

АКАДЕМИЯ НАУК СССР

ФИЗИОЛОГИЯ РАСТЕНИЙ

Том 18

(ОТДЕЛЬНЫЙ ОТТИСК)

2

МОСКВА · 1971

УДК 581(132+174.1)

ТРАНСМЕМБРАННЫЙ ПОТЕНЦИАЛ КЛЕТКИ И ХЛОРОПЛАСТА ВЫСШЕГО НАЗЕМНОГО РАСТЕНИЯ

А. А. БУЛЫЧЕВ, В. К. АНДРИАНОВ, Г. А. КУРЕЛЛА, Ф. Ф. ЛИТВИН

Московский университет им. М. В. Ломоносова

С помощью капиллярных микроэлектродов измеряли одновременно изменения разности электрических потенциалов между цитоплазмой и наружной средой (РЭП) и разности электрических потенциалов между хлоропластом и цитоплазмой ($P_{хл}$) палисадных клеток листа *Persea metallica*, вызванные действием света.

Показано, что освещение листьев как белым, так и красным светом ($\lambda > 600$ нм) сопровождается деполяризацией клетки. Амплитуда фотоиндуцированных изменений РЭП зависит от интенсивности света, температуры, а также от количества освещаемых клеток препарата.

Обнаружено два типа фотоиндуцированных изменений $P_{хл}$: быстрые, направленные в положительную относительно цитоплазмы сторону, длительностью 0,01—0,5 сек., амплитудой 10—30 мВ и медленные, направленные в отрицательную относительно цитоплазмы сторону, длительностью 1—3 мин.

На основе анализа действия температуры, ингибиторов фотосинтеза и других факторов на изучаемые фотоиндуцированные изменения $P_{хл}$ обсуждается возможный механизм связи наблюдаемых эффектов с фотосинтезом.

За последние годы в ряде электрофизиологических исследований, проведенных с использованием микроэлектродов, установлено, что освещение зеленых растительных клеток сопровождается изменением разности электрических потенциалов между содержимым клетки и наружной средой и обнаружена связь этих изменений с фотосинтезом [1—8]. До сих пор такого рода исследования проводились главным образом на одиночных клетках водорослей. С целью выяснения универсальности этого явления для фотосинтезирующих клеток существенно перейти к исследованию высших растений, особенно интересных с теоретической и практической точек зрения. С другой стороны представлялось принципиально важным для выяснения взаимосвязи между фотосинтезом и электрогенезом установить, существует ли разность электрических потенциалов на мембранах хлоропластов и может ли она изменяться под действием света.

МЕТОДИКА

Объектом исследований служили клетки палисадной паренхимы листа *Persea metallica* — растения из семейства перечных (Piperaceae). Палисадные клетки обладают достаточно крупными размерами для микроэлектродных измерений, расположены в один слой и содержат немногочисленные крупные (до 25 мк в диаметре) хлоропласты. Растения, выращенные в оранжерее из черенков, содержались при 22° в насыщенной влагой атмосфере и освещались по 10 час. в сутки при интенсивности освещения 500—1000 лк. В опыт брали листья в возрасте 4—6 месяцев. Приготовление препарата и измерение биоэлектрической активности проводили в растворе Уайта [9] для культивирования растительных тканей. Препарат, предварительно выдержанный в течение 1 часа в темноте, помещали в камеру для измерений, укрепленную на столике микроскопа МБИ-2. Конструкция камеры предусматривала возможность поддержания постоянного протока раствора во время эксперимента. Капиллярные микроэлектроды, заполненные 2,5 М раствором КСl, с диаметром кончика менее 0,5 мк вводили в клетку горизонтально с помощью модифицированного микроманипулятора ММ-1 под визуаль-

ным контролем. Для введения микроэлектрода в хлоропласт использовали гидравлическую приставку, укрепленную на одном из плеч микроманипулятора и обеспечивающую импульсное (2 мк на импульс) продвижение микроэлектрода. Electroдами сравнения служили насыщенные каломельные полуэлементы.

