

Во все годы исследований сорта формировали количество клейковины, относящееся к стандарту на сильную пшеницу. Только в 2001 году, самом благоприятном по погодным условиям, имея самую высокую урожайность, сорта Бадулинка и Арчединская 1 сформировали количество клейковины в зерне, не отвечающее требованиям ГОСТа: 23,8 и 27,9% соответственно. Здесь сказалась, видимо, зависимость между урожайностью и содержанием белка и клейковины в зерне, которая, как указывают И.Г. Калининко и И.И. Созинов, имеет обратную корреляцию.

#### Выводы

Полученные данные наглядно показывают преимущество новых, выделенных в конкурсном сортоиспытании сортов. Их

уровень урожайности за период шестилетних исследований превышал на 5-86% урожайность сорта-стандарта, что в сочетании с высокими качественными показателями дает право рекомендовать их для районирования в засушливой зоне Нижнего Поволжья.

#### Библиографический список

1. Казаков Е.Д. Качество зерна и факторы, его определяющие / Е.Д. Казаков // Хранение и переработка зерна. М.: ЦНИИ ТЭМ Минзага СССР, 1976. 230 с.
2. Казаков Е.Д. Биохимия зерна и хлебопродуктов / Е.Д. Казаков, Г.П. Карпиленко. СПб.: ГИОРД, 2005. 512 с.
3. Государственный реестр охраняемых селекционных достижений. М., 2006. 307 с.



УДК 581.143.6

А.А. Эрст,  
Н.А. Вечернина

## РАЗМНОЖЕНИЕ СМОРОДИНЫ ЗОЛОТИСТОЙ *IN VITRO*

### Введение

Смородина золотистая (*Ribes aureum* Pursh.) в настоящее время является перспективной ягодной культурой для Сибирского региона и европейской части России. Она засухо- и жароустойчива, достаточно зимостойка, не требовательна к почвенно-климатическим условиям, дает высокие урожаи ягод и очень декоративна. Ценность смородины золотистой заключается также в особых качествах ягод. Их сладость и десертность выше, чем у ягод черной и красной смородины, они характеризуются длительным сроком хранения, содержат большое количество пектиновых веществ, после созревания не осыпаются и держатся на длинных плодоножках [1].

Однако распространение этой новой ягодной культуры осложнено по причине низкой эффективности традиционного метода вегетативного размножения – зеленого черенкования (укоренение не превышает 30%).

Именно для таких растений, которые являются трудноукореняемыми в обычных

условиях, оправдано применение современных методов вегетативного размножения – микроразмножения. По сравнению с традиционными способами размножения, применение биотехнологических приемов позволяет в короткие сроки получить в большом количестве посадочный материал, генетически идентичный материнскому растению, работать в лабораторных условиях круглый год и планировать выпуск растений к определенному сроку, длительно сохранять растительный материал в условиях *in vitro* [2].

Методы размножения *in vitro* разработаны для различных представителей рода *Ribes* [2-6]. Однако они характеризуются видо- и сортоспецифичностью. Потребовалась большая экспериментальная работа, связанная с оптимизацией условий культивирования на всех этапах микроразмножения для каждой культуры.

Цель данного исследования – изучение особенностей клонального микроразмножения смородины золотистой на этапах введения *in vitro* и собственно размножения.

### Объекты и методы

Исходным материалом служили 5-7-летние растения сорта Валентина селекции НИИСС им. М.А. Лисавенко.

Поверхностную стерилизацию исходного растительного материала (пазушные почки) осуществляли путем погружения почек на 3-5 с в 70%-ный этанол, затем в 0,1%-ный раствор сулемы (20 мин.), с последующим четырехкратным промыванием в стерильной дистиллированной воде. Первичными эксплантами служили меристемы 0,5-1,0 мм, выделенные из почек с использованием стереомикроскопа МБС-9. Меристемы помещали на питательные среды различного минерального состава (Мурасиге и Скуга (MS), Гамборга и Эвелега (B<sub>5</sub>), Андерсона (A), дополненные 6-бензи-ламинопурином (БАП).

