



SANIDAD DE SEMILLAS DE TRIGO Y CEBADA: eslabón clave en el manejo de enfermedades

Silvana González¹, Carlos Rossi¹, Silvia Pereyra²

¹Unidad de Semillas

²Protección Vegetal

Se aproxima la siembra de los cultivos de invierno y es un buen momento para recordar la importancia del uso de semillas sanas o con mínima carga de patógenos. Antes de la cosecha, diversos patógenos pueden infectar las semillas de trigo y cebada y permanecen junto a su huésped hasta la próxima siembra, cuando comenzarán un nuevo ciclo de infección (Cuadro 1).

Con la germinación de las semillas, el crecimiento del patógeno se reinicia, coloniza los tejidos de la plántula en desarrollo, se reproduce y finalmente se dispersa. El éxito del proceso de transmisión del patógeno de semilla a plántula depende de que ocurran condiciones de temperatura y humedad del ambiente favorables para la infección. La mancha borrosa del trigo y de la cebada

causada por *B. sorokiniana* necesita una temperatura de 24 a 28°C para transmitirse de semilla a plántula, por lo cual, en chacras, es poco frecuente observar infecciones tempranas que provengan de semilla. En cambio, *D. teres* f. *teres*, causal de mancha en red tipo red en la cebada y *D. tritici-repentis* causal de la mancha amarilla en trigo, pueden infectar las primeras hojas en crecimiento con temperaturas bajas, del orden de 15 a 25°C y 19 a 22°C, respectivamente. No obstante esto, hay factores de manejo que evitan y/o reducen las chances de que este evento ocurra, tales como:

- Sembrar semillas sanas de buena germinación y vigor.
- Utilizar cultivares de buen comportamiento sanitario.
- Evitar manejos que estresen a la plántula (ej. fertilización inadecuada, siembras profundas).

Cuadro 1 - Principales enfermedades de trigo y cebada presentes en Uruguay que se transmiten por semilla.

Cultivo	Enfermedad	Organismo causal
Trigo	Mancha amarilla	<i>Drechslera tritici-repentis</i>
	Mancha de la hoja	<i>Zymoseptoria tritici</i>
	Fusariosis de la espiga	<i>Fusarium graminearum</i>
	Mancha borrosa	<i>Bipolaris sorokiniana</i>
	Estría bacteriana	<i>Xanthomonas translucens</i> pv. <i>undulosa</i>
	Tizón de la hoja	<i>Pseudomonas syringae</i>
	Carbón desnudo	<i>Ustilago tritici</i>
Cebada	Escaldadura	<i>Rhynchosporium secalis</i>
	Mancha en red tipo red	<i>Drechslera teres</i> f. <i>teres</i>
	Mancha en red tipo spot	<i>Drechslera teres</i> f. <i>maculata</i>
	Mancha estriada	<i>Drechslera graminea</i>
	Fusariosis de la espiga	<i>Fusarium graminearum</i>
	Mancha borrosa	<i>Bipolaris sorokiniana</i>
	Ramularia	<i>Ramularia collo-cygni</i>
	Carbón volador	<i>Ustilago nuda</i>
	Carbón cubierto	<i>Ustilago hordei</i>

¿El proceso de transmisión del patógeno de la semilla a la plántula es 100% eficiente? La respuesta es no. Sin embargo, un número pequeño de semillas enfermas pueden propagar la enfermedad en el cultivo rápidamente. En ensayos conducidos en INIA La Estanzuela para mancha en red tipo red de la cebada, la siembra de un cultivar a campo, de susceptibilidad intermedia a la enfermedad, con 40% de incidencia del patógeno en la semilla, resultó en 4,5% de las plántulas enfermas al estadio de tres hojas verdaderas y una severidad de la enfermedad al inicio de encañazón de 5,8% (Figura 1). Mientras que, para mancha amarilla del trigo, la siembra de un cultivar de susceptibilidad intermedia a la enfermedad, con 19% de las semillas con infección, produjo 2,8% de plántulas enfermas al estado de tres hojas, y una severidad de la enfermedad de 10% al momento de encañazón en condiciones de campo.