Разности электрических потенциалов между первым микроэлектродом, введенным в цитоплазму, и внешним электродом сравнения и между первым микроэлектродом и микроэлектродом, введенным в хлоропласт, измеряли с помощью двух электрометрических усилителей постоянного тока У-1-2 с последующей регистрацией на самопишущем потенциометре еКВТ и катодном осциллографе С 1-19. Принципиальная схема измерений приведена на рис. 1. Освещение объекта проводили через конденсор микроскопа (лампа накаливания, снабженная тепловым фильтром).

Использовались нейтральные светофильтры, красный светофильтр КС-14 ($\lambda > 600$ нм), а также интерференционные светофильтры ($\lambda_{\text{макс}} = 715$ и 680 нм) с полушириной пропускания 12 нм. Фотозатвор, помещенный перед конденсором, позволял освещать объект короткими вспышками света. Понижение температуры в камере осуществляли с помощью термоэлектрического охлаждающего столика ТОС-1. Температура раствора в камере контролировалась с использованием термодпары с точностью до $1-2^\circ$.

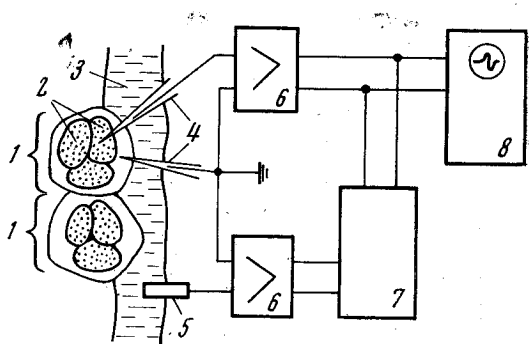


Рис. 1. Принципиальная схема измерений электрического потенциала клетки и хлоропласта в листьях

1 — палисадные клетки, 2 — хлоропласты, 3 — раствор Уайта, 4 — микроэлектроды, 5 — насыщенный каломельный электрод сравнения, 6 — электрометрический усилитель У-1-2, 7 — самопишущий потенциометр еКВТ, 8 — катодный осциллограф С 1-19

РЕЗУЛЬТАТЫ

Разность электрических потенциалов между цитоплазмой клеток и средой

При введении микроэлектрода в одну из клеток палисадной паренхимы обнаруживается разность электрических потенциалов между внутриклеточным содержимым и наружной средой (РЭП), величина которой составляет $60-130$ мв (внутриклеточное содержимое отрицательно).

В опытах с периодическим освещением (длительность световых и темновых интервалов 3—6 мин., лампа накаливания 5000 лк) установлено, что освещение листьев сопровождается уменьшением РЭП на $15-40$ мв с последующим небольшим повышением и выходом на стационарный уровень. При выключении света РЭП возвращается к своему исходному темновому значению. Аналогичная фотоэлектрическая реакция клеток проявляется также при освещении листьев красным светом ($\lambda > 600$ нм) (рис. 2).

Поскольку электрическое сопротивление межклеточных контактов в растительных тканях значительно меньше, чем электрическое сопротивление клеточных мембран [10], можно ожидать, что наблюдаемые при освещении всего препарата изменения РЭП определяются не только изменением потенциала покоя клетки, в которую введен микроэлектрод, но и изменением потенциала покоя примыкающих клеток. С этой целью исследовали зависимость амплитуды фотоиндуцированных изменений РЭП от освещаемой площади препарата, пропорциональной количеству освещенных клеток. Оказалось, что амплитуда фотоиндуцированных изменений РЭП возрастает при увеличении освещаемой площади препарата (рис. 3). Локальное освещение небольшого количества клеток (4—6) не приводит к изменению РЭП. Увеличение расстояния между освещаемым участком и не освещаемой клеткой, в которую введен микроэлектрод, сопровождается уменьшением амплитуды фотоиндуцированных изменений РЭП (освещенность в этих опытах была постоянной).

