Fundación Miguel Lillo
Tucumán
Argentina

Caracterización de la semilla y la plántula de *Sinapis alba* cv. Delfina INTA (Brassicaceae) y germinación en condiciones de estrés hídrico y salino

Characterization of the seed and seedling of *Sinapis alba* cv. Delfina INTA (Brassicaceae) and germination behavior under water and saline stress

Bossa, Selma R.[1,2]; Patricia Perissé[2*]; Claudia V. Arias[2]

[1] Facultad de Ciencias Agropecuarias (FCA), Universidad Católica de Córdoba (UCC). Av. Armada Argentina 3555 (5016), Córdoba, Argentina.
[2] Facultad de Ciencias Agropecuarias (FCA), Universidad Nacional de Córdoba (UNC). Ing. Agr. Félix Aldo Marrone 746, Ciudad Universitaria, (5000) Córdoba, Argentina.
* Autor corresponsal: <pperisse@agro.unc.edu.ar>

Resumen

Sinapis alba L. "mostaza blanca" (Brassicaceae) se destaca como aromática, cultivada con fines comerciales por sus numerosos usos. Delfina INTA es el primer cultivar argentino de *S. alba* inscripto. Los objetivos fueron caracterizar la semilla, la plántula y la germinación bajo estrés hídrico y salino del cv. Delfina INTA. Los análisis morfo-anatómicos se realizaron mediante técnicas convencionales de microscopía estereoscópica, óptica, confocal y electrónica de barrido. Se realizaron ensayos de germinación por 21 días. Para simular estrés hídrico el osmolito fue PEG 6000 y NaCl para el salino, ambos con potenciales hídricos equivalentes a -0,4; -0,6; -0,8; -1,0 y -1,2 MPa. Se determinó el porcentaje final de germinación (PFG), velocidad de germinación (Vg) y se caracterizó la plántula. La semilla de forma esférica (2 mm) y color 10 YR 7/6 presentó un patrón de ornamentación reticulado irregular y microgrietas alrededor del hilo y micrópilo. El episperma mostró epidermis con mucílago, subepidermis, capa empalizada y capa de aleurona. El ingreso inicial de agua se registró en la región hilar y micropilar. La germinación epígea desarrolló una plántula con raíz principal y laterales, hipocótilo con tri-

➤ Ref. bibliográfica: Bossa, S. R.; Perissé, P.; Arias, C. V. 2025. Caracterización de la semilla y la plántula de Sinapis alba cv. Delfina INTA (Brassicaceae) y germinación en condiciones de estrés hídrico y salino. *Lilloa 62* (2): 479-505. doi: https://doi.org/10.30550/j.lil/2174
➤ Recibido: 12 de abril 2025 – Aceptado: 21 de julio 2025 – Publicado: 13 de agosto 2025.
➤ URL de la revista: http://lilloa.lillo.org.ar
➤ Esta obra está bajo una Licencia Creative Commons Atribución – No Comercial – Sin Obra Derivada 4.0 Internacional.

comas simples y cotiledones reniformes, verdes con máculas violáceas en cara abaxial. En control, el PFG fue 97,22% y la Vg, 70,97%/día. A igualdad de potenciales, la disminución en el PFG fue mayor en salinidad respecto a sequía a -0,4; -0,6; -0,8 y -1,0 MPa (24,91% vs 1,51%; 38,28% vs 19,76%; 53,71% vs 33,55% y 76,26% vs 56,80%, respectivamente); y fue menor en tratamientos a -1,2 MPa (84,57% vs 89,71%). La Vg fue mayor en salinidad respecto a sequía. La información generada contribuye a la descripción de *S. alba* cv. Delfina INTA y sería útil para evaluar la posibilidad de su cultivo en ambientes con estrés hídrico o salino; y para programas de mejoramiento.

Palabras clave: Cubierta seminal; imbibición; mostaza blanca; mucílago; salinidad; sequía.

