, комбинация окуляра $\times 10$ и объектива $\times 40$ дает общее увеличение микроскопа в 400 раз.

Осветительная система микроскопа служит для направления световых лучей на исследуемый объект и состоит из подвижного зеркала 21 и конденсора 17, который фиксируется с помощью винта 16. Вращением зеркала, имеющего две поверхности (плоскую и вогнутую), световые лучи направляются в конденсор, представляющий собой систему линз, собирающих лучи и направляющих их в объектив (через отверстие в предметном столике и исследуемый объект). При недостаточно ярком источнике освещения (например, применяя искусственный свет) следует пользоваться вогнутой поверхностью зеркала, которая сильнее концентрирует лучи света. Конденсор снабжен апертурной диафрагмой 18, вмонтированной в его нижнюю часть, которая также помогает регулировать освещенность объекта исследования. Это достигается перемещением специальной ручки, меняющей величину отверстия диафрагмы и таким образом регулирующей величину проходящего через нее светового потока. Кроме того, интенсивность освещенности объекта можно регулировать перемещением конденсора вверх и вниз с помощью рукоятки 20. При перемещении конденсора вверх освещенность объекта увеличивается, при перемещении вниз — уменьшается.

1.1.2 Установка микроскопа в рабочее положение

Установите микроскоп на поверхности рабочего стола против своего левого плеча (тубусами к себе, предметным столиком от себя). Поворотом револьверной пластинки поставьте объектив малого увеличения ($\times 8$) над отверстием предметного столика таким образом, чтобы он занимал срединное (центрированное) положение по отношению к тубусам (при этом срабатывает защелкивающий механизм). С помощью рукоятки макрометрического винта установите расстояние между объективом и поверхностью предметного столика около 1 см. Следует помнить, что изучение любого препарата

начинается с использования объектива малого увеличения.

Откройте полностью апертурную диафрагму под конденсором и поднимите конденсор вверх до упора; глядя в окуляры и одновременно вращая в разных направлениях вогнутое зеркало, нужно добиться яркого и равномерного освещения всего поля зрения. Установленное освещение должно сохраняться до конца работы с микроскопом. Если же оно случайно будет нарушено, то всю процедуру наведения света нужно повторить с самого начала, используя объектив малого увеличения.

Обратите внимание на ошибки, возникающие при самостоятельной работе с микроскопом:

а) все поле зрения затемнено, причиной чего является недостаточный световой поток, поступающий в объектив (это легко устраняется максимальным открытием диафрагмы и вращением вогнутого зеркала до появления яркого освещения);

б) часть поля затемнена, а часть — освещена, т.е. объектив не занял фиксированного положения в гнезде (для исправления нужно повернуть револьвер до упора, после легкого щелчка объектив займет фиксированное положение).

Помните, что микроскоп является точным прибором и требует бережного отношения. При работе с ним необходимо соблюдать определенные правила:

- при переносе микроскопа с одного места на другое следует держать его одной рукой за тубусодержатель, а другой — за основание;

- рукоятку микрометрического винта нельзя грубо вращать (при одном обороте винта столик перемещается на 0,1 мм, что вполне достаточно для точной фокусировки);

- при переводе объектива револьверную пластинку следует вращать плавно, не допуская повреждения защелкивающего механизма, обеспечивающего центрированное положение объектива.

1.2 Техника исследования с помощью микроскопа МБР-3

Оснащение занятия: микроскопы, предметные и покровные стекла, баночки с водой, пипетки, пинцеты, чашки Петри, вата, лук, микропрепараты эвглени зеленой, реактивы — спирт 96°, раствор гематоксилина.

Ход работы

1 Установка микроскопа в рабочее положение .

2 Приготовление и изучение временного препарата клеток пленки лука: для получения нужного материала возьмите дольку разрезанной луковицы и снимите пинцетом кусочек тонкой пленки, покрывающей чешую с внутренней стороны, опустите ее в спирт на 15 мин для фиксации. После окончания фиксации промойте материал в воде и перенесите в раствор гематоксилина на 4—5 мин. Затем приготовьте временный препарат подобно тому, как было описано выше в случае волокон ваты; рассмотрите препарат с использованием малого и большого увеличения микроскопа. Обратите внимание на тесно прилегающие друг к другу клетки вытянутой формы и на крупные округлые

ядра, окрашенные в фиолетовый цвет.

3 Изучение препарата эвглени зеленой при помощи иммерсионного объектива (x90). При работе следует иметь в виду, что иммерсионный объектив, маркированный черной полоской, работает лишь при его погружении в каплю иммерсионного масла. Он используется при изучении наиболее мелких объектов.

Порядок проведения работы следующий:

- поместите препарат эвглени зеленой на предметный столик микроскопа и изучите его с помощью объектива малого увеличения (x8), проделав все необходимые этапы работы, описанные выше. Выбрав необходимый объект (клетки эвглени хорошо определяются благодаря содержанию зеленого пигмента — хлорофилла), поставьте его точно в центр поля зрения;

- приподняв тубус, осторожным вращением револьверной пластинки поставьте в рабочее положение объектив x90. Поднимите конденсор вверх до упора. С помощью стеклянной палочки нанесите на покровное стекло каплю иммерсионного масла;

- глядя на препарат сбоку (чтобы не раздавить его), опустите тубус так, чтобы нижняя линза объектива погрузилась в каплю иммерсионного масла (до соприкосновения с покровным стеклом);

- глядя в окуляры, очень медленно и плавно поднимайте тубус вращением рукоятки макрометрического винта на себя. Добившись появления изображения объекта, установите более точную фокусировку вращением рукоятки микрометрического винта. Если после прохождения фокусного расстояния (оно измеряется в долях миллиметра) не удалось увидеть изучаемый объект, работу следует повторить, начиная с предыдущего пункта. При безуспешном повторении попыток обнаружить объект убедитесь в его строго центрированном положении, используя объектив малого увеличения, а затем вновь перейдите к работе с иммерсионным объективом;

- закончив изучение препарата, вращением рукоятки макрометрического винта поднимите тубус микроскопа, а затем вращением револьверной пластинки верните объектив малого увеличения. Лишь после этого препарат можно снять с предметного столика. С помощью марлевой салфетки снимите масло с иммерсионного объектива и препарата.

Во избежание повреждений линз объектива и микропрепарата не следует опускать тубус, глядя в окуляры. Оптические стекла микроскопа протирают специальной фланелевой тряпочкой либо чистой марлевой салфеткой без какого-либо нажима (перед протиранием можно подышать на линзы). Сильно загрязненные линзы протирают салфеткой, слегка смоченной в бензине, а затем чистой сухой салфеткой. Ни в коем случае нельзя развинчивать объективы (это заканчивается их порчей).

После работы с иммерсионным объективом (x90) с него удаляют иммерсионное масло (сначала чистой фильтровальной бумагой, а затем марлевой салфеткой, слегка смоченной в бензине). Если масло осталось на объективе и засохло, удалить его сможет только специалист. Ни в коем случае нельзя наносить масло на не иммерсионные объективы (x8, x40). Если по

ошибке это все же произошло, следует немедленно удалить масло с линзы объектива салфеткой, смоченной в бензине, а затем тщательно протереть сухой чистой салфеткой.

После окончания работы микроскоп необходимо закрыть специальным чехлом. Микроскопы хранят в закрытых от пыли шкафах.

1.3 Методы исследования применяемые в физиологии растений

В данном разделе представлены наиболее часто применяемые в работах практикума отдельные методы измерений, уточняются понятия проба, вариант, повторность и др.

1.3.1 Однородность пробы

Проводить опыты, измерения, расчеты и статистическую обработку целесообразнее, если используемые пробы в основном однородны. Методы достижения такой однородности очень разнообразны, например, выращивание большого количества растений, необходимых для опыта. Как правило, повторность при этом составляет 100 — 200 семян. Повторностей потребуется меньше, если просеять пробу семян через сито. В любом случае ошибка не должна превышать 1 — 2 %.

Кроме того, для успешного планирования физиологических опытов необходимо знание анатомии растений. Даже в культурах тканей имеются нетипичные сосудистые элементы, которые ведут себя иначе, чем основная масса тканей.

Для приготовления одинаковых срезов следует пользоваться новыми лезвиями для безопасной бритвы, так как ножницы или даже скальпель в значительной степени повреждают ткани. По возможности следует использовать прочное режущее приспособление с двумя или многими лезвиями. Лезвия можно закрепить на одинаковом расстоянии друг от друга в полой металлической трубке, на деревянном или пластиковом бруске или ластике. Прекрасную панель для нарезания представляет собой кусок парафина, так как на нем не тупятся лезвия. Царапины от срезов на парафине можно быстро устранить теплым (но не горячим) столовым ножом или шпателем.

1.3.2 Выращивание проростков растений

Для опытов желательно отбирать сходные по виду и массе семена определенного сорта с известными сроками сбора урожая и всхожестью. Семена перед проращиванием необходимо простерилизовать, чтобы предохранить проростки от инфекции. С этой целью используют 1 %-ный раствор перманганата калия или слабый раствор формалина (1 мл на 300 мл воды) и др. После стерилизации семена отмывают водой и проращивают. Простерилизовать семена можно также облучением их ультрафиолетовым светом в течение 30 мин. Проращивание семян в чашках Петри — самый

простой, доступный и используемый метод. На ее дно укладывают соответствующего диаметра фильтровальную бумагу и равномерно распределяют семена — от 7 до 100 штук. С наружной стороны нижней чашки фломастером обозначают вариант опыта. Затем пипеткой вносят 10 мл раствора, закрывают крышкой, под которую также укладывают влажную фильтровальную бумагу для создания большей влажности, и ставят в термостат при 26 °С. Большое количество проростков выращивают подобным же образом в кюветах, закрывая их крышками или стеклом.

Метод «тряпичной куклы» удобен для выращивания проростков в течение более продолжительного времени и до стадии зеленения листьев. На столе раскладывают полиэтиленовую пленку шириной 10 — 15 см, на нее укладывают фильтровальную бумагу, чистую ткань или салфетки и смачивают ее водой. На подложку с расстоянием 1,0 — 1,5 см друг от друга в несколько рядов раскладывают семена. Пленку вместе с подложкой и семенами скатывают в рулон, перевязывают бечевкой или скрепляют круглой резинкой и помещают в стакан, наполненный на 1/3 — 1/4 водой. Стакан ставят в термостат с температурой 26 °С. Через определенное время проростки снимают с подложки и используют в опыте.

1.3.3 Варианты и повторности

От целей исследования зависит количество вариантов опыта. Каждый вариант отличается от другого только одним параметром. Например, при изучении зависимости интенсивности фотосинтеза от освещенности меняться должен только один параметр — освещенность; все остальные — температура окружающей среды, влажность, минеральное питание и т. д. — должны быть абсолютно одинаковыми. Каждый вариант опыта имеет несколько повторностей — от 2 до 100 и более. При выполнении лабораторной работы в связи с ограниченностью во времени число повторностей невелико (2 — 3). При выполнении самостоятельной, курсовой, дипломной работ число повторностей в опыте и число опытов должно быть значительно больше, чтобы результат был достовернее.

1.3.4 Измерение длины и площади

При измерении длины корней или побегов или длины и ширины листьев, как правило, надо нанести на исследуемый орган метки на определенном расстоянии. При достаточно прямых стеблях и отсутствии несущих листья узлов или если их немного, проще всего воспользоваться дешевым пластмассовым гребешком. Зубцы гребешков, изготовленных машинным способом, совершенно одинаковы, и, поскольку гребни делают разных размеров, можно иметь хороший набор шаблонов для маркировки. Кончики зубцов гребешка прижимают к свежесмоченной штемпельной подушке, затем к стеблю или корню. Чернила окрасят орган растения, и, если дать им высохнуть, они сохранятся и после осторожного полива. Для нанесения более редких меток

можно взять кухонную яйцезерку. Ее проволочки смазывают чернилами, а затем касаются ими растения. Промеры всегда должны производиться по стандарту на протяжении всего исследования. Поскольку растения часто погружены в субстрат на разную глубину, за основу измерений можно взять длину стебля от семядольного или первого узла. Диаметр стебля, который отражает его вторичное утолщение, следует замерять в строго определенном месте; обычно это середина выбранного междоузлия. Точные измерения можно сделать кронциркулем с микрометром.

Существует ряд методов измерения площади поверхности растения, причем все они имеют одинаковый уровень точности. Для определения площади листа можно использовать весовой метод. Он достаточно прост. В этом случае из бумаги вырезают контур листовой пластинки и взвешивают на торсионных или аналитических весах. Из такой же бумаги вырезают три квадрата с определенной площадью, например 100 см^2 ($10 \times 10 \text{ см}$). Затем квадраты взвешивают и вычисляют среднюю массу одного квадрата. Площадь исследуемого листа находят по формуле:

$$S = (a \cdot C) / b,$$

где a — масса контура листа, мг;

b — средняя масса квадрата бумаги, мг;

C — площадь квадрата бумаги, см^2 .