Амплитуда фотоиндуцированных изменений РЭП зависит от интенсивности возбуждающего света и температуры среды. При увеличении освещенности (до 4000—5000 лк) наблюдается возрастание амплитуды фотоиндуцированных изменений РЭП, однако дальнейшее увеличение

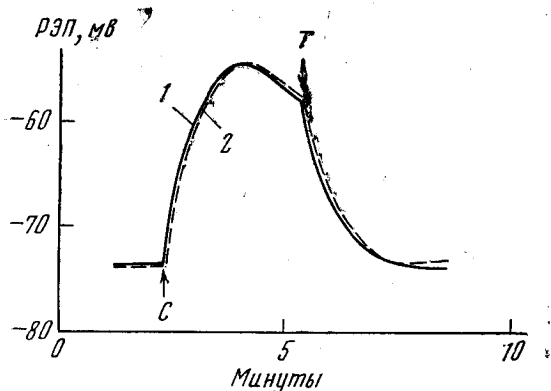


Рис. 2. Фотоиндуцированные изменения разности электрических потенциалов палисадных клеток (РЭП)

1 — освещение белым светом (лампа накаливания 5000 лк), 2 — то же, красный свет (светофильтр КС-14, $\lambda > 600$ нм). C — момент включения света, T — момент выключения света

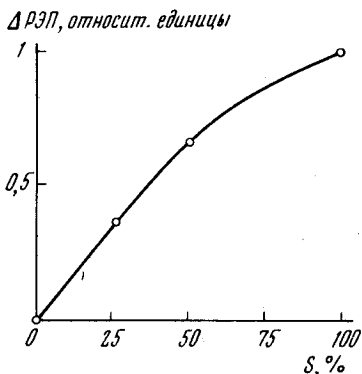


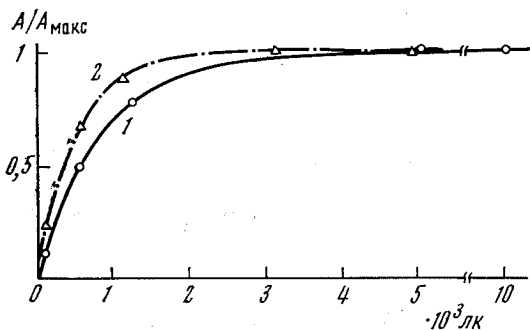
Рис. 3. Зависимость амплитуды фотоэлектрической реакции клетки (Δ РЭП) от площади освещенной поверхности (S) препарата

Освещенность во всех случаях равна 5000 лк, лампа накаливания

освещенности практически не сказывается на величине эффекта — наблюдается «насыщение» (рис. 4).

Понижение температуры сопровождается уменьшением амплитуды фотоиндуцированных изменений РЭП и незначительным снижением тем-

Рис. 4. Зависимость амплитуды фотоэлектрической реакции клетки (1) и быстрых трансмембранного потенциала хлоропласта (2) от интенсивности белого света ($A/A_{\text{макс}}$ — отношение амплитуды изменений при данной освещенности к максимальной при 5000 лк)



нового уровня РЭП. Полное подавление эффекта действия света на РЭП наблюдается при температуре 2—3°. Температурный коэффициент (Q_{10}) в интервале температур 5—15° равен для амплитуды фотоиндуцированных изменений РЭП 2,5—3, тогда как в том же интервале температур значение Q_{10} для величины РЭП равно 1,1—1,3 (рис. 5).

Добавление к наружной среде специфического ингибитора фотосинтеза 3(3,4-дихлорфенил)-1,1-диметилмочевины (диурина) в концентрации $5 \cdot 10^{-6}$ М, действующего, как принято считать, на коротковолновую пигментную систему, приводит к полному подавлению фотоиндуцированных изменений РЭП, тогда как темновой уровень РЭП при этом не меняется.

Таким образом, полученные результаты показывают, что эффект действия света на величину РЭП является свойством, присущим не только одиночным клеткам водорослей, но и зеленым клеткам, образующим ткани сложных наземных органов высших растений.

Трансмембранный потенциал хлоропласта

Поскольку красный свет, возбуждающий фотоиндуцированные изменения РЭП, поглощается преимущественно или исключительно хлоропластами, можно было предположить, что эти изменения связаны с про-

Рис. 5. Температурная зависимость разности электрических потенциалов между клеткой и средой (РЭП, 1), фотоиндуцированных изменений (Δ РЭП, 2) и быстрых фотоиндуцированных изменений потенциала хлоропласта (Δ П_{хл}, 3)