Abstract

Sinapis alba L., commonly known as "white mustard" (Brassicaceae), is an important aromatic species cultivated commercially for its numerous uses. 'Delfina INTA' is the first Argentine recorded cultivar of *S. alba*. This study aimed to characterize the seed, seedling, and germination of the cv. Delfina INTA under water and salt stress conditions. Morphological and anatomical analyses were conducted using conventional techniques, including stereoscopic, optical, confocal, and scanning electron microscopy. Germination trials were carried out for 21 days. To simulate water stress, PEG 6000 was used as the osmolyte, and NaCl was employed for salt stress, both applied at water potentials equivalent to -0.4, -0.6, -0.8, -1.0, and -1.2 MPa. The final germination percentage (PFG), germination rate (Vg), and seedling characteristics were determined. The spherical seeds (2 mm), with a color of 10 YR 7/6, showed an irregular reticulate ornamentation pattern and microcracks around the hilum and micropyle. The seed coat exhibited an epidermis with mucilage, subepidermis, palisade layer, and aleurone layer. Initial water uptake was observed in the hilar and micropylar regions. Epigeal germination resulted in seedlings with a primary root and lateral roots, a hypocotyl with simple trichomes, and reniform cotyledons, green with purplish spots on the abaxial side. In the control, the PFG was 97.22% and the Vg was 70.97%/day. At equivalent water potentials, the decrease in PFG was greater under salinity than under drought at -0.4, -0.6, -0.8, and -1.0 MPa (24.91% vs. 1.51%; 38.28% vs. 19.76%; 53.71% vs. 33.55%; and 76.26% vs. 56.80%, respectively); and was lower in treatments at -1.2 MPa (84.57% vs. 89.71%). The Vg was higher under salinity compared to drought conditions. The generated information contributes to the description of *S. alba* cv. Delfina INTA and may be useful for evaluating its cultivation potential in environments affected by water or salt stress, as well as for breeding programs.

Keywords: Drought; mucilage; salinity; seed coat; seed integument; water entry; white mustard.

INTRODUCCIÓN

El cambio climático ha impactado de manera significativa en la agricultura y modificó los escenarios productivos a nivel mundial. Factores como el aumento de las temperaturas, la variabilidad en las precipitaciones, la sequía y la salinidad han contribuido al aumento de suelos con baja productividad (Food Agriculture Organization of the United Nations [FAO], 2015). Esta situación no solo afecta los rendimientos agrícolas, sino que también compromete la seguridad alimentaria mundial. Ante este panorama, la identificación y aprovechamiento de cultivos alternativos capaces de desarrollarse en ambientes marginales surgen como estrategias clave para garantizar la sostenibilidad agrícola (FAO, 2015).

En este contexto, *Sinapis alba* L. (*Brassicaceae*) conocida como "mostaza blanca", se presenta como una especie de gran interés, cultivada con fines comerciales. Se trata de una planta herbácea anual, de ciclo productivo otoño-invernal, que puede alcanzar hasta un metro de altura. Morfológicamente, presenta un tallo erguido y ramificado con hojas simples, pecioladas, de color verde, ambos pubescentes. Sus inflorescencias son racemosas y ebracteadas, con flores perfectas de pétalos amarillos distintivos. El fruto es una silicua torulosa y pubescente, con valvas convexas y un rostro comprimido que generalmente carece de semillas (Tai-yien *et al.*, 2001). El cultivar Delfina INTA, desarrollado a partir de dos genotipos, uno de origen canadiense y el otro de República Checa, conserva las características exomorfológicas de la especie (Oberti *et al*., 2012). Entre las características propias del cultivar se destacan una altura de hasta 130 cm, silicuas de 1,03 x 0,30 cm con cuatro semillas, y un peso de 1000 semillas de 5,36 g (Oberti *et al*., 2012).

Internacionalmente, Canadá se destaca como principal productor y exportador de semillas y harina de *S. alba*, seguido por Alemania e India (FAO, 2021). En Argentina, su cultivo se remonta a la década de 1970 (Veiga, 1984). En la actualidad, Delfina INTA es el único cultivar nacional de *S. alba* inscripto en el Registro Nacional de cultivares del Instituto Nacional de Semillas [INASE] (Res. INASE n° 67/2012) (Oberti *et al*., 2012). Este cultivar se caracteriza por un comportamiento agronómico favorable en las condiciones agroecológicas de la región pampeana (Oyenard, 2023). En los últimos años, esta especie ha despertado el interés de los productores agrícolas de nuestro país debido a los precios internacionales para su comercialización (Secretaría de Agricultura Ganadería y Pesca, 2022) y porque constituye una opción de invierno, apta para su rotación con soja de segunda (Oyenard, 2023). Por lo tanto, es considerada una alternativa atractiva para los productores que eligen cultivos invernales tradicionales como *Triticum* spp. "trigo" y *Brassica napus* "colza" (Paunero, 2006).

