

УДК 633.11:632.4/938.1+631.527.8

## ЛАБОРАТОРНЫЙ МЕТОД ЗАРАЖЕНИЯ РАСТЕНИЙ ПШЕНИЦЫ ВОЗБУДИТЕЛЕМ ГИБЕЛЛИНОЗА

Е.Л. Гасич, Л.Б. Хлопунова, Т.Ю. Гагкаева

Всероссийский НИИ защиты растений, Санкт-Петербург

В последнее десятилетие отмечено увеличение распространения заболевания озимой пшеницы на юге европейской части России, вызванное грибом *Gibellina cerealis* (Pass.) Pass. Для определения патогенности штаммов, оценки устойчивости сортов, установления влияния различных факторов на взаимоотношения патогена и растения необходимо иметь быструю, недорогую и надежную методику заражения растений. Целью данной работы являлась разработка лабораторного метода заражения пшеницы *G. cerealis*, включающего культивирование гриба на искусственных средах и инокуляцию растений. В результате изучения шести различных способов инокуляции наиболее стабильные результаты были получены при использовании бензимидазольного метода (Михайлова и др., 2003), модифицированного применительно к грибу *G. cerealis*. Отрезки второго листа 3-недельных растений помещали в чашки Петри на увлажненную 0.004% раствором бензимидазола фильтровальную бумагу. В центр каждого отрезка нанесли 10 мкл мицелиальной суспензии (100 мг/мл воды) 7-суточной культуры гриба, выращенной на жидкой соевой среде. Размер некрозов измеряли на 10 сутки после инокуляции. Проведена оценка реакции 42 сортов озимой пшеницы, инокулированных с использованием данной методики. Наибольшая устойчивость к заболеванию выявлена у сортов Волжская К и Поэма, наибольшая восприимчивость установлена для сортов Ангелина, Тонация и Галина.

**Ключевые слова:** *Gibellina cerealis*, устойчивые сорта, бензимидазольный метод.

Гибеллиноз (возбудитель *Gibellina cerealis* (Pass.) Pass.) является вредоносным заболеванием озимой пшеницы, которое при благоприятных для развития болезни условиях может привести к 10–40% снижению урожайности [Таракановский и др., 2011; Таракановский, 2014].

В России заболевание зарегистрировано в Краснодарском и Ставропольском краях, Ростовской и Волгоградской областях [Никитина, 1990; Таракановский, 2004; Зазимко и др., 2006; Жалиева, 2007, 2012; Стамо, Кузнецова, 2009; Кузнецов, 2010; Таракановский и др., 2011]. В литературе имеются сведения о наличии гибеллиноза в Италии [Passerini, 1886; Foschi, 1915; Gabotto, 1927; Ferraris, 1930; Cariello, 1975], Англии [Glynne, 1936, 1985], Болгарии [Todorova, 1957], Румынии [Raicu et al., 1967], Северном Китае [Wang et al., 1956], Грузии [Энделадзе и др., 1980]. Сообщалось о регистрации заболевания в США [Sprague, 1934, 1937], которое позже было признано ошибочным [Cariello, 1975].

Кроме пшеницы гриб может поражать ячмень, рожь, овес, тритикале, плевел [Sprague, 1934; Cariello, 1975; Энделадзе и др. 1980; Glynne et al., 1985; Таракановский, 2014].

Источником инфекции служат зараженные растительные остатки, однако сведения о длительности сохранения в природе инфекционного начала противоречивы. Некоторое количество аскоспор (10–20%) может прорасти сразу после сбора урожая, остальные аскоспоры требуют длительного периода для созревания [Wang et al., 1956]. К. Ванг с соавторами [1956] установили, что прорастание аскоспор стимулируется отрезками листьев и корней проростков пшеницы и прорастающими семенами, также созревание аскоспор ускоряется под воздействием низких температур, близких к точке замерзания [Wang et al., 1956]. В опытах Д. Пассерини [Passerini, 1886] при внесении инфицированных растительных остатков в почву заражение растений было зарегистрировано только на второй год, из чего было сделано заключение, что аскоспоры *G. cerealis* имеют длительный период созревания и должны находиться в течение одного года в почве, чтобы вызвать инфекцию. По данным М. Глинне с соавторами [Glynne

et al., 1985], в вегетационных опытах было установлено, что инфекционное начало сохраняется на растительных остатках в сухих лабораторных условиях только в течение нескольких месяцев, через год растительные остатки теряют свой инфекционный потенциал. Однако, как установили эти же авторы, в природе гриб может выживать в виде стромы или перитециев на растительных остатках в почве по меньшей мере в течение 5 лет. В опытах В.С. Горьковенко с соавторами [2013] патоген сохранял жизнеспособность на пораженных растительных остатках более года при хранении как в лабораторных условиях, так и в полевых на поверхности почвы. Причем заражение растений отмечено только при использовании растительных остатков, хранящихся 6 и более месяцев. Аскоспоры на свежесобранных остатках, а также хранящихся 3 месяца не вызывали заражения растений. Установлено, что при хранении растительных остатков в складском помещении инфекция сохранялась в течение 9 лет [Горьковенко и др., 2013]. Существует возможность распространения болезни семенами, поскольку аскоспоры могут сохраняться на их поверхности [Кузнецов, 2010; Савченко, Вдовенко, 2012].

Развитию болезни способствует теплая и дождливая осень, мягкий зимний период с частыми оттепелями, влажная ранняя весна [Зазимко и др., 2006; Роженцова, 2008; Стамо, Кузнецова, 2009; Кузнецов, 2010; Горьковенко и др., 2014]. Для прорастания аскоспор, имеющих плотную толстостенную оболочку, требуется длительный период увлажнения, поэтому процессу заражения способствует выпадение обильных осадков [Горьковенко и др., 2014]. Существует мнение, что заболевание может быть приурочено к бедным, слабо удобренным почвам [Glynne et al., 1985].

Инфицирование растений осуществляется на протяжении длительного времени – от прорастания семян до формирования нового зерна [Горьковенко и др., 2014]. Это может быть связано с растянутым периодом созревания перитециев и аскоспор, которое коррелирует с периодами выпадения обильных осадков, а также возможностью заражения растений мицелием, развившимся из стромы. По мнению А.Н. Таракановского [2014], роль мицелия

в заражении растений возможно более значительна, чем аскоспор. По данным В.С. Горьковенко и Н.Б. Богословской [2013], проникновение патогена в ткани растения-хозяина происходит без предварительного повреждения. Инкубационный период составляет 12–18 суток. Первые симптомы появляются на колеоптиле, с которого грибок проникает внутрь, заражая ниже расположенные ткани зачаточных листьев, стебля и колоса, также при контакте с почвенной инфекцией возможно инфицирование эпикотилия [Горьковенко, Богословская, 2013; Горьковенко и др., 2015].