По оси ординат — РЭП, Δ РЭП и Δ П_{хл} относительно их значений при 18°

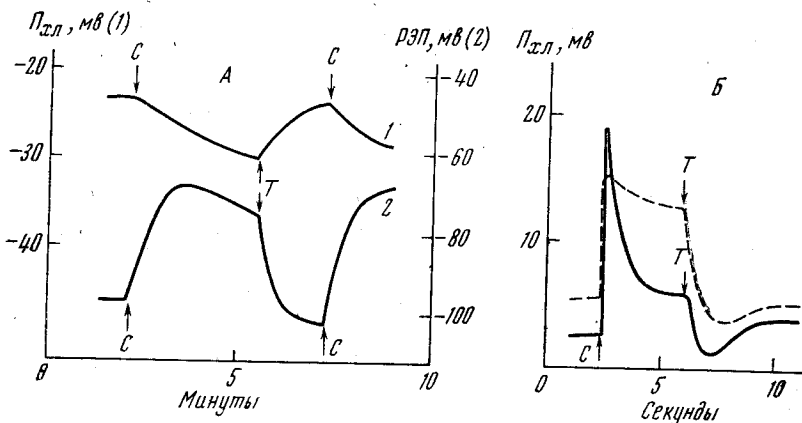
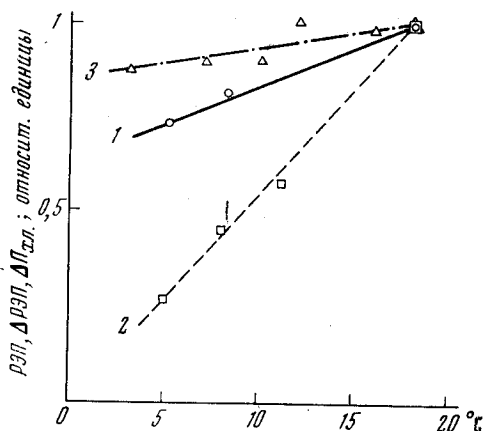


Рис. 6. Действие света на потенциал хлоропласта (П_{хл})

А — одновременная регистрация медленных фотоиндуцированных изменений П_{хл} (1) и фотоиндуцированных изменений разности электрических потенциалов (РЭП) между клеткой и средой (2), Б — типичные примеры быстрых фотоэлектрических изменений П_{хл} (лампа накаливания 5000 лк, С — момент включения света, Т — момент выключения света)

цессами, которые могут влиять и на электрические свойства хлоропласта. Были проведены измерения разности электрических потенциалов между цитоплазмой и хлоропластом в интактной клетке. В результате этих измерений обнаружен трансмембранный потенциал хлоропласта (П_{хл}), величина которого варьировала от +15 до -60 мВ (относительно цитоплазмы). Величина и полярность этой разности электрических потенциалов зависела от возраста листьев, условий выращивания растений, местоположения клетки в пределах листовой пластинки и др. факторов.

При освещении белым (лампа накаливания) и красным ($\lambda > 600$ нм) светом обнаружено два типа изменений: быстрый и медленный фотоиндуцированные ответы.

Медленный фотоиндуцированный ответ характерен тем, что после латентного периода 1—2 сек. происходит сдвиг П_{хл} в отрицательную

сторону на 10—20 мв в течение 1—3 мин. освещения и выход его на стационарный уровень. После выключения света $P_{хл}$ возвращается к исходному значению (рис. 6). По временным параметрам медленные изменения подобны фотоиндуцированным изменениям РЭП той же клетки.

Типичные кинетические кривые быстрой световой реакции представлены на рис. 6, Б. Освещение приводит к сдвигу $P_{хл}$ в положительную сторону на 10—30 мв за 0,01—0,5 сек. от момента начала освещения с последующим выходом на стационарный уровень; выключение света сопровождается возвращением $P_{хл}$ к исходному темновому уровню.

В ряде опытов удавалось наблюдать одновременно быстрый и медленный фотоиндуцированные ответы на одном и том же хлоропласте. В этом случае при включении света наблюдается быстрый фотоэлектрический ответ, а затем более медленные изменения $P_{хл}$. Быстрый фотоэлектрический ответ более устойчив — он проявляется многократно при последовательном чередовании световых и темновых интервалов, тогда как медленные фотоиндуцированные изменения исчезают после двух-трех последовательных периодов света и темноты.

