

## ОСОБЕННОСТИ РЕГЕНЕРАЦИИ РАСТЕНИЙ ИНТРОДУЦИРОВАННЫХ СОРТОВ ФИАЛКИ УЗАМБАРСКОЙ (*SAINTPAULIA IONANTHA* WENDL.) В УСЛОВИЯХ *IN VITRO*

Н.Н. ИВАНОВА

Никитский ботанический сад – Национальный научный центр

Растения сенполии (*Saintpaulia ionantha* Wendl.) являются представителями семейства *Gesneriaceae*. Впервые они были обнаружены в 1892 году в Восточной Африке, в Танзании и Кении, в районе Узамбарских гор. Сенполия также известна как африканская фиалка (African violet) или узамбарская фиалка. Это связано с тем, что цветки диких видов сенполий очень сходны по внешнему виду с фиалками (*Viola*), которые принадлежат к семейству *Violaceae*. Род сенполия был описан Вендландом в 1893 году [8].

Сенполия – популярная коммерческая культура среди горшечных декоративных растений. Окраска цветков сенполии имеет широкую цветовую гамму. Цветки могут быть синие, пурпурные, вишнёвые, малиновые, сиреневые, голубые, розовые, белые. Пестролистные сенполии отличаются тем, что имеют листья с пятнистыми узорами белой, кремовой и розовой окраски. Согласно нормам, установленным Американским обществом африканских фиалок (AVSA), по величине цветка сенполии подразделяются на мелкоцветковые сорта (размер цветка до 2 см в диаметре); средние (от 2 до 4 см); крупноцветковые (от 4 до 6 см в диаметре) [9].

Сенполии широко распространены в странах Европы, где их размножают семенами. Однако такое размножение способствует получению разнокачественного материала и не позволяет получить генетически однородный сортовой материал [8]. Размножение листовыми черенками (вегетативный способ) было разработано в США. Известно, что при таком размножении сохраняются признаки сорта. В настоящее время насчитывается свыше 5000 сортов [9]. Однако в практике декоративного садоводства нередко возникает необходимость быстрого размножения единичных ценных сортов сенполии. Такие возможности предоставляют современные методы биотехнологии. Применение метода изолированных органов и тканей, основанного на использовании способности растительной клетки реализовывать присущую ей тотипотентность позволяет в короткий срок получить необходимое количество растений. В настоящее время разработаны технологии клонального микроразмножения для многих декоративных культур [13, 14, 16]. Сенполии размножаются в культуре *in vitro* адвентивными побегами, развивающимися из ткани листа или черешка путём прямого или непрямого органогенеза. Органогенез включает процесс формирования новых придаточных побегов на эксплантах из различных органов и тканей.

Методы культуры органов и тканей различных сортов сенполии разрабатывались рядом исследователей. А. Vazquez с сотрудниками [23] сообщал о регенерации микропобегов в условиях *in vitro* из листового каллуса сенполии на питательной среде Мурасиге и Скуга (МС) [21], дополненной БАП и НУК. Так К. Lo и сотрудники [18] успешно получали новые побеги сенполии на среде МС, дополненной БАП и ИУК. J. Mithila и коллеги [19] разработали систему регенерации растений сенполии путём соматического эмбриогенеза из листовых дисков. Т. Winkelmann и сотрудники [22] получили микропобеги сенполии из протопластов в культуре *in vitro*.

Целью настоящего исследования является выявление особенностей регенерации растений сенполии сортов Alocha Orchid и Margery's Melody в культуре *in vitro*.

### Материалы и методы

Объектами исследования служили интродуцированные сорта сенполии Alocha Orchid и Margery's Melody.

Сорт Alocha Orchid – крупные ярко-розовые цветы с оборкой и малиновым глазком; листья мощные, чёрно-зелёные, блестящие.

Сорт Margery's Melody – крупные яркие расписные листья, ярко малиновые махровые цветы с гофрировкой.