La detección de chacras de trigo y cebada con manchas desde etapas tempranas del ciclo del cultivo, que ameritan una aplicación de fungicida foliar al inicio de encañazón, se ha vuelto frecuente. Este desenlace se podría evitar, con decisiones de manejo responsable del cultivo y una de ellas es analizar la semilla para identificar y cuantificar sus patógenos.

DIAGNÓSTICO

Las enfermedades presentes en las semillas de trigo y cebada (excepto *F. graminearum*), no afectan la germinación y se determinan mediante un análisis de sanidad. En el país existen laboratorios que realizan el análisis de patología de semillas mediante el cual

identifican y cuantifican principalmente *Fusarium* spp, *B. sorokiniana*, *D. tritici-repentis* y *D. teres*. Los métodos de incubación más utilizados por los laboratorios son principalmente papel de filtro y en menor medida medios de cultivos (Potato Dextrosa Agar y medio selectivo descrito por Reis) (Figura 2). La elección del método de incubación y la calidad e intensidad de la luz utilizada, son factores que afectan la precisión del diagnóstico. En este sentido, el medio selectivo de Reis es más sensible en la detección de *B. sorkiniana*, *D. teres* y *D. tritici-repentis*, con respecto a otros métodos de incubación por ej. papel de filtro (González, 2010).



Figura 1 - Cultivo de cebada con Infección temprana de *Drechslera teres* proveniente de semilla.

En el año 2012, mediante un proyecto financiado por la MNC (Mesa Nacional de la Cebada), el laboratorio de semillas de INIA La Estanzuela en conjunto con dos laboratorios privados evaluaron la sensibilidad de dos métodos de incubación: el medio Osmótico (Sperlingsson, 2012) y el medio selectivo de Reis (Reis, 1983) combinado con tres ciclos de luz (Phillips black light lamp TL 40W/08) /oscuridad (16/8, 12/12 y 0/24 hs.) para el diagnóstico de *B. sorokiniana* y *D. teres*. Los resultados indicaron que el medio selectivo de Reis fue el más sensible en la detección de los dos patógenos. La diferencia en el nivel de detección fue más acentuada para *D. teres* donde la incidencia se incrementó 84% con la utilización del medio de cultivo selectivo en relación al medio osmótico. Esto se debe principalmente a que el medio de cultivo selectivo evita el desarrollo de contaminantes, lo que favorece la detección e identificación de los hongos patógenos. Los ciclos de luz oscuridad no presentaron efecto significativo ($p < 0.05$) en la incidencia de los patógenos, no obstante, eso, para *D. teres* la utilización de luz durante 12 y 16 h provocó un menor crecimiento del micelio y mayor fructificación de los conidios lo cual facilitó su identificación (González *et al.*, 2015).