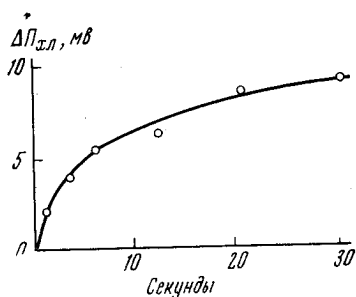


Рис. 7. Зависимость амплитуды быстрых фотоиндуцированных изменений $P_{хл}$ от длительности темнового интервала

Периодическое освещение, лампа накаливания 5000 лк, длительность световых интервалов 3 сек.

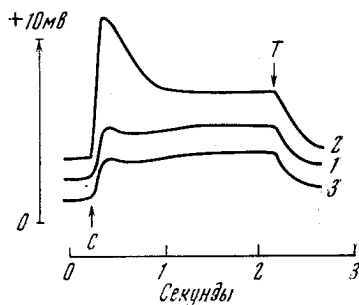


Рис. 8. Эффект усиления быстрых фотоиндуцированных изменений потенциала хлоропласта при освещении двумя монохроматическими лучами, разделенными во времени

1 — освещение светом $\lambda=715$ нм, 2 — то же, через 20 сек. после предварительного освещения светом $\lambda=680$ нм, 3 — то же, что и 2 через 1 мин.

Амплитуда быстрого фотоиндуцированного ответа зависит от длительности предшествующего темнового интервала (рис. 7). С увеличением длительности темнового интервала нарастает амплитуда быстрого фотоиндуцированного ответа. В дальнейшем изучение быстрых фотоиндуцированных изменений проводили при периодическом освещении в течение 3 сек. с длительностью темновых интервалов 20 сек.

Амплитуда и кинетика быстрых фотоиндуцированных изменений $P_{хл}$ зависит от интенсивности возбуждающего света. При низкой освещенности амплитуда изменений пропорциональна интенсивности света, при более высокой наступает «насыщение» (около 3000 лк для белого света) (см. рис. 4).

Как известно, для фотосинтеза характерен эффект неаддитивного действия двух монохроматических лучей в красной и дальней красной области (эффект усиления Эмерсона). В связи с этим были проведены опыты с двумя монохроматическими лучами $\lambda=680$ и 715 нм. В этой серии опытов исследовалась амплитуда быстрых фотоиндуцированных изменений $P_{хл}$ при освещении длинноволновым красным светом $\lambda=715$ нм в зависимости от дополнительного освещения светом $\lambda=680$ нм. Оказалось, что предварительное освещение светом $\lambda=680$ нм приводит к резкому увеличению амплитуды ответа на последующее действие све-

та $\lambda=715 \text{ нм}$ (рис. 8). Эффект усиления увеличивается с интенсивностью красного света $\lambda=680 \text{ нм}$ и достигает 300—400% (по отношению к контролю без дополнительного освещения). Он зависит также от длительности интервала времени раздела двух действующих лучей. Максимальное значение усиления достигается, если освещение светом $\lambda=715 \text{ нм}$ включается через 10—30 сек. после предварительного освещения. При одновременном включении обоих монохроматических лучей эффект усиления отсутствовал (т. е. наблюдалась аддитивность их действия).

Эти результаты указывают на то, что сопряжение двух фотохимических систем в исследуемых процессах осуществляется за счет химических продуктов, образующихся в результате функционирования второй фотосистемы и имеющих время жизни порядка десятка секунд.

Изменение температуры среды практически не сказывается на амплитуде быстрой фотореакции (см. рис. 5). Температурный коэффициент Q_{10} в интервале $5-15^\circ$ лежит в пределах 1—1,2.