Метод высечек наиболее доступный и продуктивный, что делает его особенно ценным в полевых опытах. Отбирают среднюю пробу растений, быстро срезают листья и определяют их массу. Затем из каждого листа сверлом определенного диаметра выбивают несколько высечек, объединяют вместе и устанавливают массу. Диаметр сверла выбирают в зависимости от размеров листовой пластинки и ее поверхностной плотности. Площадь листьев определяют по формуле:

$$S = (a \cdot C) / b,$$

где a — общая масса сырых листьев, г;

b — общая масса сырых высечек, г;

C — общая площадь высечек, см^2 .

Недостатком метода является относительно невысокая точность. Точные очертания контура быстро получают, обрызгав краской из пульверизатора лист бумаги с прижатым к нему объектом измерения. Если исследуемый объект симметричен, его очертания можно определить с помощью планиметра.

1.3.5 Определение массы

В эксперименте проводят определение «сырой» и «сухой» массы. Ткани сначала слегка просушивают фильтровальной бумагой, чтобы удалить воду с поверхности, и затем сразу же взвешивают. Поскольку вегетативные части растения по меньшей мере на 90 % состоят из воды, данные о массе сырого вещества отражают в основном содержание свободной воды в тканях. Масса сырого вещества может сильно изменяться независимо от фактического роста и увеличения биомассы, например, в результате увядания, высокой

тургесцентности и т.д. Изменения в содержании воды можно устранить путем отбора проб в строго определенное время суток при одних и тех же условиях. Для стандартизации условий полезно поливать растения за 3 — 5 ч до сбора образцов. Результаты рассчитывают в граммах (масса сырого вещества одного растения или органа, например, лист, плод и т.д.).

При определении массы сухого вещества критическим моментом является способ сушки тканей. При слишком низких температурах нельзя полностью удалить всю воду, сушка отнимает слишком много времени и может способствовать росту микроорганизмов. При слишком высоких температурах можно обуглить ткани. Лучше всего использовать сушильный шкаф под вакуумом с температурой от 60 до 70 °С или с принудительной тягой с температурой порядка от 90 до 105 °С. Следует убедиться, что вода удаляется полностью. Сушку рекомендуется проводить в течение 18 — 24 ч; если есть сомнения по поводу степени высушивания пробы, ее следует взвесить, а затем снова на некоторое время поместить в сушильный шкаф. Это называется доведением до постоянной массы. Результаты подсчитывают так же, как и для массы на сырое вещество.

Можно пользоваться также и биохимическими критериями и вести расчеты на общее содержание азота или белка в одном растении, органе или на единицу массы.

1.3.6 Инфильтрация тканей

Инфильтрация тканей — это заполнение межклетников жидкостью.

Инфильтрацию можно проводить с помощью пластикового медицинского шприца. При этом высечки из тканей растений (пластинка листа, срезы стебля и т.д.) помещают в баллон шприца в воду или в вещество, которое надо закачать в межклетники. Отверстие канюли закрывают указательным пальцем, наливают воду на 2/3 объема, закладывают высечки и вставляют поршень. Затем перевертывают шприц канюлей вверх и, убрав палец, выгоняют из баллона воздух, вдвигая поршень. После этого, плотно закрыв пальцем отверстие канюли, оттягивают поршень вниз, в результате чего в баллоне понижается давление. Поскольку высечки должны быть погружены в воду, шприц резко встряхивают, одновременно отнимая палец от канюли. Давление в баллоне шприца резко повышается, и в межклетники высечек, погруженных в воду, загоняется вода — происходит инфильтрация. Повторяя операцию несколько раз, можно добиться полной инфильтрации. Это легко обнаружить по потемнению ткани высечек и по их однородному просвечиванию на свету.

Инфильтрованные высечки опускаются на дно. Иногда этого не происходит из-за образовавшихся пузырьков газа на поверхности высечек. Пузырьки легко удалить кисточкой или стеклянной палочкой.

1.4 Лабораторные работы по разделу «Физиология растительной клетки»

Работа 1 Плазмолиз и деплазмолиз в растительной клетке

2-3 кусочка окрашенного эпидермиса синего лука поместите в каплю, воды на предметное стекло и накройте покровным стеклом, рассмотрите в микроскоп и зарисуйте клетки.

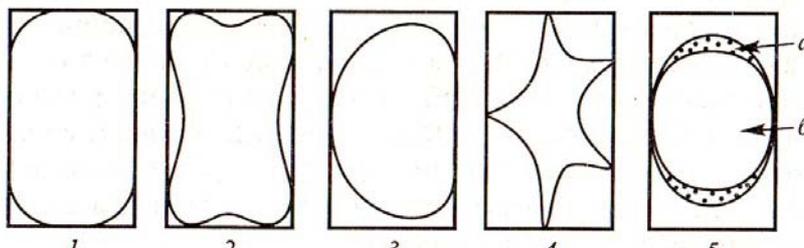
Замените воду в препарате на 1 М раствор хлорида натрия. Для этого около препарата нанесите каплю раствора хлорида натрия и вытяните с другой стороны воду фильтровальной бумагой.

Рассмотрите под микроскопом на протяжении 10-15 минут за изменением протопласта клеток эпидермиса. Затем замените раствор хлорида натрия на воду и снова наблюдайте за изменениями.

Зарисуйте клетки в состоянии плазмолиза и деплазмолиза. Запишите вывод.

Работа 2 Различные формы плазмолиза

Кусочек эпидермиса синего лука поместите в каплю воды, на предметном стекле, накройте покровным стеклом и рассмотрите под микроскопом. Замените воду в препарате на каплю 1М раствора азотнокислого калия и рассмотрите под микроскопом. Сначала наблюдается легкое отделение протопласта от клеточной стенки, переходящее в вогнутый плазмолиз, далее плазмолизированный протопласт округляется и переходит в выпуклый плазмолиз. Описанные формы плазмолиза неустойчивы и время их наступления разнообразно.



1-уголковый; 2-вогнутый; 3-выпуклый; 4-судорожный; 5-колпачковый (а - цитоплазма; б - вакуоль).

Рисунок 2 - Формы плазмолиза

Зарисуйте виды плазмолиза и сделайте вывод.

Работа 3 Определение осмотического давления клеточного сока методом плазмолиза

6 кусочков окрашенного эпидермиса синего лука и 6 листочков элодеи поместите в растворы поваренной соли убывающей концентрации: 0,6; 0,5; 0,4; 0,3; 0,2; 0,1. В каждый раствор опустите по кусочку эпидермиса и по листочку элодеи, предварительно осушите их фильтровальной бумагой. После двадцатиминутного пребывания объектов в указанных растворах рассмотрите

их под микроскопом в капле того же раствора. Данные о степени плазмолиза занесите в таблицу 1. Определите концентрацию, которая вызывает начальную стадию плазмолиза. Искомая изотоническая концентрация (т.е. концентрация раствора, имеющего осмотический потенциал, одинаковый с осмотическим давлением клеточного сока данного объекта) находится между этой концентрацией и той, которая не вызывает плазмолиза.

Таблица 1

Концентрация раствора поваренной соли (в молях)	Степень плазмолиза	
	лук	элодея
0,6		
0,5		
0,4		
0,3		
0,2		
0,1		

Зная изотоническую концентрацию, вычислите осмотическое давление клеточного сока в атмосферах, пользуясь следующей формулой:

$$P = C T R i,$$

где **P** – искомое осмотическое давление в атмосферах;

R – газовая постоянная (0,082);

T – абсолютная температура, равная 273 К + данная температура в °С;

C – молекулярная концентрация;

i – изотонический коэффициент (для хлорида натрия равен 1,5).

Работа 4 Определение сосущей силы методом прямого измерения

Из поперечных срезов паренхимы коры корня моркови и клубня картофеля вырежьте одинаковые кружочки. Миллиметровой бумагой измерьте их диаметр и толщину. Поместите данные кружочки в растворы хлорида натрия различной концентрации. Через 20 минут проведите повторные замеры. Тот раствор, в котором диаметр нарезанных кружочков остался без изменения, по своему осмотическому давлению будет равен величине сосущей силы клеток данной ткани.

Данные запишите в таблицу 2 и сделайте вывод.

Таблица 2

Концентрация раствора хлорида натрия	Объекты исследования			
	Ткань моркови		Ткань картофеля	
	Размер до опыта	Размер после опыта	Размер до опыта	Размер после опыта
0,6				
0,5				
0,4				
0,3				
0,2				
0,1				

Работа 5 Проницаемость плазмолеммы для ионов K^+ (колпачковый плазмолиз)

Снимите верхний эпидермис с чешуи лука и поместите его на 0,5 – 1 час в раствор азотнокислого калия (1 М), налитый в стеклянную чашечку с крышечкой, чтобы не происходило испарения раствора, и концентрация его не повышалась. Затем рассмотрите под микроскопом.

Протопласт дает выпуклый плазмолиз в виде колпачка (колпачковый плазмолиз). Это увеличение объема плазмы (колпачок) обуславливается разжижающим действием ионов K^+ , которые относительно легко проходят через плазмолемму в протопласт и гораздо медленнее проникают далее в вакуоль, так как тонопласт, граничащий с вакуолью, обладает для ионов K^+ гораздо меньшей проницаемостью, чем плазмолемма. Таким образом, плазмолиз в клетке наступает вследствие слабой проницаемости тонопласта, а колпачки плазмы образуют вследствие набухания ее от проникших через плазмолемму ионов K^+ в мезоплазму.

Зарисуйте рисунок и запишите вывод.

Работа 6 Опыт с восстановительным ферментом редуктазой

В пробирку с раствором метиленовой синьки поместите по отрезку старого побега элодеи с отходящими от него молодыми побегами. Через полчаса перенесите побег в воду для удаления красителя, приставшего к поверхности. Отделите несколько листьев различного возраста, разложите их на предметном стекле в воде, покройте покровным стеклом и рассмотрите под малым увеличением микроскопа. Наблюдается, что молодые листья вовсе не окрашиваются полностью, а у листьев промежуточного возраста окрашиваются лишь верхушки, причем, чем старше лист, тем больше площадь окрашенного участка. Основание листа – наиболее молодая его часть – всегда остается бесцветным, за исключением старых листьев.

Молодые листья и наиболее молодые участки прочих листьев обладают высокой восстановительной активностью, вследствие чего проникшая в клетки краска тотчас же восстанавливается. Запишите вывод и зарисуйте рисунок.

Работа 7 Определение активности каталазы в листьях элодеи

На предметное стекло нанесите каплю перекиси водорода. В каплю поместите по листу элодеи различного возраста и тотчас наблюдайте препараты под микроскопом.

Перекись водорода проникает в клетки элодеи и расщепляется в ней каталазой, что видно по бурному выделению из межклеточников пузырьков кислорода. В старых листьях элодеи выделение пузырьков кислорода значительно слабее, чем в молодых. В убитых кипячением листьях элодеи выделения пузырьков кислорода нет.

Запишите вывод и зарисуйте рисунок.

Работа 8 Гистохимические реакции на чистую клетчатку

Серная кислота превращает клетчатку в амилоид, сходный по строению с крахмалом. Амилоид окрашивается йодом в синий цвет.

Поместите срез капустного листа в каплю раствора Люголя. Перенесите срез в каплю 33 %-го раствора серной кислоты и накройте покровным стеклом. Наблюдайте за появлением окраски.

Запишите вывод и зарисуйте рисунок.

Работа 9 Гистохимические реакции на одревесневшую клетчатку

Одревесневшая, т.е. пропитанная лигнином клетчатка хорошо окрашивается основными красками. Кроме того, существуют специальные реакции окрашивания одревесневшей клетчатки.

Поместите срезы капустного листа в 1 %-ный раствор перманганата калия на 5 минут. Промойте срезы в воде, затем промойте срезы в 10 % соляной кислоте в течение 2 минут. Перенесите срезы на предметное стекло в каплю раствора аммиака и накройте покровным стеклом. Наблюдайте за появлением окраски.

Запишите вывод и зарисуйте рисунок.

Работа 10 Гистохимические реакции на опробковевшую клетчатку

Реакция окрашивания суберина гидроокисью калия. Поместите срез в каплю 33 %-го водного раствора гидроокиси калия на предметное стекло и накройте покровным стеклом. Осторожно подогрейте препарат. Наблюдайте за появлением окраски оболочек. Запишите вывод и зарисуйте рисунок.

Работа 11 Микрoхимическая реакция на инулин

С кусочка клубня георгина сделайте несколько срезов. Срезы поместите на предметное стекло и нанесите на них 2–3 капли этилового спирта (сферокристаллы инулина легко растворяются в воде). Покройте покровным стеклом и рассмотрите под микроскопом.

Запишите вывод и зарисуйте рисунок.

Работа 12 Жиры растительной клетки

Очистите 2–3 семечки подсолнечника. На листочек белой бумаги нанесите ими несколько мазков (штрихов). Масло оставляет на листе жирные не исчезающие пятна. Такие же мазки сделайте на предметном стекле.

Смешайте каплю йода с каплей раствора сахара. Нанесите эту смесь на приготовленный мазок. Накройте мазок покровным стеклом и рассмотрите препарат под микроскопом. Вы увидите желтые капли жира и сложные алейроновые зерна.

Запишите вывод и зарисуйте рисунок.