Для изучения индукции роста и развития побегов пазушные почки культивировали на средах, дополненных различными регуляторами роста: БАП (1, 3, 5, 10 и 20 мкМ), кинетином (Кн) (5 и 10 мкМ), 2-изопентиладенином (ИПА) (5 и 10 мкМ), предшественником цитокинина — сульфатом аденина (Ac) (100 и 200 мг/л), гибберелловой кислотой (ГК<sub>3</sub>) (1 и 5 мкМ), а также другими физиологически активными веществами: аскорбиновой кислотой (1, 10 мг/л) и глутатионом (50, 100 мг/л). В качестве источников углерода в питательную среду добавляли сахарозу (30 и 45 г/л) или глюкозу (30 г/л). Продолжительность пассажа составляла 14-15 суток. Учитывались следующие показатели: коэффициент размножения как количество развившихся побегов у одного экспланта (шт/экспл.) и длина побега (мм).

Экспланты культивировали в следующих условиях: фотопериод — 16/8 часов свет/темнота, освещенность — 2-3 клк, 24±1°C.

### Результаты и их обсуждение

При введении эксплантов *in vitro* указанный режим поверхностной стерилизации пазушных почек оказался приемлемым и эффективным: выход неинфицированных эксплантов составил 93,5%, из них 90% были жизнеспособными.

На этапе введения *in vitro* (0-пассаж) изучали влияние различных питательных сред с относительно высоким (MS, B<sub>5</sub>) и низким (A) содержанием минеральных солей, дополненных 5 мкМ БАП (табл. 1).

Меристемы, высаженные на данные среды, образовывали укороченные пазушные побеги. В конце второй недели культивирования происходил некроз тка-

ней базальной части побегов и нижних листьев, соприкасающихся со средой. Подобные наблюдения отмечены не только для представителей р. *Ribes*, но и для других растений (*Ribes japonicum*, *Ribes grossularia*, *Chosenia arbutifolia*, *Maackia amurensis*) [5]. Вследствие гибели некоторых клеток эксплантов, выделения гидролитических ферментов и токсичных веществ, содержащихся в вакуолях (например, фенолов), происходит их негативное влияние на окружающие ткани. Некроз является серьезной проблемой при микроразмножении некоторых видов растений, снижая показатели роста и развития культур *in vitro*, а также коэффициент размножения. Предотвращение этих процессов наиболее часто достигается путем введения в состав питательной среды антиоксидантов. Такой подход был использован в наших экспериментах: в состав питательной среды MS совместно с 5 мкМ БАП в качестве антиоксидантов добавляли аскорбиновую кислоту (1 и 10 мг/л) или глутатион (50 и 100 мг/л). Однако это не дало положительных результатов. Поэтому продолжительность пассажа при культивировании пазушных почек смородины золотистой сокращена до 14-15 суток. Хотя для большинства растений, в том числе для черной и красной смородины, продолжительность пассажа составляет 3-4 недели.

Из испытанных основных питательных сред наиболее приемлемой для культивирования оказалась среда MS, на ней экспланты лучше росли и развивались, тогда как экспланты, культивируемые на питательных средах B<sub>5</sub> и A, уступали по темпам роста и развития. Питательная среда MS была взята за основу в последующих экспериментах.

На этапе собственно размножения при изучении влияния цитокининов (БАП, Кн, ИПА) на рост и развитие пазушных почек (табл. 2) установлено, что максимальный стимулирующий эффект достигается при введении в среду 5 мкМ БАП. Относительно высокие концентрации БАП (10 или 20 мкМ) индуцируют развитие большего количества пазушных почек и, таким образом, повышают коэффициент размножения, но такие концентрации БАП также стимулируют необратимую гипергидратацию. Даже при субкультивировании гипергидратированных пазушных почек на питательной среде с пониженной концентрацией БАП (3 мкМ) не происходила нормализация ростовых процессов.