По данным Н. Я. Энделадзе [1976], оптимальная температура для роста и развития *G. cerealis* в чистой культуре 24–25 °С, минимальная – 3–5 °С, максимальная – 30 °С. В чистой культуре грибок лучше развивается на среде, содержащей аспарагин и нитрат натрия. Из источников углеводов лучшим для роста гриба является арабиноза. Оптимальная рН среды 5–6. Перитеции формируются на 35–40 сутки культивирования, созревание сумок в культуре происходит одновременно [Горьковенко, Богословская, 2013].

Гибеллиоз вызывает потери урожая за счет выпадов растений при поражении в стадии всходов, уменьшения числа продуктивных стеблей и снижения массы 1000 зерен [Зазимко и др., 2006; Кузнецов, 2010]. Показано, что гибеллиоз снижает длину колоса, количество колосков в колосе и его озерненность [Жалиева, 2007]. Заболевание проявляет наибольшую вредоносность при инфицировании растений на ранних этапах онтогенеза [Горьковенко и др., 2015]. Выявлено различие сортов по степени устойчивости к гибеллиозу [Жалиева, 2012; Шутко и др., 2012]. По данным Л.Д. Жалиевой [2007], сильнее поражаются сорта мягкой пшеницы.

Для определения патогенности штаммов, оценки сортов по устойчивости, предварительной оценки эффективности фунгицидов необходимо иметь надежную лабораторную методику заражения растений грибом.

Н.Я. Энделадзе с соавторами [1980] в лабораторных условиях изучали патогенность *G. cerealis* путем внесения в почву мицелия и остатков пораженных растений. При таком способе внесения инокулюма в фазе 3–4 листьев отмечалась гибель 45–50% всходов. Наиболее сильное

распространение болезни зарегистрировано при внесении инокулюма на глубину 5–7 см. С увеличением глубины заделки число пораженных растений снижается.

М. Глинне с соавторами [1985] для заражения растений в вегетационных условиях использовали измельченную солому с перитециями, которую либо смешивали с 5 см слоем почвы в горшках, либо помещали на поверхность почвы. Заражение было слабым и в том и в другом случае: <1% и 4% пораженных растений соответственно. Причем заражение отмечалось только при использовании растительных остатков, хранящихся не более 3 месяцев. Также заражение недельных проростков проводили путем помещения 5 мм дисков, вырезанных из колонии гриба, растущей на картофельно-декстрозном агаре, к основанию стебля каждого проростка. Диски присыпали тонким слоем рыхлой почвы, эффективность заражения составила 32.6%.

В.С. Горьковенко с соавторами [2013] вносили инфицированные растительные остатки в почву (5 перитециев на 1 г почвы), в которую высевали семена пшеницы, растения инкубировали в вегетационной камере при 15 °С и влажности почвы 70–80%. Максимальное количество зараженных растений составило 16%.

Н.Б. Богословская и В.С. Горьковенко [2014] предложили для инокуляции растений использовать рулонный метод проращивания семян. На фильтровальную бумагу выше зерновок они помещали зараженные послеуборочные остатки или культуру гриба, выращенную на картофельно-глюкозной среде (КГА), процент заражения определяли на 20-й день. Наибольшее количество (20%) пораженных проростков выявлено в варианте с послеуборочными остатками, которые предварительно замачивали в дистиллированной воде в течение 5 суток.

Таким образом, рассмотренные выше методики инокуляции растений не всегда приводили к эффективному заражению достаточного количества испытуемых растений.

Целью данной работы являлась разработка лабораторного метода заражения пшеницы *G. cerealis*, включающего культивирование гриба на искусственных средах и инокуляцию растений.

## Материалы и методы

В работе использовали изоляты *G. cerealis*, выделенные авторами из стеблей озимой пшеницы в 2011 году: МФС-22701 (Краснодарский край) и МФС-22704 (Ставропольский край). Чистые культуры изолятов гриба хранятся в коллекции лаборатории микологии и фитопатологии ВИЗР.

Выделение изолятов в чистую культуру осуществляли методом посева кусочков пораженной ткани на картофельно-сахарозный агар после предварительной отмывки под струей водопроводной воды (1 час), поверхностной дезинфекции в 0.1% растворе нитрата серебра (длительность экспозиции 1 мин) и последующей отмывки в стерильной воде со стрептомицином. Чашки инкубировали в термостате при 24 °С.

Изучение культуральных свойств проводили на агаризованных питательных средах различного состава (картофельно-сахарозная (КСА), глюкозо-пептонная, Чапека, V-4) и зерновых субстратах (перловая, пшенная, овсяная крупы), а также на отрезках стеблей рапса и пшеницы в темноте [Наумов, 1937]. Обильность образования аскоспор в зависимости от освещенности оценивали при культивировании изолятов на КСА под люминесцентными лампами при 24 °С.

Среды Чапека и КСА готовили согласно принятым прописям [Методы экспериментальной микологии, 1982]. Состав других сред приведен ниже, во все агаризованные среды перед автоклавированием добавляли агар-агар 16 г/л.

**Соевая среда (г/л воды):**  $\text{KH}_2\text{PO}_4$  – 2,  $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$  – 1,  $\text{MgSO}_4$  – 1, глюкоза – 20, соевая мука – 10.

**Глюкозо-пептонная среда (ГП, г/л воды):**  $\text{KH}_2\text{PO}_4$  – 1,  $\text{KCl}$  – 0.5,  $\text{MgSO}_4$  – 0.5, глюкоза – 20, пептон – 1, дрожжевой экстракт – 5.

**Среда V-4:** 150 мл смеси овощных соков (4:3:2:1 – свекольный, сельдерейный, морковный, томатный соответственно) доводили до 1 л водопроводной водой, добавляли 2 г мела [Михайлова и др., 2002].

Зерновые субстраты (по 2 г) или отрезки сухих стеблей (7 см) помещали в пробирки с 2 мл воды, стерилизовали при 1 атм. 30 мин. Инокуляцию субстратов проводили мицелиально-агаровым блоком диаметром 5 мм, взятым с края 2-недельной культуры гриба, растущей на КСА.

Для изучения влияния температуры изолят МФС-22701 культивировали в темноте на КСА при 16, 20, 24 и 28 °С. Диа-

метр колоний измеряли на 7 и 14 сутки.

Активность прорастания аскоспор оценивали на агаризованной среде. В стерильной воде готовили суспензию аскоспор, полученных из перитециев 14-недельной культуры гриба. Питательную среду КСА разливали тонким слоем в чашки Петри и, после застывания, на ее поверхность наносили пять капель (по 20 мкл) споровой суспензии концентрацией  $1.5 \times 10^5$  спор/мл. Культуру гриба инкубировали в термостате при 24 °С. На 1–4 сутки открытые чашки просматривали при малом увеличении микроскопа. В каждой чашке в 10 полях зрения подсчитывали общее количество и количество проросших аскоспор.