2 Водный режим растений

Основные вопросы темы:

- 1) физико-химические свойства воды и распределение её в растении;
- 2) значение воды в клетках растительного организма;
- 3) водный баланс растения;
- 4) корневая система как орган поглощения воды. Анатомическое строение корня;
- 5) значение транспирации. Лист как основной орган транспирации;
- 6) устьичная и кутикулярная транспирация;
- 7) регуляция устьичного аппарата;
- 8) влияние внешних и внутренних условий на устьичную транспирацию;
- 9) суточные колебания транспирации;
- 10) передвижение воды по растению. Теория сцепления;
- 11) водообмен между ксилемой и флоэмой в растении;
- 12) влияние внешних условий на поступление воды в растение;
- 13) особенности водного обмена у различных экологических групп растений;
- 14) формы почвенной влаги;
- 15) влияние недостатка воды на растение;
- 16) физиологические особенности засухоустойчивости растений;
- 17) методы определения засухоустойчивости растений;
- 18) физиологические основы орошения.

2.1 Лабораторные работы по разделу «Водный режим растений»

Работа 1 Метод инфильтрации (по Молишу)

Межклетники листа обычно бывают заполнены воздухом, благодаря чему при рассмотрении на свет лист представляется матовым. Если произойдет инфильтрация, то есть заполнение межклетников какой-либо жидкостью, то соответствующие участки листьев становятся прозрачными.

Определение состояния устьиц методом инфильтрации основано на способности жидкостей, смачивающих межклеточные оболочки, проникать в силу капиллярности через открытые устьичные щели в ближайшие межклетники, вытесняя из них воздух, в чем легко убедиться по проявлению на

листе прозрачных пятен. Разные жидкости способны проникать в устьичные щели, открытые в разной степени: ксилол легко проникает через слабо открытые устьица, бензол через средне открытые, а этиловый спирт способен, проникать только через широко открытые устьица.

На нижнюю поверхность листа нанесите отдельно маленькие капли ксилола, бензола и этилового спирта. Держите лист в горизонтальном положении до полного исчезновения капель, которые могут либо испариться, либо проникнуть внутрь листа, и рассмотрите лист на свет. Исследуйте по 2-3 листа, выдержанные в различных условиях (освещенные и затемнённые).

Результаты запишите в таблицу 3, отмечая проникновение жидкости знаком «+», а отсутствие проникновения знаком «-».

Сделайте выводы о влиянии внешних условий на устьичные движения.

Таблица 3

Объект	Ксилол	Спирт	Бензол	Состояние устьиц

Работа 2 Определение состояния устьиц при помощи отпечатков (по Г.Х. Молотковскому)

Нанесите на нижнюю сторону листа при помощи стеклянной палочки каплю раствора киноплёнки в ацетоне и быстро размажьте тонким слоем. После полного высыхания снимите плёнку пинцетом, поместите на предметное стекло и рассмотрите при большом увеличении без покровного стекла.

Запишите вывод и зарисуйте рисунок.

Работа 3 Наблюдение за движением устьиц под микроскопом

Перед началом опыта растение нужно хорошо полить и выставить на яркий свет на 1,5 - 2 часа, чтобы вызвать раскрытие устьиц.

Приготовьте срез эпидермиса листа, поместите его на предметное стекло в каплю 5 % раствора глицерина, накройте покровным стеклом и сразу рассмотрите под микроскопом. В замыкающих клетках происходит плазмолиз, устьичные щели закрываются. Замените глицерин под покровным стеклом дистиллированной водой и наблюдайте раскрытие устьиц.

Зарисуйте устьица в открытом и закрытом состоянии и объясните причины устьичных движений.

Работа 4 Сравнение транспирации верхней и нижней сторон листа хлоркобальтовым методом

Просушите над электроплиткой сложенный пополам кусок хлоркобальтовой бумаги до появления ярко-голубого цвета и немедленно приложите его к двум сторонам листа (свежесорванного или непосредственно на растении). Хлоркобальтовые бумажки следует держать пинцетом, не дотрагиваясь до них пальцами, от которых могут остаться розовые пятна.

Чтобы устранить действие атмосферной влаги, осторожно зажмите лист вместе с наложенной на него бумагой между двумя стеклянными пластинами и перевяжите их резиновыми кольцами. Наблюдайте за изменением окраски хлоркобальтовой бумаги.

Запишите результаты.

Работа 5 Определение интенсивности транспирации у растений весовым методом (по Иванову)

Стеклянную колбу на 100 – 150 мл заполните водой комнатной температуры и поместите в нее лист какого-нибудь растения (можно побег). Черешок листа подрежьте в воде. Поверхность воды в колбе покройте растительным маслом слоем 3 – 5мм. Всю установку взвесьте на технических весах с точностью до 10 мг. После одних-двух суток экспозиции взвешивание повторите и по разности между первым и вторым взвешиванием определите количество воды, испаренной листом данного растения за n часов, а затем за 1 час. Для расчета интенсивности транспирации (мг испаренной воды за час на 1м²) нужно определить площадь листа: из бумаги вырезают квадрат 10 x 10 см, который взвешивают на весах, затем лист растения прикладывают к бумаге и обводят контуры. Лист вырезают из бумаги и взвешивают. По пропорции определяют его площадь.

$$Y = \frac{100 \cdot X_2}{X_1}$$

где Y – площадь листа;

X₁ – вес бумажного квадрата;

X₂ – вес листа вырезанного из бумаги.

Запишите вывод и зарисуйте рисунок.

Работа 6 Выделение растениями капельножидкой воды (гуттация)

Для демонстрации в лаборатории опыт готовится за 10 дней до занятия. В горшочки с почвой высевают зерна пшеницы, ржи или овса. Почву поливают водой. Горшочки поставьте в теплое место и периодически поливайте водой. Когда зерна прорастут и ростки достигнут высоты несколько сантиметров, почву нужно полить и накрыть часть ростков сухим стаканом. Горшки с растениями поставьте в тёплое место.

Воздух под стаканом постепенно насыщается водяными парами, как выделяемыми растениями, так и поднимающимися с поверхности почвы. Когда насыщение воздуха водяными парами достигнет определённого предела, растения будут выделять воду не в парообразном, а в капельножидком состоянии. При благоприятных условиях уже через 10-15 минут удастся наблюдать появление капелек на кончиках листьев.

Запишите вывод и зарисуйте рисунок.

Работа 7 Анатомо-морфологические и физиологические особенности листьев в связи с их расположением на растении и возрастом

Опишите морфологическое строение листьев разных ярусов (нижнего и верхнего). Особое внимание обратите на длину листа и черешка, ширину и форму листьев, интенсивность цвета, жесткость, густоту жилкования. С листьев разных ярусов снимите эпидермис и рассмотрите под микроскопом. Чтобы снять эпидермис, можно пользоваться пинцетом или скальпелем. Строение эпидермиса листьев разного ярусов зарисуйте. Обратите внимание на размер клеток, количество устьиц в листьях разного яруса.

Данные запишите в таблицу 4. Запишите вывод.

Таблица 4.

Анатомо-морфологические особенности листьев	Лист нижнего яруса	Лист верхнего яруса
1 Длина черешка		
2 Длина листовой пластинки		
3. Ширина листовой пластинки		
4 Форма листа		
5 Интенсивность цвета листа		
6 Густота жилкования листа		
7 Размер клеток эпидермиса		
8 Количество устьиц		

2.2 Вопросы к зачету по разделам: «Физиология растительной клетки», «Водный режим растений»

- 1 Физиология растений как наука. Предмет, задачи и методы изучения
- 2 Роль русских и советских ученых в развитии физиологии растений
- 3 Органеллы растительной клетки
- 4 Основные свойства цитоплазмы: вязкость, эластичность, подвижность, раздражимость
- 5 Коллоидно-химические свойства цитоплазмы
- 6 Роль воды в структурообразовании клетки
- 7 Активное и пассивное поступление веществ в растительную клетку
- 8 Роль ферментов в растительном организме
- 9 Действие ферментов в живой клетке
- 10 Влияние внутренних условий окружающей среды на работу ферментов
- 11 Классификация ферментов
- 12 Белки, жиры и углеводы в растительной клетке
- 13 Органические кислоты и алкалоиды растительного организма
- 14 Эфирные масла и витамины растительного организма
- 15 Физико-химические свойства и значение воды в клетках растительного организма

- 16 Водный баланс растения
- 17 Корневая система как орган поглощения воды (анатомическое строение корня)
- 18 Значение транспирации. Лист как основной орган транспирации
- 19 Устьичная и кутикулярная транспирация
- 20 Регуляция устьичного аппарата
- 21 Влияние внешних и внутренних условий на устьичную транспирацию
- 22 Суточные колебания транспирации
- 23 Методы определения транспирации
- 24 Передвижение воды по растению. Теория сцепления
- 25 Водообмен между ксилемой и флоэмой в растении
- 26 Влияние внешних условий на поступление воды в растение
- 27 Особенности водного обмена у различных экологических групп растений
- 28 Формы почвенной влаги
- 29 Влияние недостатка воды на растение
- 30 Физиологические особенности засухоустойчивости растений
- 31 Методы определения засухоустойчивости растений
- 32 Физиологические основы орошения

3 Фотосинтез

Основные вопросы темы:

- 1) начальный этап изучения фотосинтеза;
- 2) хлоропласты, их строение и образование;
- 3) методы изучения фотосинтеза;
- 4) физико-химические свойства хлорофилла;
- 5) условия образования хлорофилла;
- 6) каротиноиды и фикобилины;
- 7) фотосинтетический этап фотосинтеза;
- 8) фотохимический этап фотосинтеза;
- 9) ферментативный этап фотосинтеза;
- 10) продукты фотосинтеза;
- 11) влияние внешних условий на процесс фотосинтеза;
- 12) влияние внутренних условий;
- 13) фотосинтез и урожай.

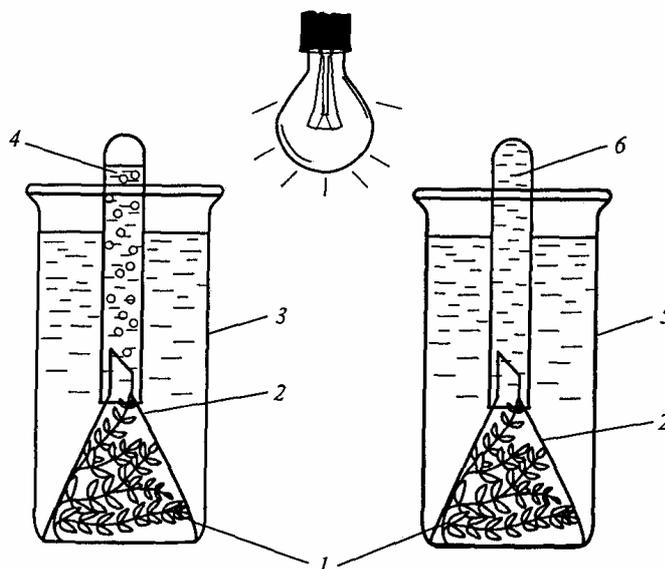
3.1 Лабораторные работы по разделу «Фотосинтез»

Работа 1 Выделение кислорода водными растениями

В один сосуд налейте прокипяченную воду (вода без CO_2), в другой — 0,5 %-ный раствор гидрокарбоната натрия (вода с CO_2). Поместите в сосуды под воронки растения элодеи (см. рисунок 3). На суженные концы воронок наденьте пробирки, заполненные теми же растворами, что и в сосудах. Сосуды с растениями установите под яркий свет (лампа 100 W). Температура всех

жидкостей в опыте должна достигать 26 °С. В пробирку, в которой будет накапливаться газ выделяемый растениями, опустите зажженную лучинку. Горение свидетельствует о присутствии кислорода.

Запишите вывод и зарисуйте рисунки.



1- элодея; 2 – воронка; 3- сосуд с раствором соды; 4- пробирка с раствором соды; 5- сосуд с прокипяченной водой; 6 – пробирка с прокипяченной водой

Рисунок 3 - Влияние углекислого газа на выделение кислорода водными растениями

Работа 2 Обнаружение выделенного при фотосинтезе кислорода с помощью метиленового синего

Известный краситель - метиленовый синий (МС) способен к окислительно-восстановительным превращениям, он может быть как акцептором ионов водорода, так и их донором.

В основе данного опыта лежит свойство метиленового синего давать бесцветное соединение при воздействии восстановителя Na_2SO_3 и переходить снова в окрашенное соединение при воздействии окислителей H_2O_2 или O_2 .

В три пробирки налейте водопроводную воду и подкрасьте метиленовым синим до ярко-голубой окраски, а затем добавьте по каплям Na_2SO_3 до обесцвечивания всех трех растворов. Во вторую пробирку налейте пероксид водорода до изменения цвета снова в ярко-голубой, а в третью поместите растение. Все пробирки поставьте на свет и наблюдайте за тем, как изменяется в них цвет раствора. Температура растворов 26 °С.

Опишите опыт; зарисуйте пробирки; объяснить причину изменения цвета в пробирках.