Исходным эксплантом была ткань листа. Для получения стерильных эксплантов использовали различные способы стерилизации [1, 4, 5, 7, 11, 14, 15]. В работе применяли методы культуры органов и тканей для декоративных растений [1, 3, 6, 7, 10, 12, 13, 17, 20]. Экспланты сенполии (высечки листа различных размеров) культивировали на модифицированной питательной среде МС:  $\text{NH}_4\text{NO}_3$  – 825 мг/л,  $\text{KNO}_3$  – 950 мг/л,  $\text{CaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$  – 220 мг/л,  $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$  – 185 мг/л,  $\text{KH}_2\text{PO}_4$  – 85 мг/л,  $\text{Na}_2\text{EDTA}$  – 18,6 мг/л,  $\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$  – 13,9 мг/л,  $\text{H}_3\text{BO}_3$  – 3,1 мг/л,  $\text{MnSO}_4 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$  – 11,5 мг/л,  $\text{ZnSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$  – 4,3 мг/л,  $\text{KJ}$  – 0,415 мг/л,  $\text{Na}_2\text{MoO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$  – 0,0125 мг/л,  $\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$  – 0,0125 мг/л,  $\text{CoCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$  – 0,0125 мг/л, глицин – 2,0 мг/л, мезоинозит – 100,0 мг/л, никотиновая кислота – 0,5 мг/л, пиридоксин- $\text{HCl}$  – 0,5 мг/л, тиамин- $\text{HCl}$  – 0,5 мг/л, сахароза – 30,0 г/л, агар – 8,0 г/л. Для индукции адвентивных почек и микропобегов в питательную среду МС вводили 6-бензиламинопуридин (БАП) в концентрации 0,1-0,6 мг/л и  $\alpha$ -нафтилуксусную кислоту (НУК) – 0,05-0,2 мг/л. Сосуды с эксплантами помещали в термостат при температуре 28 °С и после появления адвентивных почек и микропобегов переносили в климатическую камеру с температурой  $23 \pm 1$  °С, 16-часовым фотопериодом и интенсивностью освещения 2-3 клк (лампы ЛДЦ 80).

Розетки микропобегов укореняли на 0,5 нормы питательной среды МС без фитогормонов. Регенеранты сенполии адаптировали к условиям *in vivo* в стерильном субстрате.

### Результаты и обсуждение

Изучение особенностей регенерации микропобегов из органов и тканей является необходимым условием успешного микроразмножения *in vitro* растений сенполии. Морфогенез представляет собой один из наиболее сложных процессов и находится под воздействием большого комплекса факторов [1, 2]. Выбор оптимального экспланта, режима стерилизации, условий культивирования позволяет регулировать морфогенетические процессы в культуре *in vitro*. Нами установлено, что генотип, стадия развития и ориентация экспланта на питательной среде оказывали влияние на способность ткани листа сенполии формировать адвентивные почки и микропобеги в культуре *in vitro*.

Одной из основных проблем, затрудняющих процесс клонального микроразмножения, является стерилизация исходного растительного материала. Абсолютная стерильность экспланта является необходимым условием его развития в культуре *in vitro*. Стерилизующие агенты в той или иной степени угнетают развитие эксплантов. Необходимо было использовать менее токсичные вещества, правильно подобрать их концентрацию и экспозицию стерилизации. При этом важно было получить не только стерильные, но и способные к дальнейшему развитию экспланты. Применяя метод последовательной стерилизации в 1%-ном растворе Thimerosal, 70%-ном растворе этилового спирта ( $\text{C}_2\text{H}_5\text{OH}$ ) и 0,08%-ном растворе нитрата серебра ( $\text{AgNO}_3$ ) на 95,6% удалось освободить исходный материал сенполии от грибной и бактериальной инфекции (табл. 1). Увеличение экспозиции действия раствора нитрата серебра до 6-8 мин приводило к 100% получению исходных эксплантов сенполии, свободных от контаминации. Однако при этом наблюдали сильное фитотоксическое действие реагента на растительные ткани и низкую регенерационную способность. Использование в качестве стерилизующего агента 1,0%-ного раствора гипохлорита натрия ( $\text{NaOCl}$ ) давало небольшое количество стерильных и жизнеспособных эксплантов.

Таблица 1

**Результаты стерилизации листовых эксплантов *S. ionantha***

Способ стерилизации	Количество эксплантов, свободных от контаминации, %
70% р-р C <sub>2</sub> H <sub>5</sub> OH (1 мин)→1% р-р NaOCl (5 мин)	30,0±3,2
70% р-р C <sub>2</sub> H <sub>5</sub> OH (1 мин)→1% р-р NaOCl (10 мин)	35,2±3,4
70% р-р C <sub>2</sub> H <sub>5</sub> OH (1 мин)→1% р-р Thimerosal (25 мин) → 0,08% р-р AgNO <sub>3</sub> (3 мин)	78,3± 6,2
70% р-р C <sub>2</sub> H <sub>5</sub> OH (1 мин)→1% р-р Thimerosal (25 мин) → 0,08% р-р AgNO <sub>3</sub> (5 мин)	95,6± 9,7
70% р-р C <sub>2</sub> H <sub>5</sub> OH (1 мин)→1% р-р Thimerosal (25 мин) → 0,08% р-р AgNO <sub>3</sub> (6-8 мин)	100,0±0,0