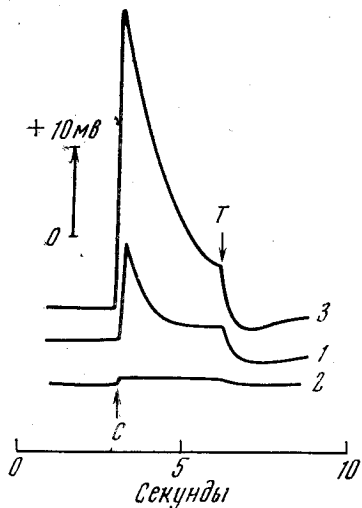


Рис. 9. Влияние 3-(3,4-дихлорфенил)-1,1-диметилмочевины (ДХФМ) и феназинметасульфата (ФМС) на быстрые фотоиндуцированные изменения потенциала хлоропласта ($P_{хл}$)

1 — контроль, 2 — ДХФМ 10^{-5} M , 3 — ДХФМ $5 \cdot 10^{-6} \text{ M}$ + ФМС 10^{-4} M . Освещенность 5000 лк, лампа накаливания. С — момент включения света, Т — момент выключения света

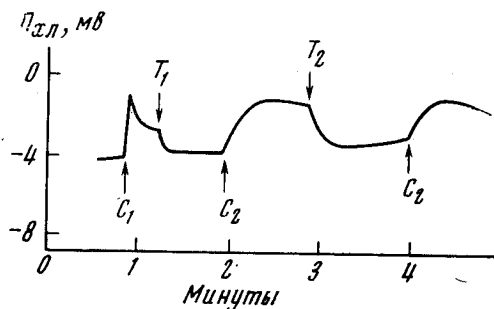


Рис. 10. Кинетические кривые быстрых фотоиндуцированных изменений $P_{хл}$ в процессе самопроизвольного набухания хлоропласта

1 — норма, 2 — при набухании хлоропласта, 5000 лк, лампа накаливания. С — момент включения света, Т — момент выключения света

Добавление в среду диурона в концентрации $5 \cdot 10^{-6} \text{ M}$ сопровождается подавлением как быстрых, так и медленных фотоиндуцированных изменений $P_{хл}$. Последующее добавление к среде феназинметасульфата (кофактора циклического фотофосфорилирования) в концентрации 10^{-4} M приводит к восстановлению и часто даже значительному усилению амплитуды быстрой, индуцируемой светом биоэлектрической реакции хлоропласта (рис. 9).

Следует отметить, что характер быстрой фотоэлектрической реакции хлоропласта может значительно изменяться (рис. 10), например, при спонтанном набухании хлоропласта, связанном, по-видимому, с ухудшением физиологического состояния хлоропластов.

Изложенные факты и, в частности, сохранение фотоиндуцированных изменений $P_{хл}$ при освещении красным светом, подавление их диуроном, а также эффект усиления указывают на то, что обе фотоэлектрические реакции обусловлены фотосинтетической деятельностью хлоропласта.

Фотоиндуцированные изменения РЭП и эквивалентная электрическая схема ткани листа

Результаты наших экспериментов показали, что освещение листа сопровождается изменением регистрируемой РЭП. Тот факт, что изменения РЭП проявляются при освещении листьев красным светом и подавляются таким специфическим ингибитором фотосинтеза, как диурон, а также описанная выше зависимость эффекта от интенсивности света и температуры среды позволяют заключить, что фотоиндуцированные изменения РЭП связаны с фотосинтетической деятельностью клеток.

При количественной интерпретации результатов измерений РЭП необходимо учитывать, что клетки ткани соединены в общую электрическую цепь. В качестве простейшей эквивалентной электрической схемы палисадной ткани листа можно представить параллельное соединение большого числа гальванических элементов, ЭДС каждого из которых соответствует величине потенциала покоя отдельной клетки, а внутреннее сопротивление которых (R) соответствует сопротивлению между внутри-

клеточным содержимым и наружной средой (рис. 11). Отрицательные полюса этих элементов (внутриклеточное содержимое) соединены через сопротивления r (электрическое сопротивление межклеточных контактов). При такой интерпретации величина измеряемой РЭП зависит как от соотношения величин сопротивлений r и R , так и от соотношения числа элементов с различными значениями ЭДС, а также взаимного расположения этих элементов по отношению к точке отведения потенциала (точки A и B в эквивалентной схеме рис. 11).