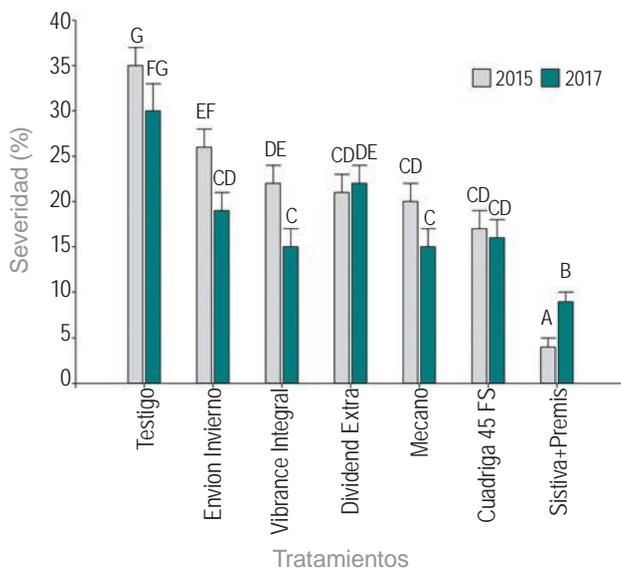


Figura 3 - Severidad de mancha en red al inicio de encañazón (Zadoks 30) del tratamiento testigo (sin curasemilla) y de los curasemillas en sus respectivas dosis: Envion Invierno (carbendazim+tiram+iprodone, 200 cm³/100 kg), Vibrance Integral (sedaxane +fludioxinil+difenoconazole+tiametoxam, 200 cm³/100 kg), Dividend Xtra (fludioxinil+difenoconazole, 200 cm³/100 kg), Mecano (triticonazole+metalaxil+azoxistrobin+iprodone, 150 cm³/100 kg), Cuadriga 45 FS (carbendazim+iprodone+azoxistrobin+protioconazole, 200 cm³/100 kg), Sistiva+Premis (fluxaproxad+triticonazole, 75+25 cm³/100 kg). Evaluados durante dos años (2015 y 2017), sobre un cultivar de cebada susceptible, con 75% de incidencia del patógeno en la semilla. Letras diferentes indican diferencias estadísticas ($p \leq 0,05$). Las barras horizontales representan el error estándar.

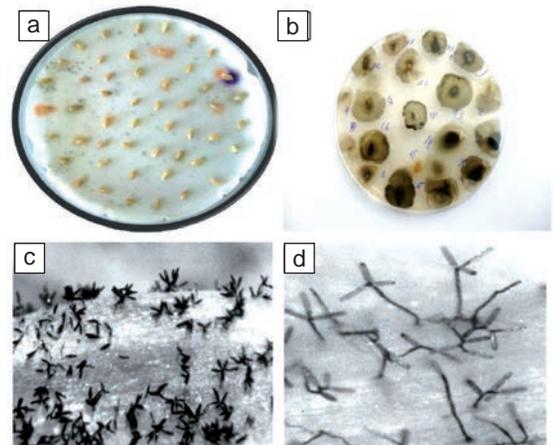


Figura 2 - *Drechslera tritici-repentis* en medio osmótico (a), *Bipolaris sorokiniana* en medio selectivo de Reis (b), conidióforos y conidios de *Bipolaris sorokiniana* (c) y *Drechslera teres* (d).

Cabe mencionar que mediante estos métodos convencionales de incubación no es posible diferenciar la forma especial teres de la forma especial maculata debido a que morfológicamente son similares. Para hacer esta diferenciación es necesario utilizar técnicas de diagnóstico molecular.

Para el caso de *Ramularia collo-cygni* (Rcc), dada la importancia del inóculo en la semilla sobre el desarrollo de epifitias, en Europa se han definido niveles de riesgo según la concentración de (Rcc) en la semilla: bajo: < 1 pg ADN de Rcc/100 ng de ADN total; intermedio: 1-5 pg ADN de Rcc/100 ng de ADN total; alto: > 5 pg ADN de Rcc/100 ng de ADN total (Havis *et al.*, 2015). En este sentido INIA y la Facultad de Agronomía ajustaron la técnica de qPCR que permite obtener resultados cuantitativos sobre el nivel de inóculo de Rcc en distintos lotes de semilla de cebada. En el presente, el análisis se usa para estudios epidemiológicos y para cuantificar la eficiencia de las prácticas de manejo, incluido eficiencia de uso de algunos curasemillas y fungicidas foliares en plántula y planta adulta.