Для оценки влияния углеводов и растительной ткани пшеницы на прорастание спор использовали аскоспоры, полученные из перитециев 14-недельной и 5-месячной культуры гриба на КСА. Споровую суспензию  $1 \times 10^5$  спор/мл наносили на предметные стекла (5 мкл по 6 капель на стекло). К каждой капле добавляли 5 мкл 1% раствора глюкозы или сахарозы. В контроле суспензию разбавляли водой. Кроме того, в три капли с добавлением углеводов помещали по кусочку листа пшеницы  $2 \times 3$  мм. В дальнейшем подготовленные стекла помещали в чашки Петри на увлажненную фильтровальную бумагу и инкубировали при 24 °С в термостате. На 2 сутки при большом увеличении микроскопа просматривали в каждой капле по 5 полей зрения, в каждом поле подсчитывали общее количество и количество проросших аскоспор.

Для сравнительной оценки эффективности инокуляции растений пшеницы использованы шесть лабораторных методов.

**Метод 1 (М1). Помещение проросших зерен на поверхность колонии гриба**

Зерно пшеницы сорта Таня поверхностно дезинфицировали в течение 1 мин 0.1% раствором нитрата серебра, промывали стерильной водой и помещали в чашки Петри на увлажненную водой фильтровальную бумагу. Через сутки инкубирования в термостате при 24 °С наклонившиеся зерна раскладывали по 5 штук на поверхность 8-недельной колонии гриба на КСА. Чашки помещали на светоустановку. На 15 сутки у каждого проростка измеряли суммарную длину всех пятен.

**Метод 2 (М2). Инокуляция семян споровой суспензией**

Подготовленные вышеописанным способом семена пшеницы помещали в чашки Петри с суспензией аскоспор (в контроле – с водой). Споровую суспензию ( $5 \times 10^4$  спор/мл) получали методом смыва аскоспор с поверхности 8-недельной колонии, растущей на КСА. Через сутки семена высевали в кюветы с песком. Через 4 недели роста растений на светоустановке при температуре 24 °С оценивали наличие симптомов и состояние растений.

**Метод 3 (М3). Инокуляция проростков пшеницы мицелиальной суспензией**

Подготовленные вышеописанным способом семена пшеницы инкубировали в чашках Петри в термостате при 24 °С. На 3 сутки чашки выставляли на светоустановку. Для инокуляции использовали семена и 1, 2, 3, 6-суточные проростки. В 200 мл стеклянные сосуды с крышками из фольги и крафт-бумаги наливали по 30 мл голодного агара. Изоляты культивировали в течение 7 суток на жидкой соевой среде на качалке. Мицелий не отделяли от культуральной жидкости, содержимое колбы переливали в стакан и измельчали блендером в течение 40 с. Проростки и семена обмакивали в мицелиальную суспензию

и помещали по 4 штуки в сосуд на поверхность среды. В дальнейшем сосуды закрывали крышками и инкубировали 24 часа в термостате при 24 °С, а затем переносили на светоустановку. Через 2.5 недели проростки извлекали, корни отделяли от агара-агара, у каждого проростка измеряли суммарную длину пятен.

**Метод 4 (М4). Внесение мицелиальной суспензии в почву**

Мицелиальную суспензию, приготовленную вышеописанным способом, вносили поверхностно в стерильную почву по 5 мл на 200 мл сосуд. В контроле вносили 5 мл стерильной воды. В половину сосудов высевали по 7 поверхностно стерилизованных семян пшеницы. В другую половину сосудов с инокулятом также высевали семена, предварительно смоченные мицелиальной суспензией. Повторность опытов 6-кратная. Через 4 недели определяли количество растений в опыте и контроле, также измеряли длину корня, высоту и сухой вес растений.

**Метод 5 (М5). Опрыскивание растений пшеницы мицелиальной/споровой суспензией**

В растительном со стерильным песком высевали по 40 шт. поверхностно стерилизованных семян пшеницы и выращивали на светоустановке в течение 2-х недель. Инокуляцию растений осуществляли мицелиальной или споровой суспензией, приготовленной вышеописанными способами, при помощи пульверизатора до появления стекающих капель. После инокуляции растения помещали на 48 часов во влажные камеры, а затем инкубировали на светоустановке в течение 4-х недель.

**Метод 6 (М6). Инокуляция отрезков листьев и стеблей пшеницы мицелиальной/ споровой суспензией**

За основу данной методики взят бензимидазольный метод Л.А. Михайловой с соавторами [2003]. Изоляты культивировали на жидких средах (глюкозо-пептонной и соевой) в 250 мл колбах с 50 мл среды на качалке (200 оборотов/мин) в течение 7 суток. Мицелий отделяли от культуральной жидкости, отжимали, обсушивали, навеску мицелия 100 мг растирали в фарфоровой ступке пестиком в 1 мл стерильной воды. Использовали следующие разведения мицелиальной суспензии: 100 мг/мл, 10 мг/мл, 10 мг/мл.

Отрезки листьев и стеблей 3-недельных растений пшеницы (длиной 2.5–3 см) раскладывали рядами в чашки Петри на увлажненную 0.004% раствором бензимидазола фильтровальную бумагу. Край отрезков прикрывали влажными ватными тампонами. Отрезки листьев в ряду размещали таким образом, чтобы 6 отрезков было помещено верхней поверхностью вверх, 6 отрезков – верхней поверхностью вниз, на 3-х отрезках из каждых шести иглой делали укол. В центр каждого отрезка наносили 10 мкл мицелиальной суспензии, или культуральной жидкости, или суспензии аскоспор. Культуральную жидкость перед нанесением на листья центрифугировали при 14 000 оборотов в течение 2-х минут для отделения мицелия. Для получения суспензии аскоспор зрелые перитеции при помощи иглы извлекали из 12-недельной колонии на КСА, помещали в стерильную воду в микроцентрифужные пробирки (1.5 мл) и встряхивали на мешалке (концентрация спор  $5 \times 10^5$  спор/мл). Чашки Петри с инокулированными отрезками листьев и стеблей инкубировали на светоустановке. Длину и ширину некротических зон измеряли на 7 и 10 сутки.

Статистическую обработку полученных результатов проводили в программах Excel и Statistica 6.

## Результаты и обсуждение

На агаризованных средах гриб формировал войлочно-бархатистые колонии, воздушный мицелий белый до различной интенсивности серых оттенков, реверс гриба имел цвета от бледно-песочного до темно-бурого. Перитеции развиваются через 5–6 недель культивирования. Колонии наибольшего диаметра формировались на КСА

(рис. 1). Споровая продуктивность на этой среде составила в среднем порядка  $10^4$  аскоспор/см<sup>2</sup> колонии через 7 недель культивирования.