При такой интерпретации амплитуда фотоиндуцированных изменений РЭП должна быть пропорциональна как вели-

чине фотоиндуцированных изменений потенциала покоя клеток, образующих ткань, так и освещаемой площади препарата. Этот вывод находит экспериментальное подтверждение в зависимости амплитуды фотоиндуцированных изменений РЭП от освещаемой поверхности препарата (см. рис. 3). Возможно, что электрической взаимосвязью клеток обусловлены неудачные попытки обнаружить потенциал действия на клетках растительных тканей [11]. Генерация потенциала действия в отдельной тканевой клетке так же, как и освещение незначительного числа клеток, образующих ткань, практически не отразится на регистрируемой РЭП.

Трансмембранный потенциал хлоропласта

Наблюдаемые в наших экспериментах медленные и быстрые фотоиндуцированные изменения $\Pi_{хл}$, по-видимому, могут быть объяснены различной локализацией кончика микроэлектрода в хлоропласте и разной степенью повреждения мембран, а также различной биохимической активностью хлоропласта. Возможно, что быстрые фотоиндуцированные изменения $\Pi_{хл}$ приурочены к внутренним мембранам хлоропласта, а медленные — к его внешней мембране.

За последние годы вопрос о существовании трансмембранного потенциала хлоропласта и митохондрий приобрел особую актуальность в связи с гипотезой Митчела о функциональной роли электрического поля в процессах, связанных с запасанием энергии. Согласно взглядам Мит-

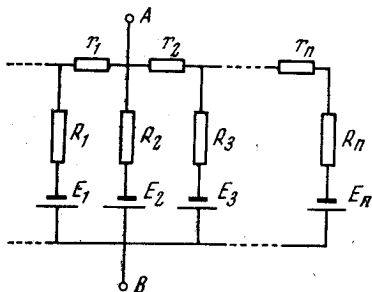


Рис. 11. Эквивалентная электрическая схема препарата клеток палисадной паренхимы

Объяснения в тексте

чела [12], освещение должно приводить к сдвигу $P_{хл}$ в положительную сторону. Обнаруженные нами быстрые фотоиндуцированные изменения $P_{хл}$, по-видимому, свидетельствуют в пользу этой гипотезы. В связи с этим интересно проследить, существует ли взаимосвязь быстрых фотоиндуцированных изменений $P_{хл}$ с фотофосфорилированием, которое, как принято считать [13], сопряжено как с циклической (фотосистема 1), так и нециклической (1 и 2 фотосистемы) цепью переноса электронов.

Тот факт, что быстрый фотоэлектрический ответ проявляется при действии длинноволнового красного света ($\lambda=715$ нм), а также возобновляется или даже усиливается в присутствии диурона после добавления феназинметасульфата, указывает на то, что быстрые фотоиндуцированные изменения $P_{хл}$ могут возникать при изолированном функционировании фотосистемы 1, сенсibiliзирующей циклический поток электронов и циклическое фосфорилирование.

В обычных условиях быстрая фотоэлектрическая реакция хлоропласта обусловлена, по-видимому, работой обеих фотосистем, на что указывает подавление фотоиндуцированных изменений $P_{хл}$ диуроном, а также эффект усиления при освещении хлоропластов светом $\lambda=715$ и 680 нм. Остается неясным, однако, принимает ли фотосистема 2 непосредственное участие в генерации фотоэлектрического потенциала или же она участвует косвенно, обеспечивая работу фотосистемы 1.

Полученные результаты, по-видимому, свидетельствуют в пользу связи быстрых фотоиндуцированных изменений $P_{хл}$ с потоком электронов, сопряженным с фосфорилированием: диурон подавляет эндогенное фосфорилирование в хлоропластах [14] и вместе с тем подавляет быстрые фотоиндуцированные изменения $P_{хл}$; феназинметасульфат значительно увеличивает скорость циклического потока электронов и фосфорилирование [13], а также амплитуду быстрой фотореакции.

Отсутствие температурной зависимости быстрой фотоэлектрической реакции хлоропластов ($Q_{10}=1-1,2$) указывает на то, что в данных условиях экспериментов скорость протекания процессов, определяющих фотоэлектрическую реакцию, лимитируют главным образом физические, а не химические или ферментативные стадии. Как известно, фотосинтетический перенос электронов и фотофосфорилирование могут осуществляться при низких температурах [15]. Исходя из концепции, развиваемой Митчелом, можно предположить, что начальная фаза быстрого фотоиндуцированного ответа обусловлена разделением зарядов и возникновением градиента H^+ в мембранных структурах хлоропласта. В связи с этим интересно отметить, что быстрая фотоэлектрическая реакция хлоропласта, обнаруженная в наших опытах, коррелирует по времени с быстрыми фотоиндуцированными изменениями концентрации H^+ , обнаруженными рядом авторов на хроматофорах бактерий и хлоропластах высших растений [16, 17].