После стерилизации лист сенполии разрезали вдоль центральной жилки, а затем на отдельные сегменты, которые помещали на питательную среду МС. В процессе исследований выявлены существенные различия в регенерационной способности в зависимости от размеров исходных эксплантов сенполии сортов *Alocha Orchid* и *Margery's Melody* (табл. 2). Установлено, что оптимальными исходными эксплантатами у обоих сортов сенполии оказались выскочки ткани листа размером 1,0 x 1,0 см: 92% из них в дальнейшем сформировали адвентивные почки и микропобеги (рис. 1). При использовании эксплантов размером 0,4 x 0,4 см и 1,5 x 1,5 см только 31% и 53% из них соответственно, образовывали адвентивные почки и микропобеги в культуре *in vitro*.



Рис. 1. Листовые экспланты сенполии сорта *Margery's Melody* на модифицированной питательной среде МС

В ходе эксперимента был модифицирован состав питательной среды и подобраны оптимальные концентрации фитогормонов применительно к изучаемым сортам растений. Регенерация микропобегов сенполии сортов *Alocha Orchid* и *Margery's Melody* была получена на агаризованной питательной среде МС с половинным набором макро – и микросолей, полным составом витаминов, 30 г/л сахарозы. В качестве фитогормонов использовали БАП в концентрации 0,3-0,6 мг/л и НУК в концентрации 0,05-0,2 мг/л. Через 2-3 недели культивирования в местах соприкосновения эксплантов с питательной средой наблюдали массовое образование адвентивных почек и микропобегов.

Таблица 2

**Развитие микропобегов сенполии сортов *Alocha Orchid* и *Margery's Melody* в зависимости от размера исходного эксплантата**

Тип эксплантата	Размер эксплантата, см	Количество эксплантов, сформировавших микропобеги, %
Ткань листа	0,4 x 0,4	31,0±0,8
	1,0 x 1,0	92,0±1,3
	1,5 x 1,5	53,0±0,9

Максимальное количество листовых эксплантов, способных регенерировать адвентивные почки и микропобеги, отмечали через 8 недель культивирования (табл. 3). Из данных, представленных в таблице, следует, что через 8 недель на модифицированной питательной среде МС 86% листовых эксплантов сенполии сорта *Alocha Orchid* и 89% сорта

Margery's Melody образовывали микропобеги. Высокая степень регенерации для обоих сортов была достигнута при наличии в питательной среде 0,5 мг/л БАП. При этом среднее количество микропобегов/эксплант у сенполии сорта Alocha Orchid составило 15-20 штук, а у сенполии сорта Margery's Melody – 20-25 штук. Установлено, что экспланты из ткани листа сенполии сорта Margery's Melody обладали большей регенерационной способностью в культуре *in vitro*. При дальнейшем увеличении концентрации БАП до 0,6 мг/л наблюдали формирование микропобегов с деформацией листовых пластинок. Низкие концентрации БАП (0,3 мг/л) способствовали формированию каллуса и единичных микропобегов.

Таблица 3

**Влияние БАП на частоту регенерации микропобегов 2-х сортов сенполии в условиях *in vitro***

Концентрация БАП, мг/л	Количество эксплантов, сформировавших микропобеги, %			
	Alocha Orchid		Margery's Melody	
	4 недели	8 недель	4 недели	8 недель
0,3	5,0±0,5	25,0±0,8	10,0±0,6	30,0±1,1
0,4	25,0±0,8	55,0±1,7	29,0±0,9	38,0±1,3
0,5	40,0±1,2	86,0±2,0	48,0±1,3	89,0±2,1
0,6	45,0±1,6	86,0±2,0	50,0±1,5	89,0±2,1

В ходе экспериментов установлена зависимость регенерационной способности эксплантов от их ориентации на поверхности питательной среды (табл. 4). Если эксплант сенполии обоих сортов был помещён на питательную среду адаксиально, то частота регенерации адвентивных почек и микропобегов увеличивалась и достигала максимума к концу 8-й недели культивирования (до 95% и 98% соответственно).