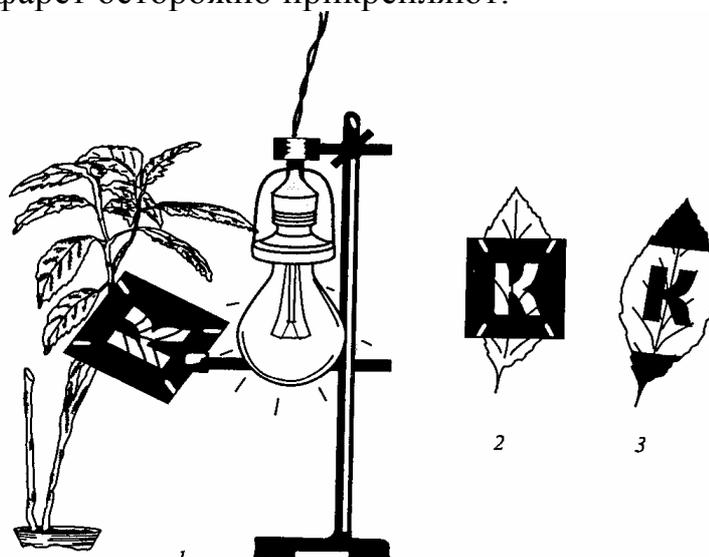
Работа 3 Получение отпечатков на листьях с помощью крахмальной пробы

Эта работа лежит в основе одного из обязательных школьных демонстрационных опытов по ботанике, носящего название «фигура Сакса». Опыт наглядно показывает, что при фотосинтезе на свету в листе образуется органическое вещество в виде крахмала, а также доказывает необходимость света в этом процессе. Работу можно проводить в условиях открытого грунта и на комнатных растениях.

При подготовке листьев к опыту необходимо поместить растения в темноту, чтобы произошел отток углеводов из клеток листа или чтобы они были израсходованы на процессы метаболизма. Комнатные растения переносят в темный шкаф на двое суток (не забывая о поливе), а у грунтовых растений на тот же срок листья закрывают плотной бумагой с обеих сторон.

В жаркий солнечный день бумагу следует заменить фольгой, отражающей свет и препятствующей перегреву листа. К тому же не надо использовать скрепки. Их можно заменить клеящейся лентой, так как она меньше травмирует лист.

Через сутки бумагу заменяют трафаретом с вырезанным отверстием. Трафарет делают из сложенного вдвое листа плотной бумаги или фольги с какой-либо вырезанной фигурой (см. рисунок 4). Накладывая его на лист, надо следить, чтобы очертания фигуры на верхней и нижней сторонах листа совпадали, затем трафарет осторожно прикрепляют.



1- освещенное растение; 2 – лист, закрытый трафаретом; 3 – отпечаток (крахмальная проба)

Рисунок 4 - Получение отпечатков на листьях с помощью крахмальной пробы

Вместо бумажного трафарета на верхнюю сторону листа можно наложить четкий фотографический негатив, тогда с нижней стороны лист тщательно закрывают черной бумагой. Под лист подкладывают дощечку, негатив кладут

эмульсией вверх. Экспозиция на свету может длиться от 2 до 8 ч (в зависимости от вида растения и интенсивности освещения). Зимой в помещении в качестве источника света устанавливают лампу 100—200 W на расстоянии от 60 до 70 см от листа.

По окончании экспозиции на свету листья срезают, снимают с них трафарет, погружают на 2 — 3 мин в кипяток, чтобы убить ткани, а затем в горячий спирт для извлечения пигментов. Колбу со спиртом и листьями помещают в водяную баню с кипящей водой и выдерживают в горячем спирте до полного извлечения пигментов из листьев и их обесцвечивания.

В спирте происходит сильное обезвоживание листа, он становится жестким и легко ломается. Поэтому спирт сливают, а в колбу наливают воду, лист становится мягким, затем его переносят в кювету или в белую тарелку с раствором йода в йодиде калия. Постепенно на освещавшихся участках листа появляется темная фигура, соответствующая трафарету.

Если на листьях получены хорошие отпечатки, их можно сохранить на длительный срок. Для этого берут два стекла, которые по размерам больше листа. Одно стекло подводят под лист, лежащий в растворе йода в йодиде калия, и расправляют его. По краям стекла с двух сторон укладывают по тонкой лучинке. Сверху накрывают вторым стеклом, и оба стекла скрепляют между собой. Лист оказывается в камере между двумя стеклами. В таком виде его опускают в банку с раствором йода в йодиде калия, которую плотно закрывают крышкой. Препарат хранят в темном месте, так как на свету йод и отпечаток на листе быстро обесцвечиваются. Время от времени раствор йода заменяют свежим. Если при длительном хранении отпечаток обесцветился, выбрасывать его не следует. Новый раствор йода восстановит изображение.

Следует заметить, что у разных растений процесс расщепления крахмала длится от 24 до 120 ч. Так, например, листья фасоли, настурции, периллы полностью обескрахмаливаются лишь в течение 96 ч, а в листьях примулы крахмал частично остается и после этого срока. У подсолнечника обескрахмаливание происходит за 24 ч, а у герани, сои, табака и сахалинской гречихи через 72 ч.

Критерием выбора объекта для этой работы может быть сравнительно короткий срок исчезновения крахмала при затенении, быстрая и легкая экстракция пигментов и прочность листьев, обеспечивающая их длительное хранение.

Использование для описанного выше опыта комнатного растения колеус, у которого на листе имеются помимо зеленых участков белые и окрашенные антоцианом, будет его выгодно отличать.

Лист колеуса закрывают полоской черной бумаги, и растение помещают под лампу. Спустя 48 ч лист срезают и выполняют процедуры, описанные выше. Затемненный участок листа, а также белые участки остаются обесцвеченными, а зеленые, освещенные светом, дают темную окраску, свидетельствующую о наличии крахмала. Опытный лист с отпечатком сравнивают с живым листом на растении.

Опишите опыт и методику проявления «отпечатков», зарисуйте листья,

сделайте вывод о том, в какой части листа произошел синтез крахмала.

Работа 4 Пигменты зеленого листа

Фотосинтез происходит в зеленых пластидах – хлоропластах. В состав хлоропластов входят белково-липоидная плазматическая основа (строма) и следующие пигменты:

- хлорофилл «а» - зеленый с синеватым оттенком;
- хлорофилл «б» - зеленый с желтоватым оттенком;
- каротин – желто-оранжевый;
- ксантофилл – золотисто-желтый.

Все эти пигменты нерастворимы в воде, но растворяются в органических растворителях (спирте, ацетоне и других).

Свежие или сушеные листья измельчите ножницами, отбросив крупные жилки и черенки, поместить в ступку, добавить немного CaCO_3 (для нейтрализации кислот клеточного сока) и чистого кварцевого песка или толченого стекла. Тщательно растереть, приливая немного этиловый спирт, полученный темно-зеленый раствор слить по палочке в воронку с фильтром.

Полученную вытяжку налить по 2-3 мл в 2 пробирке и проделать следующие опыты:

1 Разделение пигментов по Краусу

Добавьте к спиртовой вытяжке пигментов несколько больший объем бензина и 2-3 капли воды (чтобы спирт не смешался с бензином). Пробирку несколько раз встряхните и дайте отстояться. Если разделение пигментов будет недостаточно четким (оба слоя окрашены в зеленый цвет), то необходимо прилить еще бензин. Помутнение нижнего слоя (от избытка воды) можно устранить, добавляя немного спирта. Отметьте окраску нижнего спиртового слоя и верхнего бензинового (сделать рисунок).

Сделайте выводы о различной растворимости пигментов в спирте и бензине. При этом нужно учесть, что ксантофилл, будучи двухосновным спиртом, почти не растворяется в бензине. В отношении каротина правильный вывод можно будет сделать, сопоставив результаты данного опыта и следующего.

2 Омыление хлорофилла щелочью

К 2-3 мл спиртовой вытяжки пигментов добавьте 4-5 капель 20 % раствора щелочи и взболтайте. Прилейте в пробирку равный объем бензина, встряхните и дайте отстояться. Отметьте окраску спиртового и бензинового слоев (зарисовать).

В результате данной реакции происходит отщепление спиртов – метилового и фитола, а двухосновная кислота хлорофиллин дает соль.

Соли хлорофиллинов имеют зеленую окраску, но отличаются от хлорофилла своей нерастворимостью в бензине.

Укажите, какие вещества растворимы в спирте, и какие в бензине, имея в виду, что желтые пигменты со щелочью не реагируют.

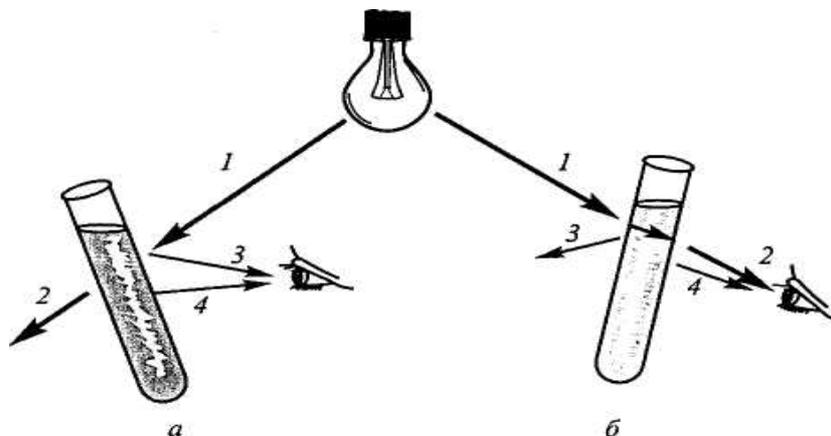
Работа 5 Наблюдение флуоресценции хлорофилла

Флуоресценция хлорофилла — испускание возбужденной молекулой хлорофилла света с длиной волны, большей, чем длина волны света, возбудившего флуоресценцию. Флуоресценция обнаруживается по красному цвету раствора хлорофилла, рассматриваемого в отраженном свете на темном фоне. Возбуждающий флуоресценцию свет значительно интенсивнее света флуоресценции. Поэтому раствор хлорофиллов выглядит зеленым. В отраженном свете в глаз наблюдателя попадает значительно меньше возбуждающего флуоресценцию света, поэтому становится видна сама флуоресценция (см. рисунок 5).

Независимо от длины волны возбуждающего света хлорофилл флуоресцирует только красным светом.

В живом листе основным флуоресцирующим пигментом является хлорофилл *a*. При этом в листьях флуоресценция выражена гораздо слабее, чем в растворе, так как часть поглощенной энергии используется на сенсibilизирование фотохимических реакций. Поэтому возрастание интенсивности фотосинтеза, как правило, влечет за собой ослабление флуоресценции.

Листья растений (1 г) размельчите и разотрите в ступке с 5 мл этилового спирта. Содержимое налейте в пробирку через воронку с бумажным фильтром.



1 — свет лампы, освещающий пробирку с раствором хлорофилла и возбуждающий его флуоресценцию; 2 — свет лампы, проходящий через пробирку с раствором хлорофилла; 3 — свет лампы, отраженный от пробирки; 4 — флуоресценция хлорофилла

Рисунок 5 - Спиртовая вытяжка хлорофилла в отраженных (а) и проходящих лучах (б)

Рассмотрите раствор пигментов в пробирке или колбе в отраженном свете настольной лампы (см. рисунок 5). Отметьте красную флуоресценцию спиртовой вытяжки листа, которая содержит все пигменты. Рассмотрите спиртовую вытяжку листа в проходящем свете, отметьте ее зеленую окраску, обусловленную присутствием хлорофилла. В проходящем свете красная

флуоресценция не видна, так как интенсивный проходящий свет маскирует ее.

Сделайте вывод о наличии флуоресценции у хлорофилла. Опишите способ наблюдения флуоресценции и цвет раствора хлорофилла в проходящем и отраженном свете.

Работа 6 Зависимость ассимиляции углекислоты от качества света

Зависимость ассимиляции углекислоты от качества света хорошо определяется методом счета пузырьков за разными экранами (бесцветным, оранжевым, синим).

Привязанную к стеклянной палочке веточку элодеи поместите в пробирку с водой. Пробирку поставьте в стеклянный сосуд с окрашенной жидкостью или водой.

Экранами могут служить: 1-% раствор двуххромовокислого калия (поглощающий сине-фиолетовую часть спектра и пропускающий желто-красную) и 4-% раствор серноаммиачномедной соли (раствор медного купороса, насыщенный аммиаком до сине-фиолетовой окраски, поглощающий желто-красную часть спектра и пропускающий сине-фиолетовую). Источник света помещают сбоку.

Порядок наблюдений:

- бесцветный экран (в наружный сосуд налита чистая вода);
- оранжевый;
- снова бесцветный;
- синий;
- снова бесцветный.

Подсчитайте количество пузырьков газа, выделившихся за определённый промежуток времени (1-5 минут, в зависимости от скорости выделения пузырьков). Отсчеты следуют начинать, когда ток пузырьков станет равномерным. При работе за синим экраном, нельзя закрывать раствором верхнюю часть пробирки, так как иначе ток пузырьков не будет виден.

Запишите вывод.

Работа 7 Влияние температуры окружающей среды на ассимиляцию углерода

Исследования по влиянию температуры на ассимиляцию углекислоты проводят по той же методике, с той же установкой, указанной в работе 6.

В наружный и внутренний сосуды налейте воду определенной температуры. Для наблюдений за температурой воды во внутренний сосуд вставьте термометр. Можно проводить наблюдения при комнатной (18 °С) и низкой (5 °С) температурах.

Порядок наблюдения:

- вода комнатной температуры;
- вода низкой температуры;
- вода комнатной температуры.