Оптимальная температура для роста гриба соответствовала 24 °С. При 28 и 16 °С средний диаметр колонии гриба снижался в 1.7 и 2.6 раза соответственно (рис. 2).

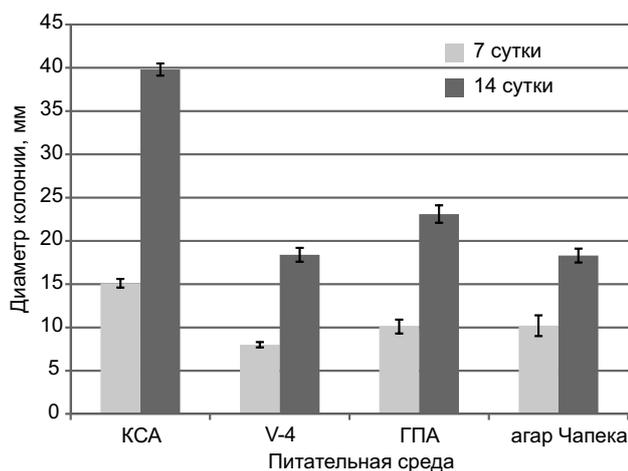


Рисунок 1. Рост изолята MFC-22701 *G. cerealis* на агаризованных средах: картофельно-сахарозный агар (КСА), V-4, глюкозо-пептонный агар (ГПА), агар Чапека

Отмечено, что под влиянием освещения формирование и созревание перитециев ускорялось (табл. 1). Также выявлено, что удаление воздушного мицелия с поверхности колонии ускоряло процесс развития перитециев.

На зерновых субстратах и отрезках стеблей растений рапса и пшеницы изоляты *G. cerealis* характеризовались сходным слабым ростом и отсутствием спороношения или очень скудным его развитием (на стеблях пшеницы и перловой крупе).

Таблица 1. Влияние освещения и возраста культуры на споровую продуктивность изолятов *G. cerealis* на КСА

Изолят	Вид освещения	Количество аскоспор, $\times 10^3$ на $\text{cm}^2$ площади колонии	
		возраст культуры 5 недель	возраст культуры 7 недель
MFC-22701	Без освещения	0	29.9 $\pm$ 5.8
	Люминесцентное	43.7 $\pm$ 25.4	139.0 $\pm$ 36.0
MFC-22704	Без освещения	0	23.2 $\pm$ 6.6
	Люминесцентное	19.9 $\pm$ 3.6	39.8 $\pm$ 16.3

Таблица 2. Влияние углеводов и ткани листьев пшеницы на прорастание аскоспор изолятов *G. cerealis* (возраст культуры 20 недель)

Основной раствор	Растительная ткань (+/-)	Количество проросших аскоспор изолятов <i>G. cerealis</i> , %	
		MFC-22701	MFC-22704
Вода	-	0	11.0 $\pm$ 5.1
0.5% р-р сахарозы	-	0	6.4 $\pm$ 2.3
0.5% р-р глюкозы	-	0	15.3 $\pm$ 3.1
Вода	+	18.0 $\pm$ 4.1	48.8 $\pm$ 7.7
0.5% р-р сахарозы	+	1.5 $\pm$ 1.5	34.8 $\pm$ 8.6
0.5% р-р глюкозы	+	6.0 $\pm$ 3.3	55.7 $\pm$ 9.3

Проведено сравнение шести лабораторных методов инокуляции растений озимой пшеницы *G. cerealis*. При помещении проросших зерен пшеницы на поверхность колонии гриба (M1) на проростках выявлено развитие пятен (средняя величина пятна составила 4.0–4.8 мм) при соприкосновении растительной ткани с культурой гриба. Однако метод неудобен тем, что вследствие неплотного прилегания проростков к поверхности колонии гриба развитие пятен происходит неравномерно.

Инокуляция семян споровой суспензией (M2) и опрыскивания растений пшеницы мицелиальной/споровой суспензией (M5) не привели к развитию симптомов заболевания и не вызвали угнетения роста растений по сравнению с контролем в период проведения экспериментов. Интересно, что внесение мицелиальной суспензии в почву (M4) не приводило к развитию каких-либо симптомов болезни или угнетению растений. Напротив, отмечалось

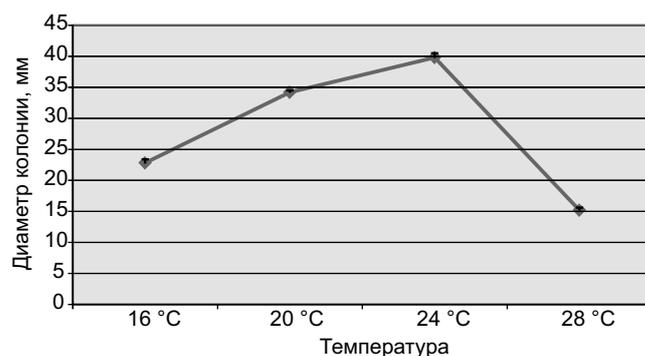


Рисунок 2. Влияние температуры на рост изолята MFC-22701 *G. cerealis* на картофельно-сахарозном агаре (КСА) на 14 сутки

На КСА отмечено прорастание небольшого количества аскоспор из перитециев 14-недельных колоний: у изолята MFC-22701 проросло 3.5% спор, у MFC-22704 – 0.9%. В каплях стерильной воды на предметных стеклах прорастание аскоспор не наблюдалось. В то же время из перитециев 20-недельных культур изолята MFC-22704 в стерильной воде зарегистрировано прорастание около 10% аскоспор. Добавление к воде углеводов в 0.5% концентрации не оказывало стимулирующего действия на прорастание аскоспор. Однако отмечено явное стимулирующее действие растительной ткани листьев пшеницы, присутствие которой повышало процент проросших аскоспор в несколько раз (табл. 2).

даже некоторое увеличение всхожести семян и высоты растений по сравнению с контролем (табл. 3).

При нанесении мицелиальной суспензии (M3) инокулюма на проростки и на семена выявлено слабое поражение растений. Шестисуточные проростки поражались в сильной степени, особенно штаммом MFC-22704. Развитие симптомов отмечено только на стеблях и листьях, корни оставались непораженными (табл. 4). Однако вследствие неравномерного распределения инокулюма по поверхности проростка размер пятен характеризуется большим разбросом, что приводит к значительным стандартным отклонением средних величин и статистически недостоверным результатам.

Наиболее перспективным на наш взгляд являлся метод инокуляции отрезков листьев и стеблей пшеницы на растворе бензимидазола с использованием мицелиальной суспензии (M6).