Не исключено, что в основе фотоиндуцированных изменений $P_{хл}$ могут лежать фотофизические процессы, обусловленные полупроводниковыми свойствами, обнаруженными методом измерения фотопроводимости в сухих пленках хлоропластов [18, 19]. Выяснение связи электрических явлений, протекающих в мембранных структурах хлоропласта с фосфорилированием, а также взаимосвязи фотоиндуцированных изменений электрического потенциала на клеточной мембране и мембранах хлоропласта требует дальнейшего изучения.

ЛИТЕРАТУРА

1. Nishizaki Y. Plant Cell Physiol., 4, 353, 1963.
2. Андрианов В. К., Курелла Г. А., Литвин Ф. Ф. Биофизика, 10, 531, 1965.
3. Schilde C. Planta, 71, 184, 1966.
4. Zurzyski J. Acta Soc. Bot. Polon., 37, 519, 1968.
5. Андрианов В. К., Курелла Г. А., Литвин Ф. Ф. Цитология, 11, 1014, 1969.

6. Андрианов В. К., Булычев А. А., Курелла Г. А., Литвин Ф. Ф. Биофизика, 15, 1190, 1970.
7. Lüttge U., Pallaghy C. K. Z. Pflanzenphysiol., 61, 58, 1969.
8. Vredenberg W. J. Biochim. Biophys. Res., 37, 785, 1969.
9. Уайт Ф. Р. В сб. Культура растительных тканей. 55. Изд-во иностр. лит., М., 1949.
10. Skierczynska J. Ann. Univ. M. Curie-Sklodowska, A23, 127, 1968.
11. Higinbotham N. Abhandl. Dtsch. Akad. Wiss. Berlin, Kl. med., Wiss. 4a, 167, 1968.
12. Mitchell P. Biol. Rev., 41, 445, 1966.
13. Avron M., Neumann J. Ann. Rev. Plant Physiol., 19, 137, 1968.
14. Nobel P. S. Plant Physiol., 42, 1389, 1967.
15. Hall D. O., Arnon D. I. Proc. Nat. Acad. Sci. U. S. A., 48, 833, 1962.
16. Chance B., Grofts A. R., Nishimura M., Price B. Europ. J. Biochem., 13, 364, 1970.
17. Izawa S., Hind G. Biochim. et biophys. acta, 143, 377, 1967.
18. Arnold W., Clayton R. K., Proc. Nat. Acad. Sci. U. S. A., 46, 769, 1960.
19. Литвин Ф. Ф., Звалинский В. И. Биофизика, 13, 241, 1968.

Поступила в редакцию
26.X.1970

TRANSMEMBRANE POTENTIAL OF HIGHER PLANT'S CELLS AND CHLOROPLASTS

A. A. BULYCHEV, V. K. ANDRIANOV, G. A. KURELLA, F. F. LITVIN

Department of Biophysics, Faculty of Biology and Pedology, M. V. Lomonosov Moscow State University

The changes of electrical potential differences between the cytoplasm and the outer medium (P_{c-m}) and between the chloroplasts and the cytoplasm (P_{c-cl}), brought about by light, were measured with capillary microelectrodes in the palisade cells of *Peperomia metallica* leaves.

The illumination of the leaves with white light and red light ($\lambda > 600$ nm) was shown to be accompanied by the depolarization of a cell. The amplitude of photoinduced changes of P_{c-m} depended on the light intensity, temperature and on the number of illuminated cells in the sample.

Two types of photoinduced changes of the chloroplast potential were found: the fast (0.01—0.5 sec) positive changes with an amplitude *ca.* 10—30 mv and the slow (1—3 min) negative changes.

A possible mechanism, relating these effects to photosynthesis, is discussed on the basis of the effect of temperature, inhibitors of photosynthesis and other factors on the photoinduced changes of P_{c-cl} .