TRATAMIENTO QUÍMICO

El resultado del análisis de patología de semillas es necesario para definir la pertinencia del uso de curasemillas y/o la elección de los principios activos más eficientes para el control de la/s enfermedades presentes en el lote de semillas. En general, los tratamientos de semilla son efectivos por un período de 10 a 14 días pos-siembra. Sin embargo, algunos ingredientes activos desarrollados recientemente pueden proteger a la planta por períodos de hasta 60 días post-emergencia. En este sentido, para el control de mancha en red tipo red, el tratamiento de las semillas con Sistiva+Premis redujo sustancialmente la severidad de la enfermedad hasta el momento de encañazón del cultivo (Figura 3).

Cuadro 2 - Eficiencia de los productos curasemillas en el control de *Fusarium* spp y su efecto en la germinación de semillas de trigo.

Principios activos, concentración (g/l) y dosis cm ³ /100 kg de semilla	Nombre comercial	Incidencia (%)	EFC (%)	Germinación (%)
Testigo con infección sin tratar	Testigo	25,0 d		55 d
Carbendazim (200)+tiram (200) + iprodione (100) /200	Envion Invierno	1,0 a	96	85 a
Fluxapiroxad (333)+triticonazole (100) / 75+25	Sistiva+Premis	19,0 c	24	71 c
Carbendazim (125) + iprodione (250) + azoxistrobin (50) + prothioconazole (25)/200	Cuadriga 45 FS	0,0 a	100	86 a
Sedaxane (50)+fludioxinil (25)+difenoconazole (25)+tiametoxam (175)/200	Vibrance Integral	5,5 b	78	75 bc
Fludioxinil (25)+difenoconazole (25)/200	Dividend Xtra	4,5 b	82	76 bc
Clothianidin (250)+prothioconazole (37,5)+tebuconazole (5)+ fluoxastrobin (37,5) /150	Chucaro	8,0 b	68	77 bc
Triticonazole (34)+metalaxil (50) +azoxistrobin (40)+iprodione (167) /150	Mecano	4,5 b	82	76 bc

EFC: Eficiencia de control. Letras diferentes indican diferencias estadísticas (p≤0,05).

En este caso el tratamiento de semillas puede ser una alternativa a las aplicaciones foliares tempranas y/o puede mejorar la eficiencia de control de la aplicación de fungicida foliar.

En trigo y cebada, *Fusarium graminearum* puede reducir la germinación y el vigor de las semillas (Figura 4), esto deriva en muerte de plántulas y cultivos con implantaciones deficientes. Los tratamientos que mostraron mayor eficiencia de control (>90%) e incremento de la germinación, fueron los que contenían el principio activo carbendazim (Cuadro 2 y Figura 5).



Figura 4 - Transmisión de semilla a plántula de *Fusarium* spp



Figura 5 - Semillas de trigo sin tratamiento con curasemillas y semillas tratadas con carbendazim+tiram.

Otra de las enfermedades que puede aparecer temprano en el ciclo del cultivo de trigo, especialmente en siembras tempranas, es mancha de la hoja causada por *Zymoseptoria tritici*. En ensayos conducidos en INIA La Estanzuela en 2017, se evaluaron 15 productos curasemillas para su control y se observó que fluxapiroxad+triticonazole fue el único producto que mostró una eficiencia de control de la enfermedad de 57% a Zadoks 30. Adicionalmente, el uso de curasemillas con largo poder residual sería una alternativa de manejo para enfermedades que no se transmiten por semilla pero que aparecen temprano en el ciclo de cultivo como la roya amarilla del trigo causada por *Puccinia striiformis* f. sp. *tritici* (Campos, 2017).



Figura 6 - Cultivo de trigo sembrado sobre rastrojo con infección de mancha amarilla.