Таблица 1

Характеристики роста и развития меристем смородины золотистой на различных минеральных основах питательных средах, дополненных 5 мкМ БАП

Основная питательная среда	Длина побега, мм	Коэффициент размножения, шт/экспл.
MS	4,7±0,6	3,5±0,5
A	3,8±0,3	3,0±0,6
B <sub>5</sub>	3,8±0,3	1,9±0,5

Таблица 2

Влияние БАП на коэффициент размножения смородины золотистой

Концентрация БАП, мкМ	Количество экплантов, шт.	Коэффициент размножения, шт/экспл.
0	12	0
1	12	1,6±0,5
3	15	2,9±0,6
5	15	3,6±0,7
10	12	4,1±0,6
20	12	4,6±0,7

Цитокинины Кн и ИПА, как индукторы пазушного побегообразования и роста побега, оказались малоэффективными. Они стимулировали только рост листовых пластинок. Введение в состав питательной среды предшественника цитокинина (Ас) совместно с невысокой концентрацией БАП (1 мкМ) оказалось также неэффективным: побеги имели бледно-зеленый цвет, низкий коэффициент размножения (как на среде с 1 мкМ БАП), небольшие побеги. Только при культивировании пазушных почек смородины золотистой на среде, содержащей по 5 мкМ БАП и ГК<sub>3</sub>, длина побегов увеличилась почти вдвое по сравнению со средой, содержащей только 5 мкМ БАП (8,2±1,4мм против 4,8±0,6 мм) (рис. 1). Такой подход (совместное использование ГК<sub>3</sub> и БАП) оказался эффективным для стимуляции роста и вытягивания побегов при разработке методов микроразмножения черной смородины и ежевики [6].

Одним из важных компонентов любой питательной среды является источник углерода. Углерод нужен для жизни клетки как источник энергии и С-скелетов для биосинтетических процессов. В культуре изолированных тканей источник углерода нужен и как осмотический агент. При культивировании растительных тканей наиболее часто используемые источники углерода – углеводы, а среди них – сахароза, так как она является главной транспортной формой для большинства видов

растений. Чаще всего ее используют в концентрации 3%. Для смородины золотистой использование сахарозы в концентрации выше 3% нецелесообразно. Повышение концентрации сахарозы до 4,5% в питательной среде, содержащей 5 мкМ БАП, не привело ни к увеличению длины побега, ни к повышению коэффициента размножения (2,9±0,6 шт/экспл. при 4,5% сахарозы против 3,6±0,7 шт/экспл. при 3% сахарозы).

В некоторых случаях отмечают, что культивирование изолированных органов и тканей ряда растений более целесообразно проводить на питательной среде, содержащей не сахарозу, а другие источники углерода. Так, для повышения коэффициента размножения *Malus* культуры пассировали на среды с сорбитом [7]. Микроразмножение хмеля проводили на среде, где вместо сахарозы использована 2%-ная глюкоза [8]. Для культуры изолированных зародышей *Zea mays* вместо сахарозы применяли мальтозу [9].

В наших экспериментах замена в питательной среде сахарозы на глюкозу (3%) оказала положительное влияние на такие показатели, как длина побегов и коэффициент размножения (рис. 2).

На питательных средах (варианты 1 и 3), содержащих глюкозу, наблюдали увеличение длины побега по сравнению со средой, содержащей в качестве источника углерода сахарозу.