Изучено влияние условий культивирования на способность эксплантов к регенерации микропобегов. Установлено, что интенсивность освещения и качество света в значительной степени влияли на частоту регенерации микропобегов сенполии обоих сортов (табл. 5). При снижении интенсивности освещения до 1,0-1,5 клк наблюдали уменьшение регенерационной способности у листовых эксплантов сенполии; только 32% эксплантов сорта Alocha Orchid и 35% сорта Margery's Melody образовывали адвентивные почки и микропобеги в условиях *in vitro*. Оптимальный уровень освещения составил 2-3 клк, при котором 87% эксплантов сорта Alocha Orchid и 94% сорта Margery's Melody образовывали адвентивные почки и микропобеги. Частота регенерации и количество образовавшихся микропобегов уменьшались при увеличении интенсивности освещения до 4-5 клк, только часть эксплантов (51% и 55% соответственно) была способна к регенерации и чаще всего сформировавшиеся микропобеги погибали.

Таблица 4

**Влияние ориентации листовых эксплантов на регенерацию микропобегов 2-х сортов сенполии в условиях *in vitro***

Тип расположения экспланта на питательной среде	Количество листовых эксплантов, образовавших микропобеги, %			
	Alocha Orchid		Margery's Melody	
	4 недели	8 недель	4 недели	8 недель
абаксиально	45±1,3	70±2,1	54±1,6	75±2,4
адаксиально	55±4,5	95±1,8	62±2,5	98±1,2

Таблица 5

**Зависимость частоты регенерации микропобегов сенполии в культуре  
*in vitro* от интенсивности освещения**

Интенсивность освещения, клк	Количество листовых эксплантов, сформировавших микропобеги, %	
	сорт Alocha Orchid	сорт Margery's Melody
1,0-1,5	32±0,6	35±0,7
2,0-3,0	87±1,7	94±2,0
4,0-5,0	51±0,8	55±0,9

Листовые экспланты первые недели находились в отсутствии освещения. Культуральные сосуды с эксплантами содержались в термостате при температуре 28 °С в течение 2-х недель до появления адвентивных почек, а затем их переносили в культуральное помещение с температурой 23±1 °С, 16-часовым фотопериодом и интенсивностью освещения 2-3 клк. После этого микропобеги быстро разрастались по всей поверхности экспланта. Для дальнейшего роста и развития розеток их отделяли и переносили на агаризованную среду для собственно размножения, содержащую половинную концентрацию макро- и микросолей, витамины и сахарозу по МС, дополненную 0,1 мг/л БАП (рис. 2), что способствовало увеличению коэффициента размножения: у сенполии сорта Alocha Orchid он составлял 1:4, а у сорта Margery's Melody – 1:6.



Рис. 2. Развитие микропобегов сенполии сорта Alocha Orchid *in vitro*

Как известно, листовые экспланты растений сенполии в культуре *in vitro* способны к регенерации адвентивных почек и микропобегов на питательной среде в отсутствии фитогормонов [16]. Это свойство было использовано для увеличения количества регенерантов сенполии исследуемых сортов. Листья микропобегов отделяли и помещали на безгормональную питательную среду МС, на которой снова происходило массовое формирование адвентивных почек и микропобегов сенполии.

Укоренение микропобегов сенполии по сравнению с другими культурами не вызывало особых трудностей. При этом корни часто формировались спонтанно на среде для размножения. Однако в дальнейшем при адаптации такие регенеранты оказались нежизнеспособными. Поэтому укоренение микропобегов проводили на 1/2 нормы среды МС, 20 г/л сахарозы без фитогормонов (рис. 3).

Через 2-3 недели культивирования растения формировали нормальную корневую систему. При этом количество корней на побег у сенполии сорта Alocha Orchid составило 3-4 штуки, длина корней достигала 16-18 мм; у сенполи сорта Margery's Melody – 5-6 штук длиной 18-20 мм.