Таблица 3. Развитие растений пшеницы при внесении в почву мицелиальной суспензии изолятов *G. cerealis*

Изолят	Способ внесения инокулюма	Высота растения, см	Длина корня, см	Вес растения, г
MFC-22701	В почву	37.9±2.0	13.8±1.4	0.064±0.008
	В почву + на семена	35.2±2.09	14.4±0.6	0.069±0.007
MFC-22704	В почву	36.6±2.04	11.4±0.6	0.08±0.008
	В почву + на семена	39.3±1.5	12.2±1.0	0.075±0.007
Контроль		29.6±3.3	11.2±1.1	0.065±0.011

Таблица 4. Развитие симптомов заболевания при инокуляции мицелиальной суспензией *G. cerealis* проростков пшеницы различного возраста

Возраст проростков, сут	Суммарная длина некроза, мм	
	MFC-22701	MFC-22704
0	2.4±1.9	2.0±0.6
1	3.8±2.3	9.0±3.3
2	19.1±10.9	10.3±3.2
3	24.1±6.8	18.9±7.4
6	40.6±7.8	99.4±11.9

Мицелиальная суспензия гриба приводила к развитию на 7 сутки выраженных некрозов на листьях и стеблях пшеницы. Выявлено, что инфекционную каплю следует наносить на верхнюю поверхность листового отрезка, потому

Таблица 5. Влияние среды культивирования и концентрации мицелиальной суспензии на патогенность изолятов *G. cerealis* для отрезков листьев пшеницы

Изолят	Концентрация мицелия, мг/мл	Длина некроза (мм) на 10 сут. при нанесении инокулюма на верхнюю поверхность листа без укола			
		Соевая среда	ГП	Картофельно-сахарозная среда	Картофельно-глюкозная среда
MFC-22701	10	4.5±0.3	0		
	50	7.0±0.6	<1		
	100	5.8±1.2	1.2±0.5	4.8	3.3±0.5
MFC-22704	10	<1	<1		
	50	5.3±0.8	0		
	100	5.0±1.0	0	4.5	6.0±0.4

Таблица 6. Патогенность изолятов *G. cerealis* для отрезков стеблей пшеницы (концентрация инокулюма 100 мг/мл)

Изолят	Длина некроза (мм) на 10 сутки при нанесении инокулюма на			
	Неповрежденную поверхность		Поврежденную поверхность	
	ГП	Соевая среда	ГП	Соевая среда
MFC-22701	0	8.0±0.9	0	7.5±1.2
MFC-22704	1.5±0.9	6.5±0.3	3.5±2.0	7.0

Таким образом, выявлено, что оптимальным методом для заражения растений пшеницы в лабораторных условиях является инокуляция отрезков листьев, сохраняющихся на бензимидазоле, мицелиальной суспензией гриба *G. cerealis*, выращенного на жидкой соевой среде. С использованием данной методики нами проведена оценка чувствительности 42 сортов озимой пшеницы к заражению изолятом MFC-22704. Показана различная реакция сортов

что при нанесении капли на нижнюю поверхность часто отмечалось ее стекание. Некрозы наибольшего диаметра развивались при концентрации инокулюма 50–100 мг/мл. Оптимальный срок для определения размера некрозов – 10 суток. Фитотоксического действия культуральной жидкости изолятов на листья и стебли пшеницы не выявлено. Установлено, что мицелий гриба, выращенный на соевой, КСА, КГА средах, обладает более высокой патогенностью для отрезков листьев и стеблей пшеницы по сравнению с мицелием, выращенным на ГП среде (табл. 5). Повреждение листовой поверхности не оказывало существенного влияния на размер некроза (табл. 6).

При нанесении суспензии аскоспор на отрезки листьев и стеблей пшеницы отмечалось развитие мелких некрозов 1–1.8 мм.

– при инокуляции *G. cerealis* площадь некрозов варьировала от 0.5 до 13 мм<sup>2</sup>. Дисперсионный анализ выявил достоверное влияние сорта на проявление заболевания (F=3.09, p<0.01). Наибольшая устойчивость к инокуляции грибом установлена у сортов Волжская К и Поэма. Наибольшую чувствительность проявили сорта Ангелина, Галина и Тонация (табл. 7).

Таблица 7. Реакция сортов озимой пшеницы на инокуляцию грибом *G. cerealis*

Группы сортов по устойчивости	Сорта	Средняя площадь некроза, мм
Относительно устойчивые	Волжская К, Поэма	0.45–0.9
Относительно восприимчивые	Акратос, Актер, Аристос, Арктис, Бокрис, Бриллиант, Дромос, Лавина, Матрикс, Мера, Немчиновская 24, Немчиновская 57, Риги, Русское поле, Самурай, Солнечный, Суздальская, Суццесс, Тая, Тау, Торилд, Цобель	1.5–4.1
	Алтос, Волжская светлая, Завет, Инна, Комплимент, Корунд, Лира, Льговская 4, Норд 128, Плутос, Скипетр, Спектр, Сплав, Фантазия, Эстер	4.6–7.5
Высоко восприимчивые	Ангелина, Галина, Тонация	9.6–13.2

Телеоморфная стадия в жизненном цикле фитопатогенных аскомицетов обычно служит для первичного заражения растений в начальный период вегетации. Конидии анаморфной стадии осуществляют заражение растущих растений на всём протяжении вегетационного периода и, поскольку образуются довольно быстро, часто дают несколько генераций, тем самым способствуя массовому распространению заболевания. *G. cerealis* не имеет анаморфной стадии в цикле развития гриба. Для формирования и созревания перитециев требуется значительный промежуток времени, кроме того созревание аскоспор происходит неравномерно, все это сдерживает широкое распространение заболевания. Однако известно, что гриб может выживать в виде стромы и перитециев на растительных остатках до 5 лет [Glynn et al., 1985]. Внедрение энергосберегающих технологий обработки почвы, когда на ее поверхности остаются растительные остатки, способствует сохранению и накоплению инфекции, что привело к значительному распространению гибеллиноза.

При сравнительном анализе лабораторных методов оценки патогенности изолятов *G. cerealis* наиболее стабильные результаты показал бензимидазольный метод. Этот метод успешно применяется для оценки устойчивости сортов зерновых культур к возбудителям ряда заболеваний [Михайлова и др., 2003]. В отношении *G. cerealis* метод имеет некоторые особенности. Обычно для инокуляции растений используют конидии анаморфной стадии грибов. Поскольку анаморфная стадия *G. cerealis* не известна, а для образования и созревания сумчатой стадии

в культуре требуется значительное время, для инокуляции предпочтительно использовать мицелий гриба. Ниже приводится описание бензимидазольного метода применительно к *G. cerealis*.