No menos importante es el control de carbones en lotes destinados a semilla, para lo cual se sugiere el uso de triazoles (Díaz *et al.*, 1980). Finalmente, no se recomienda utilizar curasemillas si no existe una adecuada rotación de los cultivos. En los años 2016 y 2017 se evaluó la eficiencia de más de 15 productos curasemillas disponibles en el mercado para el control de mancha amarilla del trigo. Los experimentos se instalaron en chacras sobre rastrojo de trigo con infección del patógeno (Figura 6). Al inicio de encañazón la severidad de la enfermedad fue de 5 y 25% en el año 2016 y 2017 respectivamente, y ningún producto curasemilla fue eficiente en el control de la enfermedad. Esto coincide con estudios previos realizados por Stewart *et al.*, 2001, quienes observaron que la eficiencia de control de los curasemillas es nula cuando hay presencia de rastrojo infectado.

CONSIDERACIONES FINALES

Para minimizar la carga de patógenos en la semilla, es importante realizar un manejo diferencial de los lotes destinados a semilla que incluya: adecuada rotación de cultivos, uso de semillas sanas o con mínima carga de patógenos, uso de curasemillas, control de enfermedades foliares y adecuado procesamiento o limpieza del lote.

Algunas de las enfermedades que ocurren temprano en el ciclo del cultivo, como *Fusarium* y mancha en red en la cebada y *Fusarium* y mancha amarilla en trigo, se pueden evitar y/o prevenir mediante el análisis sanitario de la semilla. En base a este, se podrá descartar el lote o tratarlo con el curasemilla y la dosis adecuada para la situación.

AGRADECIMIENTOS

A los Téc. Agrs. Néstor González, Liliana Benedetto y Rafael Clavijo por su dedicación y esfuerzo en el manejo de los experimentos.

BIBLIOGRAFÍA

- Campos, P. 2017. Identificación de razas exóticas de roya amarilla en región triguera argentina. Disponible en: https://inta.gov.ar/sites/default/files/roya_amarilla_en_trigo.pdf. Activo febrero de 2019.
- Díaz, M.; Perea, C.; Smith, L. 1980. Tratamientos curasemillas contra *Fusarium* spp. en trigo. *Investigaciones Agronómicas*. 1: 29-32.
- González, S. 2010. Patología de semillas de trigo y cebada. En: Manejo de enfermedades en trigo y cebada. Disponible en: <http://www.ainfo.inia.uy/digital/bitstream/item/7585/1/UY.INIA.ST.189.p.63-73-GONZALEZ.pdf>. Activo febrero de 2019.
- González, S.; Benedetto, L.; Gómez, A.; Romero, G. 2015. Comparación de métodos de diagnóstico de *Bipolaris sorokiniana* y *Drechslera teres* en semillas de cebada. *ISTA Annual Meeting*, Montevideo, Uruguay. DOI: 10.13140/RG.2.2.24157.67040
- Havis, N.; Brown, J.; Clemente, G.; Frei, P.; Jedryczka, M.; Kaczmarek, J.; Kaczmarek, M.; Matusinsky, P.; McGrann, G.; Pereyra, S.; Piotrowska, M.; Sghyer, H.; Tellier, A.; Hess, M. 2015. *Ramularia collo-cygni* an emerging pathogen of barley crops. *Phytopathology*, 105(7):895-904
- Pereyra, S; Pérez, C. 2017. Avances y perspectivas para el manejo de la ramulariosis en cebada en Uruguay. *Cangué* 38: 13-18
- Reis, E. M. 1983. Selective medium for isolating *Cochliobolus sativus* from soil. *Plant Disease* 67: 68 – 70
- Sperlingsson, K. 2012. Osmotic method for the detection of *Pyrenophora teres* and *Pyrenophora graminea* on *Hordeum vulgare*. *Seed Health Testing Methods*, International Rules for Seed Testing. Disponible en: <https://www.seedtest.org/upload/cms/user/SH-07-027-2014.pdf>. Activo febrero 2019.
- Stewart, S; Pereyra, S.; Díaz de Ackermann, M. 2001. Manchas foliares de trigo y cebada bajo siembra directa: conceptos y estrategias de control. Disponible en: <http://www.inia.uy/Publicaciones/Paginas/publicacion-698.aspx>. Activo febrero de 2019.