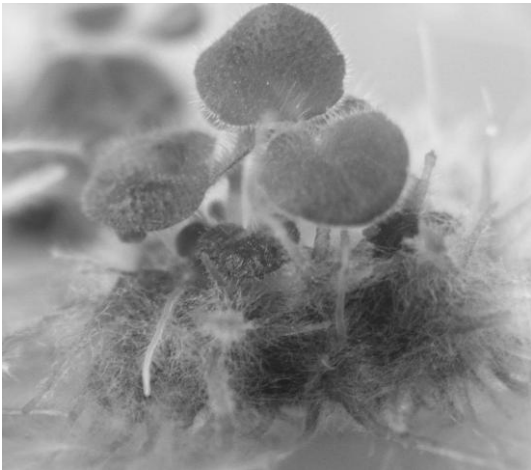


Рис. 3. Активный ризогенез микропобегов сенполии сорта Margery's Melody с 3-5 листочками на безгормональной среде МС

процессе роста и развития показали, что наличие перлита в составе субстрата способствовало более быстрому росту розеток. В период адаптации поддерживали температуру 23 °С, фотопериод 16 часов, интенсивность освещения 2-3 клк.

Исследуемые формы растений различались по реакции на продолжительность фотопериода. У сенполии сорта Alocha Orchid наблюдали рост боковых побегов при 16-часовом фотопериоде, при этом не нарушалась симметричность самой розетки. Сенполии сорта Margery's Melody не формировали боковые побеги даже при увеличении длины светового дня до 17 часов. Видимо, отсутствие боковых побегов – сортовой признак сенполии сорта Margery's Melody.

Адаптированные к условиям *in vivo* растения сенполии переносили в теплицу, где после высадки в вазоны через 3-3,5 месяца растения зацветали (рис. 4).



Рис. 4. Цветущее растение сенполии сорта Alocha Orchid

Адаптация растений, полученных в культуре *in vitro*, являлась важным этапом клонального микроразмножения растений сенполии. Поскольку культивируемые растения находились длительное время в условиях пробирки с высоким содержанием органических и неорганических веществ, регуляторов роста растений, высокой влажности, при слабом освещении – всё это могло вызывать структурные и физиологические изменения в растениях, делая их неспособными выживать при непосредственной пересадке в грунт. Поэтому важную роль играет постепенный переход растений из условий пробирки в условия *in vivo*.

Полностью сформированные растеньица с 3-4 листочками высаживали в стерильную смесь перлита: торфа: песка в соотношении 1:6:4 соответственно или в смесь перлита и микропарника в соотношении 1:1. Наблюдения в

Процесс микроразмножения сенполии занимал 7-8 месяцев: от введения экспланта на питательную среду в условиях *in vitro* до первого цветения. Из одного исходного листа можно было получить до 500 регенерантов обоих сортов.

Таким образом, полученные данные свидетельствуют о высокой регенерационной способности листовых эксплантов сенполии (*Saintpaulia ionantha* Wendl.) в условиях *in vitro*. Показано, что активное формирование микропобегов из листовых эксплантов размером 1,0 x 1,0 см происходит на модифицированной питательной среде МС с добавлением 0,5 мг/л БАП и 0,1 мг/л НУК. Выявлены особенности регенерации растений, получены и адаптированы регенеранты двух сортов сенполии.

#### Список литературы

1. Бутенко Р.Г. Культура изолированных тканей и физиология морфогенеза растений. – М.: Наука, 1964. – 270 с.