Растения выращивают на светоустановке в стерильном песке в растильнях в течение 3-х недель. Отрезки второго снизу листа (длиной 2.5–3.5 см) раскладывают в ряд по 12 штук верхней стороной вверх в чашки Петри на увлажненную 0.004% раствором бензимидазола фильтровальную бумагу. Края отрезков прикрывают влажными ватными тампонами. В центр каждого отрезка при помощи автоматической пипетки наносят 1 каплю (10 мкл) мицелиальной суспензии с концентрацией 100 мг/мл. Штаммы культивируют на соевой среде на качалке в течение 7 суток, культуральную жидкость отфильтровывают через мельничный газ, мицелий отжимают, обсушивают между листами фильтровальной бумаги, навеску мицелия 100 мг растирают в фарфоровой ступке пестиком в 1 мл стерильной воды. Чашки Петри с инокулированными отрезками листьев инкубируют на светоустановке. Размер некрозов измеряют на 10 сутки после инокуляции. Данная методика применялась при оценке действия фунгицидов на развитие гибеллиноза пшеницы при искусственном заражении в лабораторных условиях [Гасич и др., 2015]. При использовании данного метода для заражения 42 сортов озимой пшеницы относительная устойчивость выявлена у сортов Волжская К и Поэма, наиболее восприимчивыми проявила себя сорта Ангелина, Тонация и Галина.

Благодарность. Выражаем искреннюю благодарность С.И. Левиной за помощь в подготовке литературного обзора.

Статья посвящается светлой памяти А.П. Дмитриева, под руководством которого проводилась данная работа.

#### Библиографический список (References)

- Билай В.И. (ред.) Методы экспериментальной микологии. Киев: Наукова Думка, 1982. 550 с.
- Богословская Н.Б. Влияние условий внешней среды на заражение растений озимой пшеницы микроструктурами гриба *Gibellina cerealis* Pass. / Богословская Н.Б., Горьковенко В.С. // Сборник научных трудов. Студенчество и наука. Краснодар: КГАН, 2014. Т.1. В.10. С. 217–219.
- Гасич Е.Л. Действие фунгицидов на развитие гибеллиноза пшеницы при искусственном заражении в лабораторных условиях / Гасич Е.Л., Хлопунова Л.Б., Гагкаева Т.Ю., Дмитриев А.П. // Защита и карантин растений. 2015. N 1. С.29–31.
- Горьковенко В.С. Особенности патогенеза микромицета *Gibellina cerealis* Pass. на ранних этапах онтогенеза озимой пшеницы / Горьковенко В.С., Богословская Н.Б. // Научный журнал КубГАУ. 2013. 589 (05) (<http://ej.kubagro.ru/2013/05/pdf/79.pdf>).
- Горьковенко В.С. Онтогенез микромицета *Gibellina cerealis* Pass. in vitro / Горьковенко В.С., Богословская Н.Б. // Научный журнал КубГАУ. 2013. 592 (08) (<http://ej.kubagro.ru/2013/08/pdf/49.pdf>).
- Горьковенко В.С. Влияние сроков и условий хранения растительных остатков на заражение растений озимой пшеницы микромицетом *Gibellina cerealis* Pass. / Горьковенко В.С., Монастырская Э.И., Богословская Н.Б. // Материалы VI международной научно-практической конференции «Агротехнический метод защиты растений от вредных организмов», Краснодар, 17–21 июня 2013 года. Краснодар, 2013. С. 58–60.
- Горьковенко В.С. Влияние погодных условий на инфицирование растений озимой пшеницы микромицетом *Gibellina cerealis* Pass. / Горьковенко В.С., Монастырская Э.И., Богословская Н.Б. // Материалы Международной научно-практической конференции «Корневые гнили сельскохозяйственных культур: биология, вредоносность, системы защиты», Краснодар, 14–17 апреля 2014 года. Краснодар, 2014. С.11–12.
- Горьковенко В.С., Монастырская Э.И., Богословская Н.Б. Микромицет *Gibellina cerealis* Pass. в агроценозе озимой пшеницы: особенности патогенеза // Современная микология в России. Том 5. Ред.: Ю.Т. Дьяков, Ю.В. Сергеев. Материалы III Международного микологического форума. Москва. 14–15 апр. 2015 г. М.: Нац. акад. микол. С. 53–55.
- Жалиева Л.Д. Гибеллиноз озимой пшеницы // Защита и карантин растений. 2007. N 6. С. 46.
- Жалиева Л.Д. Гибеллиноз озимой пшеницы // Современная микология в России. Т.3. Материалы 3-го Съезда микологов России. М.: Национальная академия микологии. 2012. С. 329.
- Зазимко М.И. Гибеллинозная гниль стеблей озимой пшеницы в Краснодарском крае / Зазимко М.И., Монастырская Э.И., Таракановский А.Н., Саенко А.А. // Защита и карантин растений. 2006. N 7. С. 1–718.
- Кузнецов Д.И. Белосоломенная болезнь пшеницы // Защита и карантин растений. 2010. N 11. С. 42–44.
- Михайлова Л.А., Гулятьева Е.И., Кокорина Н.М. Лабораторные методы культивирования возбудителя желтой пятнистости пшеницы *Rugenophora tritici-repentis* // Микология и фитопатология. 2002. 36. 1. С. 63–67.
- Михайлова Л.А. Методы исследования генетического разнообразия популяций возбудителя бурой ржавчины пшеницы *Puccinia recondita* Rob.ex Desm.f. sp. tritici / Михайлова Л.А., Гулятьева Е.И., Мироненко Н.В. / Санкт-Петербург: РАСХН, ВНИИЗР, Инновац. центр защиты растений, 2003. 24 с.
- Наумов Н.А. Методы микологических и фитопатологических исследований. М.-Л.: Госиздат колхозной и совхозной литературы, 1937. 272 с.
- Никитина Е.В., Полозова Н.Л. Диагностика грибных пятнистостей зерновых культур в интенсивном земледелии. Ленинград: ВИЗР, 1990. 69 с.
- Роженцова О.В. Распространение и развитие болезней на озимых колосовых культурах в Краснодарском крае / Роженцова О.В., Сасова Н.А. // Защита растений в Краснодарском крае: Региональное приложение. 2008. N 9. С. 1–3.
- Савченко Т.И. Гибеллина выявлена в семенах озимых культур / Савченко Т.И., Вдовенко Т.В. // Защита и карантин растений. 2012. N 5. С. 16.
- Стам П.Д. Стратегия и тактика защиты озимого клина / Стам П.Д., Кузнецова О.В. // Защита и карантин растений. 2009. N 9. С. 26–29.
- Таракановский А.Н. Биологические особенности и вредоносность возбудителей корневых гнилей озимой пшеницы в Краснодарском крае, вызываемых грибами *Orphiobolus graminis* Sacc., *Wojnowicia graminis*