Подсчитайте количество пузырьков газа, выделившихся за одну минуту

или за другой промежуток времени, а затем сделайте расчет на час.

Запишите вывод.

4 Корневое питание растений

Основные вопросы темы:

- 1) способы контроля минерального питания растений;
 - 2) роль макро- и микроэлементов в растительном организме;
 - 3) радиальный и ксилемный транспорт элементов минерального питания;
 - 4) метаболизм корней;
 - 5) влияние внешних и внутренних факторов на минеральное питание растений;
 - 6) особенности усвоения молекулярного азота растениями.
- Азотфиксирующие микроорганизмы;
- 7) азотный обмен растений. Аминокислоты и амиды в растениях;
 - 8) физиологические основы применения удобрений.

4.1 Лабораторные работы по разделу «Корневое питание растений»

Работа 1 Поглощение корнем растворенных в воде веществ

Первая часть работы. Семена растения прорастите до возраста 1 - 3 недель. После указанного времени, за сутки до опыта часть проростков поместите в 0,1% раствор медного купороса. Это опытные растения. Контрольные растения оставьте в воде.

После экспозиции опытные растения извлеките из раствора медного купороса, корни тщательно ополосните в воде, просушите фильтровальной бумагой и опустите в раствор желтой кровяной соли на 2 - 3 минуты.

При смешивании раствора медного купороса и желтой кровяной соли получится продукт реакции – осадок кирпично-красного цвета. Корни опытного растения окрашиваются в кирпично-красный цвет в результате взаимодействия желтой кровяной соли с ионами меди, накопившимися в корневой системе растения. Аналогичным образом обработайте корни контрольного растения. В этом случае окрашивания не происходит, так как корни не поглощали ионы меди из раствора.

Вторая часть работы. Необходимо проследить пути передвижения ионов меди по корневой системе в наземную часть растения. Для этого корни извлеките из раствора желтой кровяной соли и поместите на 3 - 5 минут в воду, чтобы они восстановили тургор. С корней сделайте поперечные срезы. Срезы перенесите на чистое предметное стекло, подсушите фильтровальной бумагой, и нанесите на них 1 - 2 капли желтой кровяной соли. Накройте покровным стеклом, рассмотрите под микроскопом на малом, а затем на большом увеличении. Анатомические структуры корня, участвующие в передвижении ионов меди, будут подкрашены в кирпично-красный цвет. Результаты наблюдений опишите и зарисуйте рисунок с препарата.

Работа 2 Обнаружение нитратов в растениях

Кусочек растительного объекта разотрите пестиком в ступке. Каплю полученного растительного сока поместите на предметное стекло и добавьте в нее несколько капель дифениламина. По изменению окраски судят о содержании нитратов (дифениламин в присутствии иона NO_3^- дает синюю анилиновую окраску). Количество нитратов оценивают по следующей градации: при отсутствии нитратов растительный сок не изменяет цвет, при небольшом количестве нитратов капля растительного сока приобретает светло-голубую окраску, при большом количестве нитратов появляется темно-синяя окраска.

Работа 3 Микрохимический анализ золы растения

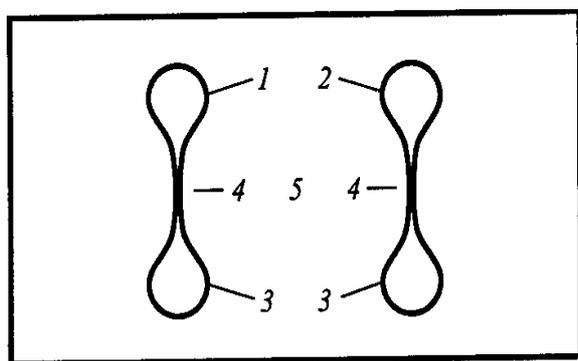
В основе микрохимического анализа лежит свойство некоторых солей образовывать характерной формы кристаллы, по которым можно судить о наличии в составе золы того или иного элемента.

Материалом для работы может служить табачный пепел или озоленные листья растений из которых готовят в пробирках два раствора — водный для выявления Cl^- и K^+ и солянокислый для определения всех остальных ионов. Одну вторую часть золы залейте 3 мл дистиллированной воды, перемешайте и отфильтруйте в чистую пробирку. К оставшейся золе прибавьте 3 мл 10% HCl , перемешайте и отфильтруйте раствор в чистую пробирку.

С растворами проделайте все качественные реакции. Появление типичных кристаллов показывает наличие в золе соответствующих элементов.

Техника проведения реакции показана на рисунке 6.

Следует заметить, что для сохранения чистоты реактивов каждый из них берут отдельной стеклянной палочкой. Для удобства палочку укрепляют в пробке, которой закрывают данный реактив. После использования палочки следует тщательно мыть и вытирать фильтровальной бумагой.



1 — вытяжка из золы; 2 — раствор, содержащий обнаруживаемый элемент; 3 — реактив на обнаруживаемый элемент; 4 — «мостик» между раствором и реактивом; 5 — предметное стекло

Рисунок 6 - Техника проведения реакции

На разные концы предметного стекла поместите по капле необходимого реактива на ион, который хотите выявить. Рядом с одной из них нанесите каплю какой-либо соли, содержащей данный ион, а с другой — каплю

солянокислого или водного экстракта золы. Чистой стеклянной палочкой с заостренным концом две соседние капли соедините перемычками. В результате взаимодействия растворов образуются продукты реакции, которые при медленном подсушивании препарата будут выпадать в осадок с образованием характерных кристаллов. Следует избегать полного перемешивания капель растворов: самые крупные и правильно сформированные кристаллы образуются в тонких перемычках между каплями. Очень важно правильно подсушить препарат. Для этого его держат высоко над пламенем горелки и подогревают до полного испарения воды, слегка перемещая из стороны в сторону. Подсушивание прекращают, как только исчезнет последняя капля жидкости. Кристаллы рассматривают под микроскопом на сухом препарате без покровного стекла, зарисовывают и сравнивают с контрольным вариантом.

Проделайте все качественные реакции с растворами и с экстрактами золы. Появление типичных кристаллов показывает наличие соответствующих элементов в золе.

1 Обнаружение ионов калия:

а) реактивом на ионы калия может быть гидротартрат натрия $\text{NaHC}_4\text{H}_4\text{O}_6$, который с нейтральным раствором солей калия дает осадок гидротартрата калия $\text{KHC}_4\text{H}_4\text{O}_6$ в виде крупных призм и пластинок (см. рисунок 7).

Кристаллы гидротартрата хорошо растворяются в кислотах и щелочах, поэтому для определения иона калия берут водный экстракт;

б) ионы калия можно обнаружить также с помощью хлорида платины PtCl_4 . В этом случае выпадают кристаллы хлороплатината калия K_2PtCl_6 (см. рисунок 7) в виде тетраэдров, октаэдров и кубов желтовато-зеленоватого цвета.

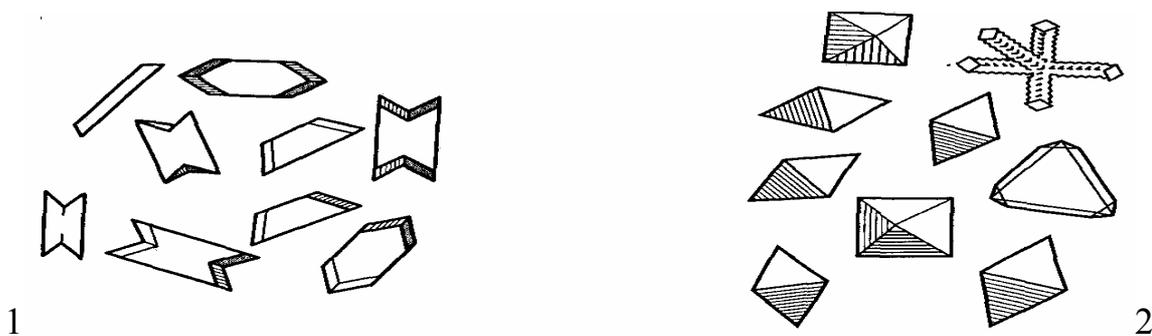


Рисунок 7 - Кристаллы гидротартрата калия (1) и хлороплатината калия (2)

2 Обнаружение ионов кальция:

а) на предметном стекле каплю испытуемого раствора и контрольного раствора соедините с каплями щавелевой кислоты. При медленном нагревании выпадают кристаллы оксалата кальция $\text{CaC}_2\text{O}_4 \cdot 3\text{H}_2\text{O}$ в виде октаэдров, кубов, иногда крестов (рисунок 8);

б) более характерным реактивом на кальций является серная кислота. В результате этой реакции при той же технике выполнения выпадают игольчатые

кристаллы гипса $\text{CaSO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$, которые иногда располагаются группами, напоминающими снежинки;

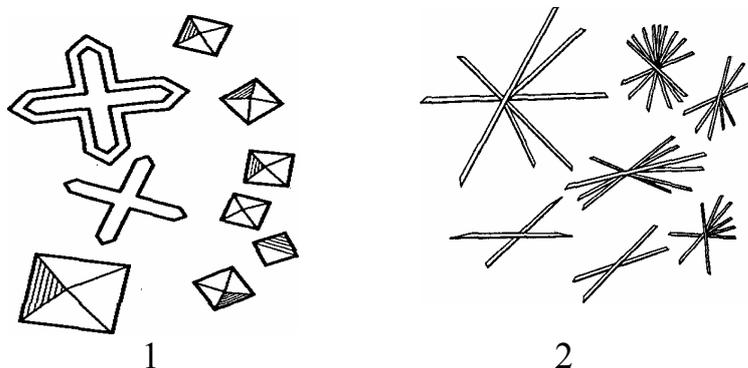
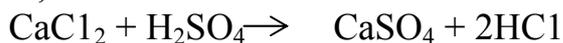


Рисунок 8 - Кристаллы оксалата кальция (1) и гипса (2)

3 Обнаружение ионов магния:

Капли испытуемого раствора и контрольной соли соедините с реактивом, состоящим из гидрофосфата натрия, хлорида аммония, лимонной кислоты и гидроксида аммония. При медленной кристаллизации выпадают кристаллы фосфата магния-аммония в виде трапеций, призм и октаэдров; при быстрой кристаллизации — в виде звезд, крестов и ветвящихся образований (рисунок 9):

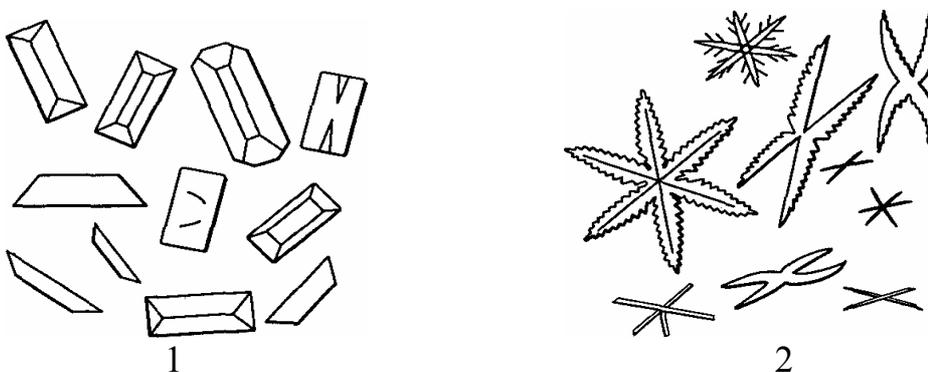
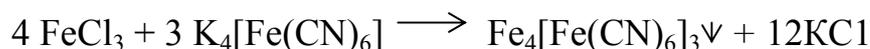


Рисунок 9 - Кристаллы фосфата магния-аммония, полученные: 1- при медленной, 2- при быстрой кристаллизации

4 Обнаружение ионов железа

Присутствие в вытяжке ионов железа Fe^{3+} обнаруживают при взаимодействии с гексоцианоферратом (II) калия $\text{K}_4[\text{Fe}^{+2}(\text{CN})_6]$. В результате образуется интенсивно-синий осадок гексоцианоферрата (II) железа $\text{Fe}_4[\text{Fe}(\text{CN})_6]_3$.

Железа в некоторых образцах золы мало, поэтому исходную вытяжку следует нанести на стекло несколько раз и выпарить. Наличие ионов железа выявляют по синей окраске:



Реакцию на железо можно проводить в пробирке с частью солянокислого экстракта, к которому по каплям прибавляют раствор гексоцианоферрата (II) калия.