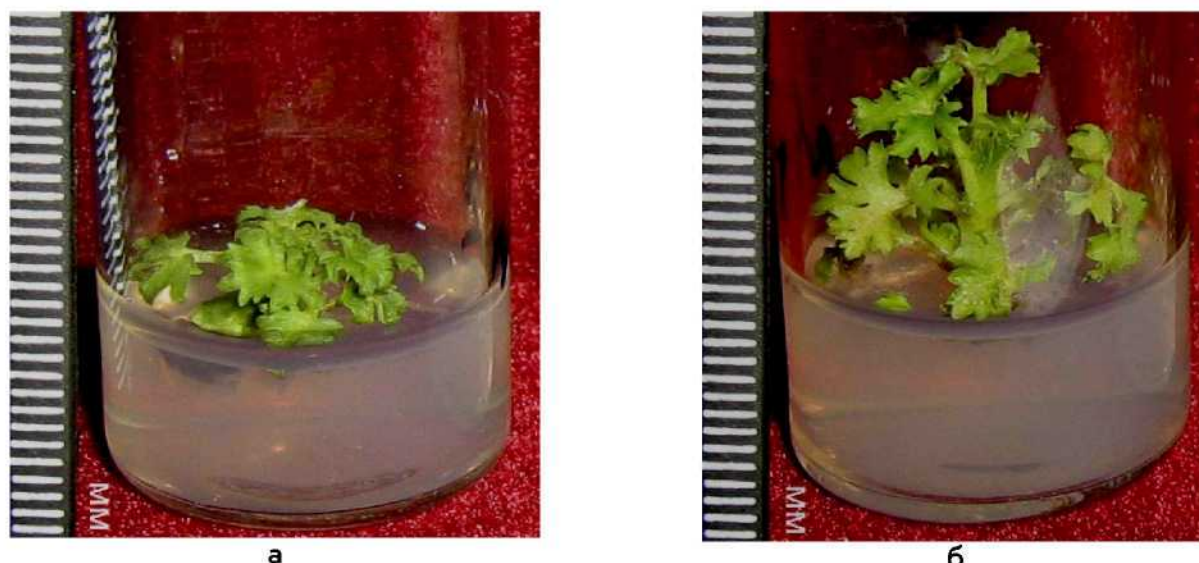


Рис. 1. Побеги смородины золотистой в культуре *in vitro* на средах MS, содержащих БАП 5 мкМ (а) и БАП 5 мкМ + ГК<sub>3</sub> 5 мкМ (б)

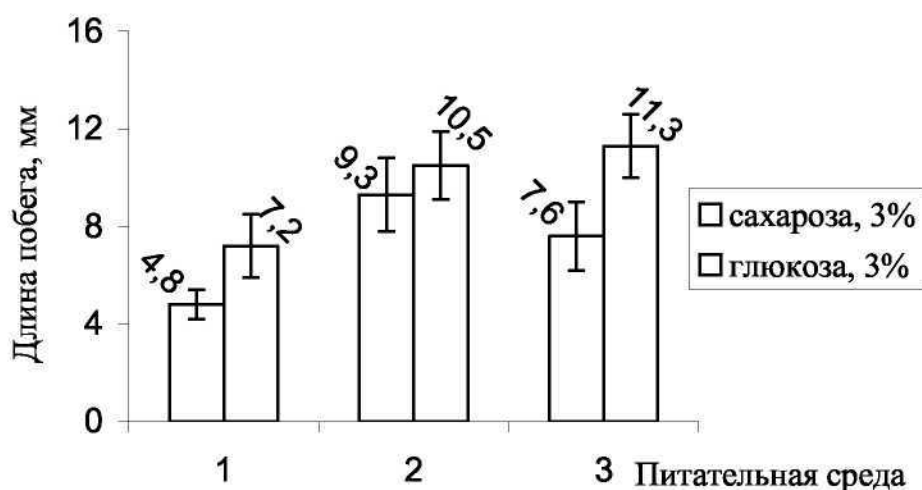


Рис. 2. Влияние источника углерода на длину побега смородины золотистой: варианты питательных сред (1 – MS + БАП 5 мкМ; 2 – MS + БАП 1 мкМ + ГК<sub>3</sub> 5 мкМ; 3 – MS + БАП 5 мкМ + ГК<sub>3</sub> 5 мкМ)

### Заключение

В результате наших исследований показана возможность введения в культуру смородины золотистой на примере сорта Валентина и установлено, что наиболее подходящей средой для культивирования является среда MS, дополненная регуляторами роста – 5 мкМ БАП и 5 мкМ ГК<sub>3</sub>, содержащая в качестве источника углерода 3%-ную глюкозу. Использование такого состава питательной среды позволило увеличить длину развивающихся *in vitro* побегов. Однако продолжительность пассажа ввиду некроза базальной части по-

бегов целесообразно сократить до 14-15 суток.