- (McAlp.) Sacc. & D. Sacc. и *Gibellina cerealis* Pass. Автореф. ... канд. дисс. Краснодар. 2004. 25 с.
- Таракановский А.Н. Гибеллиноз озимой пшеницы на юге России: симптомадика, патогенез и меры снижения вредоносности / Таракановский А.Н., Алексеева К.Л., Жалиева Л.Д., Полякова Н.Ю. ООО «Сингента», 2011. 31 с.
- Таракановский А.Н. Гибеллиноз озимой пшеницы: диагностика и контроль // Материалы Международной научно-практической конференции «Корневые гнили сельскохозяйственных культур: биология, вредоносность, системы защиты», Краснодар, 14–17 апреля 2014 года. Краснодар, 2014. С. 36–38.
- Шутко А.П. Вредоносность гибеллинозной гнили стеблей озимой пшеницы / Шутко А.П., Зимоглядова Т.В., Тутуржанс Л.В., Мищерин А.М. // Защита и карантин растений. 2012. N 5. С. 38–40.
- Энделадзе Н.Я. Материалы к изучению корневой гнили пшеницы // Труды научно-исследовательского института защиты растений. Тбилиси, 1976. XXVIII. С.12–15.
- Энделадзе Н.Я. К изучению биологии гриба *Gibellina cerealis* Pass. / Энделадзе Н.Я., Мачавариани Г.Д., Басилия Н.С. // Материалы Закавказского координационного совещания по защите растений, 15–16 мая 1980 года. Тбилиси, 1980. С. 40–41.
- Cariello G. *Gibellina cerealis* Pass. agente del «mal bianco degli steli del Grano» // Estratto da Scienza e Tecnica Agraria. Ved. Trizio-Bary. 1975. XV. 4–5. Pubbl. 3. 7 p.
- Ferraris T. Mal bianco degli steli // Revista Agricola. 1930. N 26. P. 402–408.
- Foschi S. Mal bianco degli steli del grano // Informatore fitopatologico. 1951. N 1. Fasc. 4.
- Gabotto L. Malattie del grano // Bollettino di fitopatologia e di Entomologia agraria. Min. Econ. Naz. Roma. 1927. N 3. P. 167–173.
- Glynne M.D. Some new British records of fungi on wheat: *Cercospora herpotrichoides* Fron., *Gibellina cerealis* Pass. and *Ophiobolus herpotrichus* (Fr.) Sacc. // The British Mycological Society. 1936. N 20. P. 120–122.
- Glynne M.D. *Gibellina cerealis*, an unusual pathogen of wheat / Glynne M.D., Fitt B.D.L., Hornby D. // Transactions of the British Mycological Society. 1985. N 84 (4). P. 653–659.
- Passerini G. Un'altra nebbia del frumento // Bollettino del Comizio Agrario, Pavia. 1886. 7.
- Raicu C. New pathogenic agents causing root rot and stem base rot of wheat / Raicu C., Cupsa M.A.I., Bunescu S. // Analele institutului de Cercetari pentru protectia plantelor. Bucuresti. 1967. N 5. P. 45–54.
- Sprague R. Preliminary note on another foot rot of wheat and oats in Oregon // Phytopathology. 1934. N 24. P. 946–948.
- Sprague R. A further note on the fungus causing a white foot rot of wheat and oats // Phytopathology. 1937. N 27. P. 798–800.
- Todorova V. Foot rot and root rot of cereals // Bulletin for Plant Protection. Sofia. 1957. N 4. P. 15–28.
- Wang K.N. On the ascospore germination of *Gibellina cerealis* Pass. / Wang K.N., Horng S.V., Chow C.P. // Acta Phytopathologica Sinica. 1956. N 2. P. 167–173.