5 Обнаружение фосфора:

а) растворы солей фосфорной кислоты образуют с нитратом ртути $\text{Hg}_2(\text{NO}_3)_2$ кристаллический осадок фосфата ртути Hg_3PO_4 в виде розеток или пучков игл;

б) ионы PO_4^{3-} можно обнаружить в растворе при взаимодействии с молибдатом аммония $(\text{NH}_4)_2\text{MoO}_4$. Каплю раствора фосфорной кислоты, слегка подкисленную азотной кислотой, соединяют с каплей раствора молибдата аммония. В результате выпадают зеленовато-желтые мелкие кристаллы сложной комплексной соли (рисунок 10):

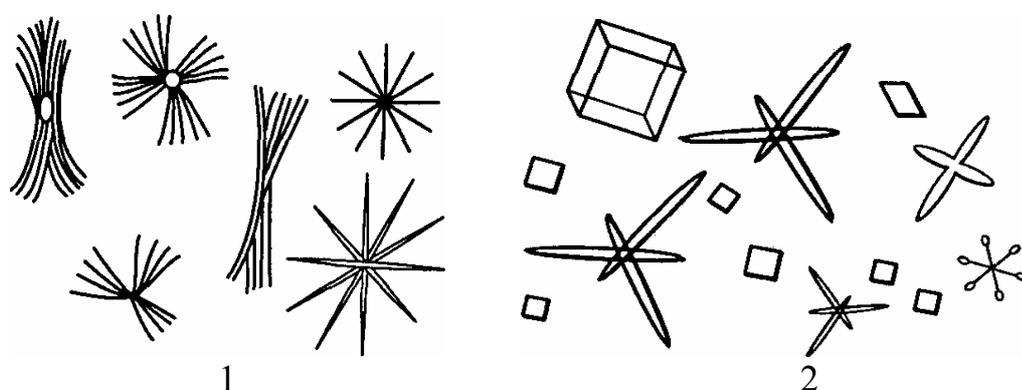


Рисунок 10 - Кристаллы фосфата ртути (1) и фосфат – молибдена аммония (2)

6 Обнаружение ионов SO_4^{2-} :

а) в качестве реактива используют раствор ацетата свинца $(\text{CH}_3\text{COO})_2\text{Pb}$. Выпадают очень мелкие кристаллы сульфата свинца в виде длинных игл, звезд и ромбов;

б) в присутствии нитрата серебра AgNO_3 осаждаются кристаллы сульфата серебра Ag_2SO_4 в форме вытянутых шестиугольников и ромбов. Трение стеклянной палочкой на холоде по стеклу в капле продуктов реакции ускоряет выпадение осадка (рисунок 11).

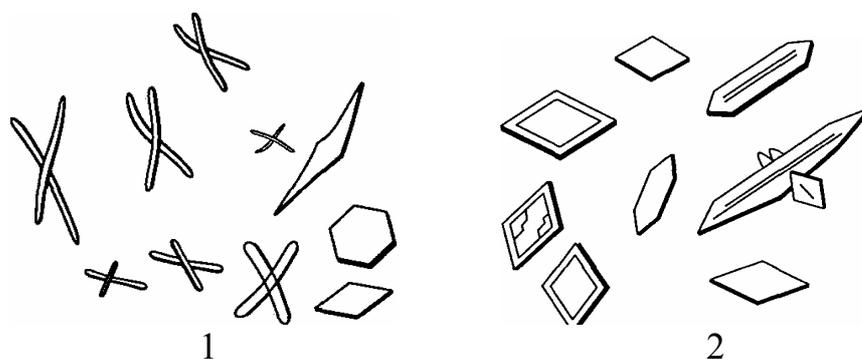


Рисунок 11 - Кристаллы сульфата свинца (1) и сульфата серебра (2)

7 Обнаружение ионов хлора

Анионы хлора обнаруживают в водном растворе золы нитратом серебра. При взаимодействии хлора с этим реактивом выпадает белый осадок AgCl_2 , который и служит доказательством присутствия ионов хлора в растворе.

При оформлении работы запишите уравнения реакций и зарисуйте характерные формы кристаллов. В выводе отметьте, какое количество золы в процентах от сухой массы содержится в данном органе и какие элементы обнаружены в золе исследованных растений.

4.2 Темы докладов семинарского занятия

1 История развития учения о минеральном питании растений и методов его изучения

2 Физиологическая роль фосфора и марганца в растительном организме

3 Физиологическая роль азота и бора в растительном организме

4 Физиологическая роль серы и железа в растительном организме

5 Физиологическая роль магния и кобальта в растительном организме

6 Физиологическая роль калия и цинка в растительном организме

7 Физиологическая роль кальция и меди в растительном организме

8 Почва как источник питательных веществ для растений

9 Физиологические основы применения удобрений

5 Дыхание растений

Основные вопросы темы:

1) значение дыхания в жизни растений;

2) методы изучения дыхания;

3) теории дыхания растений;

4) гликолиз;

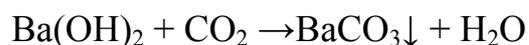
5) аэробная фаза дыхания;

6) влияние различных факторов на интенсивность дыхания.

5.1 Лабораторные работы по разделу: «Дыхание растений»

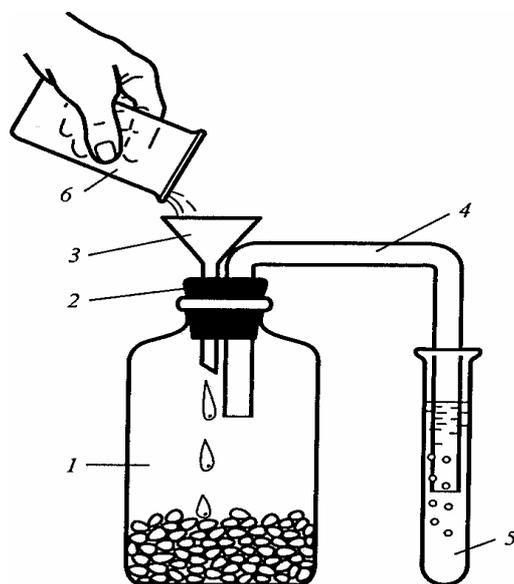
Работа 1 Выделение углекислого газа при дыхании растений

Дыхание – это сложный многоступенчатый, ферментативный процесс, протекающий в каждой живой клетке растений и являющийся источником энергии для нее. Дыхание характеризуется постепенным окислением органических веществ – субстратов дыхания. Одновременно происходит поглощение кислорода и выделение углекислого газа. Поэтому большинство методов обнаружения дыхания основаны на учете изменения состава воздуха в замкнутом сосуде после выдерживания в нем живых растений. Содержание углекислого газа, выделяемого при дыхании, определяют по помутнению баритовой воды:



Отсутствие кислорода в сосуде с растениями проверяют введением в сосуд горящей лучинки, которая в данных условиях гаснет.

В стеклянную банку насыпают 50-60 г проросших семян, плотно закрывают ее пробкой, в которую вставлены воронка и изогнутая стеклянная трубка (рисунок 12), и оставляют на 1-1,5 ч. За это время в результате дыхания семян в банке накапливается диоксид углерода. Он тяжелее воздуха, поэтому сосредоточен в нижней части банки и не попадает в атмосферу через воронку или трубку. Одновременно берут контрольную банку без семян, также закрывают ее резиновой пробкой с воронкой и стеклянной трубкой и ставят рядом с первой банкой.



1 — банка с проросшими семенами; 2 — резиновая пробка; 3 — воронка; 4 — изогнутая трубка; 5 — пробирка с баритовой водой; 6 — стакан с водой

Рисунок 12 - Обнаружение углекислого газа, выделившегося при дыхании растений

По окончании опыта свободные концы стеклянных трубок опускают в две пробирки с баритовой водой. В обе банки через воронки начинают понемногу наливать воду. Вода вытесняет из банок воздух, обогащенный CO_2 , который поступает в пробирки с раствором $\text{Ba}(\text{OH})_2$. В результате баритовая вода мутнеет. Сравнивают степень помутнения $\text{Ba}(\text{OH})_2$ в обеих пробирках.

Зарисуйте прибор, который помогает обнаруживать дыхание по выделению CO_2 , сделайте подписи к рисунку и вывод о выделении CO_2 в процессе дыхания.

Работа 2 Наблюдение за температурой прорастающих семян

При дыхании растений выделяется тепло. Например, свежескошенная трава, сложенная в кучи, и влажное зерно, насыпанное толстым слоем, быстро самонагреваются за счет тепловой энергии при дыхании.

Проросшие семена поместите в стеклянную воронку больших размеров, обложенную внутри ватой для избегания потери тепла. В стеклянную банку налейте немного воды или едкого калия и опустите в нее узкий конец воронки. В воронку вставьте термометр так, чтобы шарик его находился на половине объема семян. Воронку вместе с банкой накройте стеклянным сосудом без дна с узким концом, закрытым пробкой с отверстием, чтобы термометр проходил через отверстие в пробке.

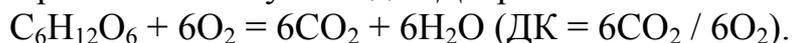
Показания термометра отмечайте через каждые 15 минут. Установите разницу температур семян и помещения.

Сделайте вывод и зарисуйте рисунок.

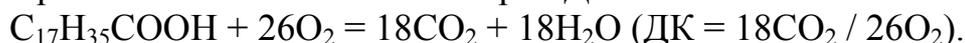
Работа 3 Определение дыхательного коэффициента

Показателем химической природы субстрата, используемого для дыхания, может служить дыхательный коэффициент (ДК) — отношение объема CO_2 , выделяемого при дыхании, к объему поглощаемого O_2 .

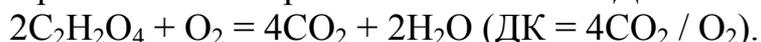
При окислении углеводов ДК равен 1:



При окислении белков или жиров ДК меньше 1:



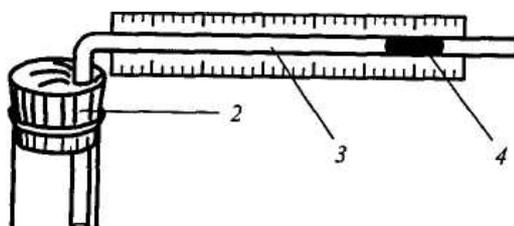
При окислении органических кислот ДК больше 1:



Величина ДК зависит также от количества кислорода, поступающего к тканям, от состояния организма и фазы его онтогенеза. Прибор для определения ДК состоит из пробирки, в которую плотно вставляется пробка с изогнутой под прямым углом тонкой трубкой. К трубке присоединена измерительная шкала из миллиметровой бумаги либо градуируется трубка (рисунок 13).

В начале опыта в трубку вводится капля окрашенной воды. Ее передвижение будет успешным при чистой трубке, отмытой хромпиком. Если объемы поглощенного O_2 и выделенного CO_2 равны (ДК = 1), то капля в трубке передвигаться не будет. При величине ДК не равной 1, т.е. объемы поглощенного O_2 и выделенного CO_2 не соответствуют друг другу, капля

смещается. Она будет перемещаться в сторону пробирки, если объем выделенного CO_2 будет меньше объема поглощенного O_2 , и давление в пробирке упадет ($\text{ДК} < 1$). Капля передвинется от пробирки к концу трубки при объеме выделенного CO_2 больше объема поглощенного O_2 , и давление в пробирке увеличится ($\text{ДК} > 1$). Данный метод определения ДК позволяет получать хорошие сравнительные результаты.



- 1 — пробирка;
- 2 — резиновая пробка;
- 3 — трубка с измерительной шкалой;
- 4 — капля окрашенной воды

Рисунок 13 - Прибор для определения дыхательного коэффициента

Пробирку заполняют проросшими семенами пшеницы до половины объема и плотно закрывают пробкой со стеклянной трубкой. Ставят пробирку в высокий стакан с ватой, чтобы избежать нагревания прибора от рук. В трубку вводят каплю подкрашенной воды пипеткой с оттянутым концом. За каплей в трубке наблюдают в течение 5 мин, чтобы убедиться в устойчивости ее положения. Следовательно, объем выделенного семенами пшеницы CO_2 равен объему поглощенного O_2 , а $\text{ДК} = 1$.

Семена пшеницы высыпают из пробирки и помещают в нее проросшие семена подсолнечника. Снова собирают прибор. Когда капля оторвется от края трубки, отмечают положение внутреннего мениска капли. Через каждые 5 мин 3 раза определяют ее смещение и вычисляют среднее расстояние, пройденное каплей за 5 мин (А). Оно соответствует разности между объемами поглощенного кислорода и выделенного CO_2 .

Затем пробирку открывают, проветривают и в верхней ее части над семенами помещают кольцо из фильтровальной бумаги, слегка смоченное раствором щелочи. Вновь собирают прибор, вводят в трубку каплю окрашенной воды. Отмечают смещение внутреннего мениска капли за 3 пятиминутных интервала. Вычисляют среднюю величину смещения (В). Выделенный же при дыхании CO_2 будет поглощаться щелочью, и второе смещение капли отразит только уменьшение объема O_2 , поглощенного при дыхании.

Все то же самое повторяют с проросшими семенами гороха. Расчет величины ДК проводят следующим образом.

Определяют величины А и В:

$$A = \text{O}_2 - \text{CO}_2; \text{CO}_2 = \text{O}_2 - A.$$

$$B = \text{O}_2, \text{ следовательно, } \text{CO}_2 = B - A.$$

Вычисляют ДК ($\text{CO}_2/\text{O}_2 = (B - A)/B$).

Результаты заносят в таблицу (таблица 5).

Результаты опыта занесите в таблицу, вычислите ДК; сделайте выводы о химической природе веществ, используемых для дыхания прорастающими семенами пшеницы, подсолнечника, гороха.