2. Бутенко Р.Г. Биология высших растений *in vitro* и биотехнологии на их основе: учебное пособие. – М.: ФБК – Пресс. – 1999. – 160 с.
3. Иванова Н.Н. Клональное микроразмножение некоторых лиственных декоративных растений // Биотехнологические исследования садовых и других ценных многолетних культур. Сб. науч. трудов / Никит. ботан. сад. – 1997. – Т. 119. – С. 153-168.
4. Иванова Н.Н. Клональное микроразмножение некоторых лиственных декоративных растений // Биотехнологические исследования садовых и других ценных многолетних культур. Сб. науч. трудов / Никит. ботан. сад. – 1997. – Т. 119. – С. 153-168.
5. Иванова Н.Н. Особенности клонального микроразмножения *Anthurium andreaum* и *Begonia Elatior* // Meeting of Young Scientists in Horticulture: 7 Intl. Conf., September 14-16, 1999, Lednice, Czech Republic. Materials. – Lednice. – 1999. – P. 168-171.
6. Иванова Н.Н., Митрофанова И.В., Митрофанова О.В. Особенности клонального размножения *Ananas comosus* Merr. // Проблемы дендрологии, садоводства и цветоводства: Междунар. конф. молодых ученых, 24-26 октября 1994, Ялта. Материалы. – Ялта. – 1994. – С. 67-71.
7. Калинин Ф.Л., Кушнир Г.П., Сарнацкая В.В. Технология микрклонального размножения растений. – Киев: Наукова думка, 1992. – 232 с.
8. Котовщикова Н.И. К вопросу культивирования сенполий (биология и экология) // Тр. Никит. ботан. сада. – 1976. – Т. 68. – С. 98-107.
9. Макуни Б.М., Макуни Т.Н. Сенполия-узамбарская фиалка. – М.: Изд-во МГУ, 1989. – 64 с.
10. Митрофанова И.В. Особенности микроразмножения гемарии разноцветной и доссинии в условиях *in vitro* // Биологический вестник. – 2003. – Т. 7, № 1–2. – С. 43-45.
11. Митрофанова И.В., Соколов О.И., Митрофанова О.В., Иванова Н.Н. Пути реализации морфогенного потенциала каладиума (*Caladium hortulanum* Birdsey.) и цветной каллы (*Zantedeschia hybrida*) в условиях *in vitro* // Біологічний вісник. – 2006. – Т. 10, № 1. – С. 64-67.
12. Митрофанова О.В., Митрофанова И.В. Изучение вирусов цветочных культур и эффективные методы оздоровления *in vitro* // Вісник Київського Нац. ун-ту ім. Тараса Шевченка. Сер. Біологія. – 2001. – Вип. 35. – С. 47-53.
13. Митрофанова О.В., Михайлов А.П., Чехов А.В. Биотехнологические аспекты освобождения от вирусов и клонального микроразмножения некоторых экономически важных многолетних культур // Биотехнологические исследования садовых и других ценных многолетних культур. Сб. науч. трудов / Никит. ботан. сад. – 1997. – Т. 119. – С. 7-34.
14. Митрофанова О.В., Митрофанова И.В., Смыков А.В., Лесникова Н.П. Методы биотехнологии в селекции и размножении субтропических и косточковых плодовых культур // Труды Никит. ботан. сада. – 1999. – Т. 118. – С. 189-199.
15. Biotechnology of ornamental Plants / Eds. R.L. Geneve, J.E. Preece, S.A. Merkle. – Wallingford CAB International, 1997. – 412 p.
16. Grout B.W.W. African violet // Handbook of plant cell culture. V.5. Eds. P.V. Ammirato, D.A. Evans, W.R. Sharp, Y.P.S. Bajaj. – New York MacGraw-Hill Publ. Co., 1990. – P. 181-205.
17. Dixon R.A. Plant cell culture: a practical approach. – Oxford: Washington: IPL Press Limited, 1985. – 236 p.
18. Lo K.H., Giles K.L., Sawhney V.K. Acquisition of competence for shoot regeneration in leaf discs of *Saintpaulia ionantha* (African violet) cultured *in vitro* // Plant Cell Rep. – 1977. – Vol. 16, N 6. – P. 416-420.
19. Mithila J., Hall J., Victor J.M.R., Saxena P.K. Thidiasuron induces shoot organogenesis at low concentrations and somatic embryogenesis at high concentrations on leaf and petiole explants of African violet *Saintpaulia ionantha* Wendl. // Plant Cell Rep. – 2003. – Vol. 21, N 5. – P. 408-414.

20. Mitrofanova I.V. Influence of carbohydrates and physical factors of cultivation on formation of *Cymbidium hybridum* and *Cymbidium minima* protocorms *in vitro* // Бюл. Никит. ботан. сада. – 2005. – Вып. 91. – С. 126-130.

21. Murashige T., Skoog F. A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue cultures // *Physiol. Plant.* – 1962. – Vol. 15, N 3. – P. 473-497.

22. Winkelmann T., Grunewald J. Plant Regeneration from Protoplasts of *Saintpaulia ionantha* H. Wendl // *Gartenbauwissenschaft.* – 1992. – Vol. 57, N 6. – P. 284-288.

23. Vazquez A.M., Davcy M.R., Short K.C. Organogenesis in cultures of *Saintpaulia ionantha* // *Acta Hortic.* – 1977. – N 78. – P. 249-258.

**Features of plant regeneration of introduced cultivars African violet  
(*Saintpaulia ionantha* Wendl.) *in vitro***

Ivanona N.N.

On the basis of our researches the opportunity of *Saintpaulia ionantha* regenerants obtaining has been shown. The type of explant and optimal phytohormone concentrations in medium influencing process of plant regeneration have been determined. The features of microshoots rizhogenesis *in vitro* and adaptation *in vivo* of regenerants of two cultivars of African violet have been investigated.