### Translation of Russian References

- Bilal V.I. (ed.) Methods of experimental mycology. Kiev: Naukova dumka, 1982. 550 с. (In Russian).
- Bogoslovskaya N.B., Gorkovenko V.S. Influence of environment factors on infection of winter wheat plants with *Gibellina cerealis* Pass. microstructures. In: Sbornik nauchnykh trudov. Studenchestvo i nauka. Krasnodar: KGAN, 2014. V.1. Iss. 10. P. 217–219. (In Russian).
- Endeladze N.Ya. Materials to study of wheat root rot. In: Trudy nauchno-issledovatel'skogo instituta zashchity rasteniy. Tbilisi, 1976. V. 28. P.1–215. (In Russian).
- Endeladze N.Ya., Machavariani G.D., Basiliya N.S. To study of *Gibellina cerealis* Pass. biology. In: Materialy Zakavkazskogo koordinatsionnogo soveshchaniya po zashchite rasteniy, 15–16 May 1980. Tbilisi, 1980. P. 40–41. (In Russian).
- Gasich E.L., Khlopunova L.B., Gagkaeva, Dmitriev A.P. Effect of fungicides on development of gibellinosis at artificial infection in vitro. Zashchita i karantin rastenii. 2015. N 1. P.29–31. (In Russian).
- Gorkovenko V.S., Bogoslovskaya N.B. Features of *Gibellina cerealis* Pass. pathogenesis at early stages of winter wheat ontogenesis. Nauchny zhurnal KubGAU. 2013. 589 (05) (<http://ej.kubagro.ru/2013/05/pdf/79.pdf>). (In Russian).
- Gorkovenko V.S., Bogoslovskaya N.B. The ontogenesis of micromycete *Gibellina cerealis* Pass. in vitro. Nauchny zhurnal KubGAU. 2013. 592 (08) (<http://ej.kubagro.ru/2013/08/pdf/49.pdf>). (In Russian).
- Gorkovenko V.S., Monastyrnaya E.I., Bogoslovskaya N.B. Effect of weather on infection of winter wheat plants with a micromycete *Gibellina cerealis* Pass. In: Materialy mezhdunarodnoy nauchno-prakticheskoy konferentsii «Kornevye gnili selskokhozyaystvennykh kultur: biologia, vredonosnost, sistemy zashchity», Krasnodar, 14–17 April 2014. Krasnodar, 2014. P.11–12. (In Russian).
- Gorkovenko V.S., Monastyrnaya E.I., Bogoslovskaya N.B. Influence of terms and conditions of plant remains storage on infection of winter wheat plants with a micromycete *Gibellina cerealis* Pass. In: Materialy VI mezhdunarodnoy nauchno-prakticheskoy konferentsii «Agrotekhnicheskii metod zashchity rasteniy ot vrednykh organizmov», Krasnodar, 17–21 June 2013. Krasnodar, 2013. P. 58–60. (In Russian).
- Gorkovenko V.S., Monastyrnaya E.I., Bogoslovskaya N.B. Micromycetes *Gibellina cerealis* Pass. in agroecosis of winter wheat: features of pathogenesis. In: The modern mycology in Russia. V 5. Eds.: Djakov Ju.T., Sergeev Ju.V. Materials of III International mycologic forum. Moscow. 14–15 Apr. 2015. Moscow: Nat. Acad. Myc. P. 53–55. (In Russian).
- Kuznetsov D.I. White straw disease of wheat. Zashchita i karantin rastenii. 2010. N 11. P. 42–44. (In Russian).
- Mikhailova L.A., Gulyaeva E.I., Kokorina N.M. Laboratory methods of cultivation of causal agent of yellow spot of wheat *Pyrenophora tritici-repentis*. Mikologiya i fitopatologiya. 2002. V.36. N1. P. 63–67. (In Russian).
- Mikhailova L.A., Gulyaeva E.I., Mironenko N.V. Methods of study of genetic diversity of populations of causal agent of wheat brawn rust *Puccinia recondita* Rob.ex Desm.f. sp. *tritici*. St.Petersburg: RASKHN, VNIIZR, Innovatsionniy tsentr zashchity rasteniy, 2003. 24 p. (In Russian).
- Naumov N.A. Methods of mycological and phytopathology investigations. Moscow-Leningrad: Gosizdat kolkhoznoy i sovkhoznoy literatury, 1937. 272 p. (In Russian).
- Rozhentsova O.V., Sasova N.A. Distribution and severity of winter ear crop diseases in Krasnodar territory. In: Zashchita rasteniy v Krasnodarskom krae: Regionalnoe prilozhenie. 2008. N 9. P. 1–3. (In Russian).
- Savchenko T.I., Vdovenko T.V. *Gibellina* was obtained in winter crop seeds. Zashchita i karantin rastenii. 2012. N 5. P. 16. (In Russian).
- Shutko A.P., Zimoglyadova T.V., Tuturzhans L.V., Mishcherin A.M. Harmfulness of *Gibellina* stem rot of winter wheat. Zashchita i karantin rastenii. 2012. N 5. P. 38–40. (In Russian).
- Stamo P.D., Kuznetsova O.V. Strategy and tactics of protection of winter crops. Zashchita i karantin rastenii. 2009. N 9. P. 26–29. (In Russian).
- Tarakanovskii A.N. *Gibellina* of winter wheat: diagnostics and control. In: Materialy mezhdunarodnoy nauchno-prakticheskoy konferentsii «Kornevye gnili selskokhozyaystvennykh kultur: biologia, vredonosnost, sistemy zashchity», Krasnodar, 14–17 April 2014. Krasnodar, 2014. P. 36–38. (In Russian).
- Tarakanovskii A.N., Alekseeva K.L., Zhalieva L.D., Polyakova N.Ju. *Gibellina* of winter wheat in South Russia: symptoms, pathogenesis and measures of decrease of harmfulness. ООО «Сингента», 2011, 31 p. (In Russian).
- Tarakanovskiy A.N. Biologic features and harmfulness of causal agents of winter wheat root rots *Ophiobolus graminis* Sacc., *Wojnowicia graminis* (McAlp.) Sacc. & D. Sacc. and *Gibellina cerealis* Pass. in Krasnodar territory. PhD Abstract. Krasnodar. 2004. 25 p. (In Russian).
- Zazimko M.I., Monastyrnaya E.I., Tarakanovskiy A.N., Saenko A.A. *Gibellina* stem rot of winter wheat in Krasnodar territory. Zashchita i karantin rastenii. 2006. N 7. P. 17–18. (In Russian).
- Zhalieva L.D. *Gibellina* on winter wheat. In: Sovremennaya mikologiya v Rossii. V.3. Materialy 3 S'ezda mikologov Rossii. Moscow: Natsionalnaya akademiya mikologii. 2012. P. 329. (In Russian).
- Zhalieva L.D. *Gibellina* on winter wheat. Zashchita i karantin rastenii. 2007. N 6. P. 46. (In Russian).

**IN VITRO TECHNIQUES FOR WHEAT INOCULATION BY *GIBELLINA CEREALIS***

E.L. Gasich, L.B. Khlopunova, T.Yu. Gagkaeva

*All-Russian Institute of Plant Protection, St. Petersburg, Russia*

The severity of winter wheat disease caused by *Gibellina cerealis* (Pass.) Pass. has increased last years in the south of the European part of Russia. To study the pathogenicity of the isolates, an estimation of cultivar resistance and factors effecting the expression of disease is necessary to get quick, inexpensive and reliable method of plant inoculation. The aim of this study was a comparative evaluation of conditions for *G. cerealis* cultivation and adaptation of the laboratory techniques for inoculation of wheat plants by the pathogen. Optimal conditions for the growth and sporulation of *G. cerealis* isolates were also determined. As a result of studying six techniques for inoculation of plants by *G. cerealis*, the most promising data were obtained with using a modified “benzimidazole method” (Mikhailova et al., 2003). Pieces of second leaves of 3-week wheat plants should be placed in Petri dishes on filter paper moistened with 0.004 % benzimidazole solution. The homogeneous mycelial suspension of 7-day culture (10 mkl with concentration of 100 mg/ml) grown on the liquid soy medium was placed in the center of a leaf piece. The size of necrosis was measured at 10th day after inoculation. The sensitivity of 42 winter wheat cultivars to *G. cerealis* inoculation was evaluated by using this method. Among inoculated by this method winter wheat cultivars, the highest resistance was revealed in Volzhskaya K and Poema. The cultivars Angelina, Tonation and Galina were the most sensitive to inoculation by *G. cerealis*.

**Keywords:** *Gibellina cerealis*; cultivar resistance; benzimidazole method.

**Сведения об авторах**

Всероссийский НИИ защиты растений, шоссе Подбельского, 3, 196608

Санкт-Петербург, Пушкин, Российская Федерация

\*Гасич Елена Леонидовна. Старший научный сотрудник,  
кандидат биологических наук, e-mail: Elena\_gasich@mail.ruХлопунова Людмила Борисовна. Научный сотрудник,  
e-mail: miceliy@mail.ruГажкаева Татьяна Юрьевна. Ведущий научный сотрудник,  
кандидат биологических наук, e-mail: t.gagkaeva@mail.ru

\* Ответственный за переписку

**Information about the authors**

All-Russian Institute of Plant Protection, Podbelskogo shosse, 3, 196608,

St. Petersburg, Pushkin, Russian Federation

\*Gasich Elena Leonidovna. Senior Researcher, PhD.  
e-mail: elena\_gasich@mail.ruKhlopunova Ludmila Borisovna. Researcher,  
e-mail: miceliy@mail.ruGagkaeva Tatiana Yurievna. Senior Researcher, PhD,  
e-mail: t.gagkaeva@mail.ru

\* Responsible for correspondence