Таблица 5

Растение	Расстояние, пройденное каплей за 5 мин, мм								Кол-во CO ₂	Величина ДК	Дыхательный субстрат
	Без щелочи (А)				Со щелочью (В)						
	1	2	3	X	1	2	3	X			
пшеница											
подсолнечник											
горох											

6 Рост и развитие растений

Основные вопросы темы:

- 1) этапы онтогенеза высших растений;
- 2) методы изучения роста растений и его интенсивности;
- 3) влияние внешних факторов на рост растений;
- 4) периодичность роста растений.

6.1 Лабораторные работы по разделу «Рост и развитие растений»

Работа 1 Влияние на рост растений аэрации

Необходимость кислорода для роста растений может быть выявлена в опыте по проращиванию семян в условиях различной аэрации.

Для опыта возьмите банки (желательно узкие) или бутылки одинаковой емкости. В банки насыпьте до разного уровня влажный песок, на поверхность его поместите семена, всхожесть которых проверена. Песок увлажните до 80 % от полной влагоемкости в общей массе. Банки закройте каучуковыми или корковыми пробками (последние надо парафинировать).

Объем воздуха в бутылки в зависимости от количества песка будет различен. Проведите наблюдения за прорастанием семян.

Работа 2 Учет роста методом меток

1 Определение зоны роста корня. С поверхности корешков проросших семян осторожно удалите влагу фильтровальной бумагой. При помощи кисточки или заостренной спички нанесите на корень метки тушью используя полоску миллиметровой бумаги. Первую метку сделайте на расстоянии 1 мм от конца корня, а следующие – через каждые 2 мм.

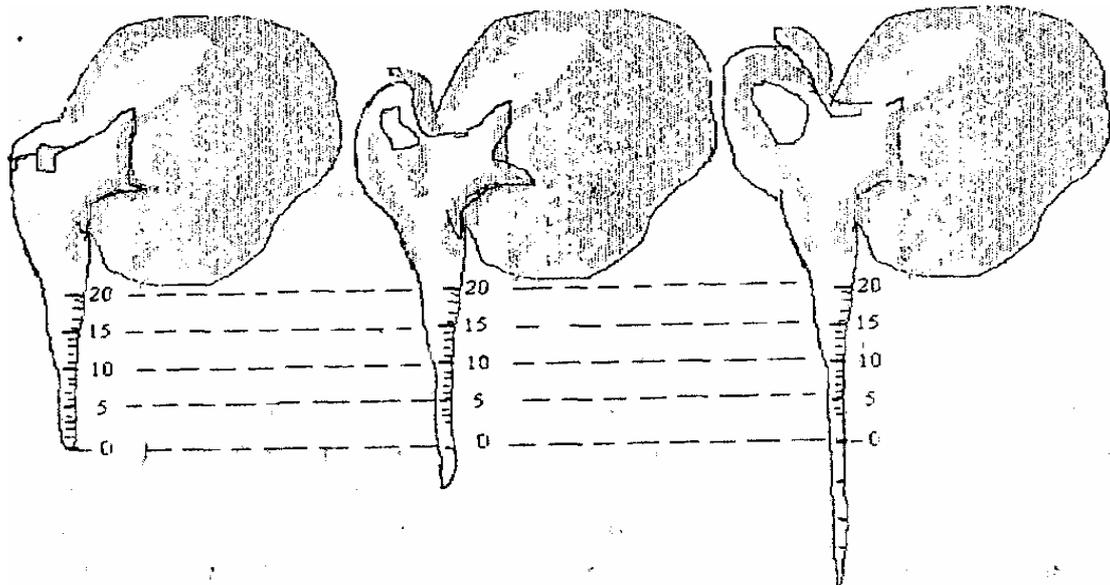
Поместите проростки во влажную камеру, приготовленную из банки,

стенки которой обложены фильтровальной бумагой и на дно налито немного воды. Проколите семя булавкой и прикрепите к пробке так, чтобы корешок был расположен вертикально вниз. Чтобы семя не подсыхало, положите под него узкую полоску фильтровальной бумаги, верхний конец которой наколите на ту же булавку, а нижний опустите в воду, налитую на дно банки. Через сутки измерьте расстояние между метками. Если метки, растянувшись при росте, превратились в полоски, то измерения проводят с их середины. Вычислите приросты для каждого участка, вычитывая из полученных величин исходное расстояние между метками.

Запишите результаты в таблицу 6, считая участки снизу вверх (за первый участок принимаем расстояние от кончика корня до первой метки).

Таблица 6

Корешки	Прирост участков корня, мм							
	1	2	3	4	5	6	7	8
1-й								
2-й								
3-й								
Среднее								



На основании полученных средних данных начертите кривую «большого периода роста», откладывая по оси абсцисс номера участков корня, а по оси ординат приросты.

Зарисуйте корни с метками в начале опыта и в конце, обозначив на втором рисунке зоны деления, растяжения и дифференцировки.

2 Определение зоны роста стебля. Нанесите над подсемянное колено несколько проростков метки тушью, на расстоянии 2 мм одна от другой, начиная от верхушки. Поместите проростки в темноту. Через сутки проведите измерения, начертите кривую роста и зарисуйте рисунки.

7 Гормоны роста растений

Основные вопросы темы:

- 1) фитогормоны;
- 2) применение фитогормонов в практике растениеводства;
- 3) движение растений.

7.1 Лабораторные работы по разделу «Гормоны роста растений»

Работа 1 Изменение анатомии семядолей огурца под влиянием цитокинина

Под действием цитокинина активизируется деление клеток, их рост и дифференцировка. В семядолях цитокинин стимулирует дифференциацию новых проводящих пучков, деление клеток столбчатой ткани, рост клеток губчатой ткани.

При ограниченном количестве времени работа выполняется одновременно несколькими студентами, объединенными в две бригады. Одна бригада (три студента) анализирует семядоли контрольного варианта, другая — семядоли, подвергшиеся воздействию ЦК. Полученные данные заносят в таблицу 7, которая должна быть представлена в тетради каждого студента.

Таблица 7 - Влияние цитокинина на гистологию изолированных семядолей

Вариант опыта	Толщина пластинки, мм	Число слоев клеток ткани		Число устьиц на 1 м ² эпидермы		Примечания
		палисадной	губчатой	верхней	нижней	
Контроль						
ЦК						

1 Приготовление срезов. На чистые предметные стекла наносят по капле воды и готовят препараты поперечных срезов семядоли, а также верхней и нижней эпидермы. Все пробы берут из средней части семядоли. У более крупного объекта (семядоли тыквы, кабачка) для приготовления поперечного среза предварительно вырезают полоску из средней части семядоли шириной 4—5 мм. В центре полоски оказывается главная жилка. Препараты готовят по общепринятой методике. Каждый студент бригады ответствен за один из препаратов. При параллельной работе происходит значительная экономия времени. Для получения хорошего препарата делают несколько повторных срезов и выбирают лучшие.

Срезы становятся более прозрачными после обработки их 10 %-ным раствором НС1. Для этого фильтровальной бумагой убирают воду, оставив срезы достаточно влажными, и обрабатывают их раствором НС1. Через 3—4

мин фильтровальной бумагой «убирают» кислоту, а на препарат наносят глицерин. Количество глицерина должно быть достаточным для того, чтобы покрыть срезы полностью, но его не должно быть так много, чтобы он выступал за пределы покровного стекла. Лишнюю жидкость убирают фильтровальной бумагой и срезы накрывают чистым покровным стеклом. Глицерин позволит сохранить срезы в течение длительного времени. Препараты следует для этого поместить в коробку с крышкой.

Поперечные срезы семядолей обрабатывают флороглюцином и соляной кислотой. При такой обработке рассматриваемый объект не только становится более прозрачным, но и одревесневшие оболочки клеток окрашиваются в красно-малиновый цвет. Это свойственно элементам ксилеммы и склеренхимным волокнам флоэмы. Оттянув жидкость фильтровальной бумагой, на срезы наносят глицерин и прикрывают их покровным стеклом.

2 Работа с микроскопом. При рассмотрении эпидермы (увеличение 7 x 40) необходимо обратить внимание на форму эпидермальных клеток (клетки паренхимные или прозенхимные) и прежде всего на характер шва (радиальные стенки между соседними клетками). Определяют число устьиц в поле зрения или на условно выбранной площади, предварительно поместив в окуляр кружок плотной бумаги с вырезанным квадратиком посередине. Сторону квадрата при том же увеличении измеряют с помощью объективной линейки и определяют площадь квадрата.

Считают число устьиц на разных участках эпидермы, сделав не менее 5—10 измерений, и определяют среднее число. Установив число устьиц на выбранной площади, делают пересчет на 1 мм².

При рассмотрении поперечного среза семядоли (сперва при увеличении 7 x 8, а потом — 7 x 40) окулярмикрометром определяют толщину среза (несколько измерений в разных частях среза), подсчитывают число слоев клеток в области столбчатой и губчатой тканей. Обращают внимание на форму и размер клеток, степень вытянутости клеток столбчатой ткани. Устанавливают, за счет какой ткани прежде всего увеличилась толщина семядоли в варианте с ЦК.

В оформленной работе помимо таблицы должны быть представлены рисунки эпидермы и поперечного среза семядоли по двум вариантам. Сделайте вывод о влиянии физиологически активного вещества на гистологию семядолей огурца (тыквы, кабачка).

Работа 2 Изменение анатомии семядолей огурца под влиянием абсцизовой кислоты

Смотрите работу 1. Полученные данные заносят в таблицу (таблица 8). Оформленная работа включает таблицу с занесенными в нее данными и должна быть проиллюстрирована рисунками (нижняя и верхняя эпидерма, поперечный срез семядоли из разных вариантов опыта). Сделайте выводы о влиянии АБК на гистологию семядолей огурца (тыквы, кабачка)

Таблица 8 - Влияние абсцизовой кислоты на гистологию семядолей

Вариант опыта	Толщина пластинки, мм	Число слоев клеток палисадной ткани	Число слоев клеток губчатой ткани	Число устьиц на 1 мм ² эпидермы		Примечания
				верхней	нижней	
Контроль						
АБК						

Работа 3 Опыт по геотропизму корней

В узкую прямоугольную кюветку поместите в слегка наклонном положении квадратную стеклянную пластинку, покрытую фильтровальной бумагой.

На дно кюветки налейте небольшой слой воды, благодаря чему бумага остается постоянно влажной. Употребляемые в опыте семена разместите в один ряд близ верхнего края бумаги (на расстоянии около 2 см одно от другого). Кюветки накройте и поместите в темноту.

Через несколько дней можно приступить к наблюдениям; следует учитывать только те корешки, которые растут строго вертикально, оставаясь в контакте с влажной бумагой.

Выньте из кюветки пластинку, поверните ее на 90° и вставьте обратно, так чтобы все корни оказались в горизонтальном положении. В поле зрения горизонтального микроскопа уже через 30 – 40 минут наблюдается начало искривления кончика корня, которое ограничивается, однако, короткой зоной роста, совершенно не затрагивая частей, закончивших рост. Кончик корня круто загибается вниз, и продолжает расти в вертикальном направлении, образуя прямой угол с выросшей частью.

Этот опыт нетрудно дополнить наблюдением над влиянием верхушки корня на процесс геотропического искривления. Для этого у части проростков, выращенных в нормальном положении, бритвой удалите верхушку корня. Если обрезанные корни поместить горизонтально, то геотропическое искривление не возникает. Следовательно, нормальное восприятие раздражения от действия земного притяжения локализовано в верхушке корня.

Запишите вывод и зарисуйте рисунок.

Работа 4 Фототропизм листьев и стебля

Комнатное растение хорошо полейте и поставьте в фототропическую камеру. Световые отверстия оставьте открытыми. Через некоторое время по изгибу стеблей и листьев в сторону света можно убедиться в наличии положительного фототропизма у стеблей растений.

Запишите вывод.

Работа 5 Отрицательный геотропизм стеблей

Стебель обладает отрицательным геотропизмом, то есть растет вверх, перпендикулярно поверхности земли.

Возьмите темную фототропическую камеру и комнатное растение в состоянии активного роста. Предварительно хорошо его полейте. Поместите растение на подставку в камере в горизонтальном положении. Через несколько часов вершина стебля займет вертикальное положение, а старая часть останется в горизонтальном положении.

Запишите вывод.

8 Механизмы защиты и устойчивости растений

Основные вопросы темы:

- 1) физиология стресса;
- 2) засухоустойчивость растений;
- 3) устойчивость растений к низким температурам;
- 4) солеустойчивость растений.

8.1 Лабораторные работы по разделу «Механизмы защиты и устойчивости растений»

Работа 1 Защитное действие сахара на цитоплазму при замораживании

При замерзании растительных тканей в межклетниках образуются кристаллы льда, которые оттягивают воду от цитоплазмы. Если цитоплазма не обладает достаточной устойчивостью, то она, не выдержав обезвоживания, а также механического давления кристаллов льда, коагулирует. О степени повреждения цитоплазмы можно судить по ее способности удерживать клеточный сок. Устойчивость коллоидов цитоплазмы может быть повышена защитными веществами, среди которых важная роль принадлежит растворимым сахарам.

Из очищенного корнеплода красной свеклы сделайте 12 – 15 одинаковых по размеру срезов толщиной в 1мм. Поместите срезы в фарфоровую чашку и тщательно промойте водой для удаления клеточного сока, вытекающего из поврежденных клеток. Перенесите по 4-5 срезов в 3 пробирки с этикетками. В первую пробирку налейте на $\frac{1}{4}$ воды, во вторую столько же 0,5 м раствора сахарозы, в третью – 1 м раствора сахарозы.