El valor de *S. alba* radica en sus múltiples aplicaciones de importancia económica. Sus semillas son utilizadas en la industria alimentaria (Mejía-Garibay *et al*., 2011), mientras que sus propiedades antimicrobianas respaldan su uso en medicina, conservación de alimentos y biofumigación (Fernandez *et al*., 2014; Rahman *et al*., 2018). Además, su resistencia a patógenos como *Alternaria raphani* y *Leptosphaeria maculans* la convierte en una fuente genética prometedora para el mejoramiento de cultivos del género *Brassica* (Gupta, 2009). Asimismo, el aceite extraído de sus semillas es utilizado en la producción de biodiésel (Sáez-Bastante *et al*., 2016; Mitrović *et al*., 2020) y como lubricante industrial (Falasca y Ulberich, 2012), mientras que el subproducto resultante se emplea como suplemento proteico en la alimentación animal (Mitrović *et al*., 2020).

En cuanto a los antecedentes, esta especie ha sido descripta en distintas publicaciones (Boelcke y Romanczuk, 1984; Dimitri, 1987; Tai-yien *et al*., 2001). En general, la información existente se centra en la planta adulta de *S. alba*, destacándose las características de tallo, hojas, flores y frutos. Si bien La Porte (1953) ha descripto la plántula de esta especie y Oberti *et al.* (2012) han caracterizado el cultivar Delfina INTA, los datos reportados son limitados. Otros autores, como Vaughan y Whitehouse (1971), Koul *et al*. (2000) y Kasem *et al*. (2011), llevaron a cabo la caracterización de la semilla a nivel de especie; no obstante, las descripciones de la cubierta seminal son discordantes. Por otro lado, los estudios de la germinación de *S. alba* en condiciones de estrés abiótico han proporcionado algunos resultados de interés. Con restricciones hídricas, a menores potenciales hídricos disminuye el porcentaje final de germinación (PFG) y la velocidad de germinación (Dawadi *et al*., 2019). En condiciones de salinidad, se ha reportado un efecto negativo del NaCl sobre el PFG, observándose que disminuye significativamente a potenciales hídricos de -0,8 MPa, -1,1 MPa y es nulo a -1,5 MPa; el porcentaje de recuperación de las semillas no germinadas en esos tratamientos es cero (Bojović *et al*., 2010). Sin embargo, no se registra información relacionada con la velocidad de germinación ni con los potenciales hídricos asociados al 50% de germinación (G50) bajo estrés hídrico y salino del cultivar Delfina INTA.

En base a estos antecedentes, el presente estudio tuvo como objetivos caracterizar morfológicamente las semillas y plántulas de *S. alba* cv. Delfina INTA y evaluar la germinación en condiciones de estrés hídrico y salino.

MATERIALES Y MÉTODOS

Material Vegetal

Las semillas de *Sinapis alba* cv. Delfina INTA fueron cosechadas en el año 2020, de manera mecánica en un campo ubicado en Argentina, provincia de Buenos Aires, Dpto. Pergamino, 34°07'08,4"S 60°38'42,7"O. El material fue colocado en frasco de vidrio y conservado a 4 °C en heladera, hasta la realización de los estudios.

Caracterización física y morfo-anatómica de las semillas

Peso y contenido de humedad.— El peso de 1000 semillas (P1000 g) y el contenido de humedad (CH %) se determinó según los lineamientos de la *International Rules for Seed Testing* [ISTA] (2024). Para determinar el P1000 se utilizó una balanza analítica de precisión Mettler Toledo (AB104-SRS) y para el CH se pesaron dos muestras de 20 g que luego fueron colocadas en una estufa (Memmert ULE 500) a 105°C por 17 h. Al finalizar este periodo, se pesó y se determinó el CH mediante la siguiente ecuación:

$$Contenido\ de\ humedad\ (\%) = \frac{Pi\,(g) - Pf\,(g)}{Pi\,(g)} * 100$$

Donde *Pi* es el peso inicial en gramos (g) de las semillas, y *Pf* el peso final en gramos de las semillas luego de ser secadas en estufa.

Tamaño, forma y color.— Para analizar las características de la cubierta seminal (tamaño, forma y color) se seleccionaron al azar 20 semillas. Éstas se observaron bajo un microscopio estereoscópico Zeiss Stemi 2000-C, obteniéndose imágenes fotográficas que posteriormente se procesaron con el software Image J (Schindelin *et al*., 2012) para determinar el tamaño y la forma. La clasificación de la forma se realizó siguiendo los criterios de Vaughan y Whitehouse (1971), y el color se determinó utilizando la carta de colores de suelo de Munsell (2000).

Características de la cubierta seminal.— Se observó la superficie externa de la cubierta seminal con microscopio estereoscópico (ME) Zeiss Stemi 2000-C, microscopio de barrido (MEB) FE-SEM Σigma Zeiss Gemini y microscopio confocal láser de barrido (CLSM) OLYMPUS modelo LEXT OLS4000. Se analizó el patrón de ornamentación, se clasificó con la terminología propuesta por Werker (1997) y se describió la región hilar y micropilar.