### Библиографический список

1. Ягудина С.И. Смородина / С.И. Ягудина. Ташкент: ФАН, 1976. С. 16-18.
2. Поликарпова Ф.Я. Методические указания по клональному микроразмножению черной и красной смородины / Ф.Я. Поликарпова, В.А. Высоцкий, З.Т. Тарашвили. М., 1986. 15 с.
3. Тарашвили З.Т. Ускоренное размножение черной и красной смородины

методом *in vitro*: автореф. канд. с.-х. наук / З.Т. Тарашвили. М., 1985. 23 с.

4. Wainwright H. Studies of the micropropagation of *Ribes* species / H. Wainwright, A. Flegmann // Acta Hort. 183. 1986. P. 315-322.

5. Karkonen A. Micropropagation of several Japanese woody plants for horticultural purposes / A. Karkonen, L. Simola, T. Koronen // Ann. Bot. Fennici. 1999. № 36. P. 21-31.

6. Ruzic D. Micropropagation as means of rapid multiplication of newly developed blackberry and black current cultivars / D. Ruzic, T. Lazic // Agric. Consp. Sci. 2006. V. 71. № 4. P. 149-153.

7. Pua E. Requirement for sorbitol (D-glucitol) as carbon source for *in vitro*

propagation of *Malus robusta* № 5 / E. Pua, C. Chong // Can. J. Bot. 1984. 62. № 7. P. 1545-1549.

8. Liu T. Культивирование отрезками стеблей и размножение в пробирках хмеля обыкновенного (*Humulus lupulus* L.) / T. Liu, H. Zhao, F. Chen, B. Cui, J. Zhu // Acta Bot. Boreali-Occident. Sin. 2000. 20. № 5. P. 778-783.

9. Matthys-Rochon E. *In vitro* development of maize immature embryos: a tool for embryogenesis analysis / E. Matthys-Rochon, F. Piola, E. Deunff, R. Mol, C. Dumas // J. Exp. Bot. 1998. 49. № 322. P. 839-845.



УДК 634.11/.12:631.526.32 (571.15)

Г.Ю. Нихайчик,  
И.П. Калинина

## КУЛЬТУРА ЕВРОПЕЙСКИХ СОРТОВ ЯБЛОНИ В СТЛАНЦЕВОЙ ФОРМЕ В УСЛОВИЯХ АЛТАЙСКОГО КРАЯ

Яблоня является основной плодовой культурой умеренного пояса России и всего северного полушария, занимая первое место по площади и валовому производству плодов. Плоды яблони – ценный диетический продукт питания человека (Витковский В.Л., 2003).

Распространенность и популярность яблони связана с ее биологическими особенностями, оздоравливающим действием, высокими технологическими качествами плодов.

В Сибири, как и в целом по России, яблоня занимает значительную долю в садах потребительского типа. В основном в них выращиваются мелкоплодные зимостойкие сорта полукультурок. Европейские сорта яблони население выращивает не только по причине величины плодов и высоких вкусовых качеств, но и вследствие длительности их хранения (до февраля-апреля).

Европейские сорта яблони в условиях сурового сибирского климата выращиваются в стланцевой и полустланцевой форме. Укрытие всей кроны снегом в

зимнее время позволяет сохранить от морозов древесину и плодовые органы незимостойких сортов [4].

Ежегодное плодоношение яблони в стланцевой форме обеспечивается определенной высотой снега. Недостаточная его высота приводит к сильному подмерзанию и гибели значительной части кроны [1].

Нередко яблоня в Сибири повреждается главным образом в начале зимы, когда снега еще мало. Поэтому пригнутые к земле стланцевые деревья желательно в конце октября укрыть обрезками малины, хворостом, лапником, щитами из прутьев. В этом случае первый же снег надежно укроет стланцы и предохранит их от морозов. Установка щитов высотой в 1 м со стороны господствующих юго-западных ветров на расстоянии 2-2,5 м от дерева способствует снегозадержанию и надежному укрытию деревьев [4].

Климат Алтайского края – резко континентальной с продолжительной зимой и сравнительно коротким жарким летом.