Поставьте пробирки в морозильную камеру холодильника на 1 сутки или приготовьте охлаждающую смесь: к трем частям снега или битого льда добавьте одну часть поваренной соли и тщательно перемешайте (температура должна быть около -200°C). Погрузите все пробирки в охлаждающую смесь на 15 – 20 минут, после чего поставьте в стакан с водой комнатной температуры. После оттаивания отметьте окраску жидкости в пробирках и окрас срезов. Проверьте жизнеспособность клеток получением плазмолиза в 8 % растворе соли. Результаты запишите в таблицу 9 и сделайте выводы.

Таблица 9

Вариант опыта	Окраска наружного раствора	Окраска среза	Количество плазмолизированных клеток, %
Вода			
Сахароза 0,5 м			
Сахароза 1 м			

Работа 2 Определение солеустойчивости злаков по всхожести их семян

В условиях избыточной засоленности почвы всхожесть семян и интенсивность роста растений часто снижаются. При определении солеустойчивости показателем устойчивости служит сравнение числа проросших семян в растворах соли и в дистиллированной воде.

Подберите здоровые семена растений, поместите их в разные марлевые мешочки с этикеткой внутри и обработайте раствором формалина в течение 3 — 5 мин. Затем слегка просушите и разложите по 10 — 20 семян в каждую чашку Петри. Предварительно чашки Петри прокалите в сушильном шкафу при 150 °С в течение 1 ч, на их дно уложите фильтровальную бумагу. В каждую чашку налейте по 10 мл 7 %- или 10 %-ного раствора NaCl и 10 мл дистиллированной воды (контроль). Опыт проводят в трехкратной повторности.

Чашки Петри с семенами поместите в термостат при температуре 26 °С для проращивания. На дно термостата поставьте кювету с водой. Через семь дней в каждом варианте подсчитайте число проросших семян. Определите процент всхожести. Результаты запишите в таблицу 10.

Сделайте вывод о солеустойчивости растений.

Таблица 10

Всхожесть семян злаков в зависимости от засоления почвы			
Растение	Вариант опыта	Число проросших семян	Всхожесть, %
Ячмень	H ₂ O		
	NaCl, %		
Кукуруза	H ₂ O		
	NaCl, %		

Работа 3 Влияние засоления на степень «выцветания» хлорофилла

При ухудшении водоснабжения растений под воздействием солей происходит деструкция хлоропластов, нарушается синтез хлорофилла, снижается интенсивность ростовых процессов.

Возьмите не закончившие рост побеги березы, клена и других растений. Их проксимальные концы подрежьте под водой. Измерьте длину

побегов, подсчитайте число листьев, измерьте длину верхних, растущих, листьев. Побеги поместите в пять сосудов: один с чистой водой (контрольный вариант) и четыре с раствором NaCl (или Na₂SO₄) разной концентрации: 2,5 %-, 5 %-, 10 %-, 15 %-ные.

Банки с побегами на семь дней поместите в условия рассеянного освещения. На третьи и седьмые сутки отметьте изменения в окраске листьев, измерьте длину побега (обращая внимание на удлинение верхних междоузлий) и длину взятых под наблюдение верхних листьев, отметьте возможное появление новых листьев при продолжающемся росте побега за счет развертывания верхушечной почки.

Под влиянием солей, поступающих в листья, возможно разрушение хлорофилла.

При сравнении с контрольным вариантом листья становятся менее зелеными (происходит их выцветание). Кроме того, на листьях появляются «солевые пятна», площадь которых со временем увеличивается.

Опишите ход работы, сделайте рисунки листьев на третий и седьмой дни опыта, опишите состояние побегов; сформулируйте выводы о влиянии засоления на интенсивность ростовых процессов и степень разрушения хлорофилла в листьях.

Работа может быть рекомендована для демонстрации в школе.

Работа 4 Превращение запасных веществ в побегах древесных растений

В течение вегетационного периода продукты фотосинтеза откладываются в запасных тканях стеблей древесных растений. Зимой некоторые запасные вещества подвергаются гидролизу, в ходе которого накапливаются соединения, повышающие устойчивость клеток к низким температурам. Таким образом, они выполняют роль криопротекторов.

На поперечных срезах стебля на срединной и верхней частях побега проведите реакции для обнаружения крахмала, жиров и редуцирующих сахаров и сравните их содержание в осенних и зимних образцах побегов.

1 Обнаружение крахмала.

Сделайте тонкий поперечный срез стебля (достаточно получить сектор, включающий все части стебля — сердцевину, древесину и кору).

Поместите срез на предметное стекло в каплю раствора йода, закройте покровным стеклом и рассмотрите в микроскоп сначала при малом, а затем при большом увеличении. Крахмальные зерна выглядят черными гранулами.

2 Обнаружение жиров

Поместите тонкий срез в каплю раствора красителя Судан III, накройте его покровным стеклом и выдержите в растворе не менее 10 мин. Затем срез промойте водой и поместите в каплю глицерина.

Рассмотрите в микроскоп при большом увеличении основную паренхиму коры и сердцевины, древесную и лубяную паренхимы и паренхиму лубодревесных лучей. Капли жира окрашиваются в оранжевый или красный цвет.

3 Обнаружение редуцирующих сахаров

Отрезок побега длиной в несколько сантиметров разрежьте вдоль и поместите в концентрированный раствор CuSO_4 на 5 мин, после чего промойте водой и поместите в пробирку с кипящим щелочным раствором сегнетовой соли, кипятят 2 мин. Обработанные таким способом кусочки побега промойте водой, сделайте тонкие поперечные срезы, поместите их на предметное стекло в каплю воды, которую затем замените на глицерин, срезы накройте покровным стеклом и рассмотрите под микроскопом. Кристаллы Si_2O при малом увеличении кажутся черными, а при большом увеличении имеют красный оттенок. Более грубый метод заключается в том, что не очень тонкий срез помещают на предметное стекло в большую каплю феллинговой жидкости и, держа пинцетом за край стекла, нагревают до кипения. Образующийся при этом осадок Si_2O распределяется по всему препарату, что не дает возможности судить о количестве сахара в отдельных тканях.

Результаты опыта запишите в таблицу 11, отметив, в каких тканях обнаружены те или иные запасные вещества, и дайте оценку их количества (по пятибалльной шкале). Для каждой древесной породы запись начинают с результатов анализа осенних проб.

Зарисуйте препараты, раскрасьте их цветными карандашами, сделайте подписи к рисункам.

Таблица 11 - Состав и локализация запасных веществ в побегах

Растение	Дата взятия пробы	Локализация запасных веществ в тканях побега	Крахмал	Жир	Сахар

Работа 5 Действие криопротекторов на жизнеспособность клеток растительных тканей при замораживании

Из корнеплода столовой свеклы пробочным сверлом диаметром 8 — 10 мм вырежьте цилиндр и разрежьте его на диски толщиной 2 — 3 мм. Все диски (общее их число 105) должны быть одинаковыми. Затем поместите их в химический стакан и тщательно промойте водой, чтобы удалить клеточный сок, вытекающий из поврежденных клеток.

Отмытые диски по 5 штук поместите в 7 пробирок, в каждой из которых находится по 5 мл следующих жидкостей: дистиллированной воды; 2 М раствора сахарозы; 1 М раствора сахарозы; 12 %-ного раствора глицерина; 12 %-ного раствора глицерина и 2 М раствора сахарозы в соотношении 1:1 (по 2,5 мл); 12 %-ного раствора глицерина и 1 М раствора сахарозы в соотношении 1:1 (по 2,5 мл); 12 %-ного раствора глицерина и 0,5 М раствора сахарозы в соотношении 1:1 (по 2,5 мл).

Опыт проводится в трехкратной повторности. Состав смесей растворов сахарозы и глицерина можно менять (в таком случае заполняют дополнительные пробирки), что может быть особенно необходимо при смене объекта, так как каждый новый объект требует индивидуального подбора криопротекторов и их смесей.

Все пробирки поместите в охлаждающую смесь, состоящую из трех частей снега и одной части сухой поваренной соли (температура минус 21 °С). Пробирки оставьте в ней до полного замерзания содержимого. После этого пробирки перенесите в водяную баню с температурой от 25 до 30 °С для размораживания. После оттаивания растворы тщательно перемешайте и сравните интенсивность их окрашивания.

Расположите пробирки в ряд по мере увеличения интенсивности окрашивания растворов. Установите связь между интенсивностью окрашивания растворов и составом смесей, находящихся в этих пробирках. Сделайте выводы о роли криопротекторов (сахарозы и глицерина) и их смесей в сохранении жизнеспособности клеток растительных тканей при их замораживании.

9 Экзаменационные вопросы по курсу физиологии растений

- 1 Задачи, методы и история развития физиологии растений как науки
- 2 Основные структурные элементы растительной клетки и ее отличия от животной
- 3 Основные физико-химические свойства цитоплазмы растительной клетки
- 4 Пассивное и активное поступление веществ в растительную клетку
- 5 Особенности строения и функции биологических мембран
- 6 Ферменты их роль в организме растений
- 7 Значение органических кислот, алкалоидов, эфирных масел и витаминов для растений
- 8 Значение белков, жиров и углеводов в жизни растений
- 9 Распределение воды в клетках растений и ее значение в жизни растений
- 10 Корневая система, как орган поглощения воды. Водный баланс растений
- 11 Значение транспирации. Лист, как основной орган транспирации
- 12 Механизмы регуляции устьичного аппарата листа
- 13 Влияние внешних условий на устьичную транспирацию
- 14 Суточные колебания и методы учета транспирации
- 15 Водный обмен между ксилемой и флоэмой в целом растении. Теория сцепления
- 16 Влияние внешних условий на поступление воды в растение
- 17 Водный обмен у различных экологических групп растений и пути адаптации растений к водному дефициту
- 18 Формы почвенной влаги, их значение для растений
- 19 Влияние на растения недостатка воды
- 20 Физиологические особенности засухоустойчивости растений
- 21 Методы определения засухоустойчивости. Физиологические основы орошения
- 22 Развитие учения о фотосинтезе. Значение работ К.А.Тимирязева
- 23 Хлоропласты, их строение, образование и значение в жизнедеятельности клетки
- 24 Методы изучения фотосинтеза
- 25 Химико-физические свойства хлорофилла
- 26 Условия образования хлорофилла
- 27 Каротиноиды и фикобилины
- 28 Фотофизический этап фотосинтеза
- 29 Фотохимический этап фотосинтеза
- 30 Ферментативный этап фотосинтеза. Продукты фотосинтеза
- 31 Влияние внешних условий на процесс фотосинтеза
- 32 Влияние внутренних условий на процесс фотосинтеза. Суточные и сезонные ритмы фотосинтеза
- 33 Значение зеленых растений для биосферы. Космическая роль растений
- 34 Способы контроля минерального питания растений

- 35 Роль макроэлементов в растительном организме
- 36 Роль микроэлементов в растительном организме
- 37 Радиальный и ксилемный транспорт минерального питания
- 38 Метаболизм корней
- 39 Влияние внешних и внутренних факторов на поступление солей
- 40 Особенности усвоения молекулярного азота
- 41 Азотный обмен растений
- 42 Физиологические основы применения удобрений
- 43 Общая характеристика гетеротрофного питания растений и его особенности у сапрофитов, паразитов и насекомоядных растений
- 44 Процессы пищеварения в эндосперме при прорастании семян. Мобилизация в прорастающих семенах белков, жиров и углеводов
- 45 Биологическая роль дыхания. Значение дыхания в жизни растений
- 46 Методы изучения дыхания
- 47 Теории дыхания растений
- 48 Анаэробная фаза дыхания растений
- 49 Аэробная фаза дыхания растений
- 50 Влияние различных факторов на интенсивность дыхания
- 51 Этапы онтогенеза высших растений
- 52 Методы изучения интенсивности роста растений. Влияние внешних условий на рост и развитие растений
- 53 Периодичность ростовых явлений в жизни растений
- 54 Фитогормоны, механизм физиологического действия и практическое применение
- 55 Синтетические регуляторы и ингибиторы роста растений, их практическое применение
- 56 Движение растений. Тропизмы и настии
- 57 Физиологические основы стресса у растений
- 58 Состояние покоя и выведение из него растений
- 59 Реакции растений на низкие температуры. Холодостойкость и морозоустойчивость растений
- 60 Физиологические основы устойчивости растений к засолению почв

Список использованных источников

1 Блукет, Н.А. Практикум по ботанике / Н.А. Блукет, Н.П. Соколова, Т.В. Косякина. - М. : Колос, 1980. - 224 с. : ил.

2 Вальтер, О.А. Практикум по физиологии растений с основами биохимии / О.А. Вальтер, Л.М. Пиневиц, Н.Н. Варасова. – Ленинград : Сельхозиздат, 1957. - 343 с.: ил.

3 Практикум по физиологии растений / под ред И.И. Гунара. – М. : Колос, 1972. – 168 с.

4 Рябинина, З.Н. Практикум по физиологии растений: учебно-методическое пособие / З.Н. Рябинина, Н.В. Семенова. – Оренбург : Издательство ОГПУ, 1998. – 60 с. : ил.