Para verificar la presencia de mucílago se adaptó la técnica propuesta por García-Fayos (2015). Se sumergieron 10 semillas en azul de metileno (0,1 v/v) durante una hora. Luego se retiraron y se colocaron en portaobjetos. Seguidamente se observaron bajo microscopio estereoscópico Zeiss Stemi 2000-C. Se tomaron fotografías y luego se midió el espesor (μm) de la capa de mucílago con el software Image J (Schindelin *et al*., 2012).

Determinación de la zona inicial de entrada de agua en la imbibición.— En una solución con *Fast Green* saturado en alcohol etílico 96° a temperatura ambiente (Diaz y Molinelli, 2018) se colocaron 30 semillas. A las 6 h de inmersión se retiraron 15 semillas y a las 14 h, las 15 semillas restantes. Se las dispuso sobre papel *tissue* para quitar el exceso de colorante y se realizaron cortes a mano libre en el plano sagital de las semillas. Luego bajo microscopio estereoscópico se observó el avance del frente de mojado.

Anatomía de la cubierta seminal.— Para la caracterización anatómica de la cubierta seminal se sumergieron 20 semillas en agua destilada por 1 h. Al retirarlas, se realizaron cortes a mano libre a nivel de la zona hilar de la cubierta seminal. Las muestras se tiñeron con *fast green* y se montaron preparados semi-permanentes con glicerina al 50 % (Zarlavsky, 2014). Bajo microscopio óptico se observaron los estratos celulares de la cubierta seminal y las características morfológicas de sus células.

Tipo de embrión.— Para la caracterización del embrión se utilizó la terminología y clasificación propuesta por Martin (1946).

Ensayo de germinación

Las semillas fueron desinfectadas en una solución de hipoclorito de sodio al 5% sumergidas durante 5 minutos. Luego se enjuagaron 3 veces por 5 minutos con agua destilada. Seguidamente, se sembraron en bandejas plásticas con papel de germinación embebido según cada tratamiento: control (agua destilada) y diferentes potenciales hídricos (ΨH): -0,4; -0,6; -0,8; -1,0 y -1,2 Mega Pascal (MPa). Se utilizó polietilenglycol 6000 (PEG 6000, Biopack®) como osmolito para simular condiciones de estrés hídrico, según la fórmula de Michel (1983) y cloruro de sodio (NaCl, Cicarelli®) para los ensayos con estrés salino (Sosa *et al*., 2005). Se realizaron 4 repeticiones de 25 semillas por tratamiento. Las bandejas se acondicionaron en bolsas plásticas y se cerraron para prevenir la evaporación. Se colocaron en una cámara de germinación, con un diseño de bloques completamente aleatorizados, a 20 ±1 °C con luz fluorescente fría de 16,67 μmol/sm2, con un régimen de fotoperiodo de 8 h de luz y 16 h de oscuridad (ISTA, 2024) durante 21 días. Para mantener constante el Ψ_H, se renovó el papel de germinación humedecido cada 72 h.

Se registró diariamente la cantidad de semillas germinadas con una radícula de 2 mm durante 21 días. Al finalizar se midieron los siguientes parámetros de germinación:

El porcentaje final de germinación (PFG) se calculó mediante la siguiente ecuación:

$$PFG\ (\%) = \frac{n°\ de\ semillas\ germinadas\ de\ cada\ tratamiento}{n°\ total\ de\ semillas\ de\ cada\ tratamiento}\ 100$$

La velocidad de germinación (Vg) se calculó mediante la ecuación propuesta por Timson (1965):

$$Vg\ (\%/día) = \sum \frac{G}{T}$$

Donde G es el porcentaje de semillas nuevas germinadas en cada conteo y *t* son los días transcurridos hasta ese conteo.

Al finalizar el experimento se realizó la tipificación y clasificación de las plántulas en condiciones control siguiendo la terminología y los tipos morfológicos propuestos por Ye (1983), De Vogel (1980) e ISTA (2018) y se calculó el porcentaje (%) de plántulas anormales según el manual de evaluación de plántulas ISTA (2018).

Las semillas no germinadas en condiciones de estrés hídrico y salino se sometieron a un periodo de recuperación durante siete días (Arias *et al*., 2018). Se lavaron con agua destilada y se colocaron en condiciones control en cámara de germinación. Se registró diariamente el número de semillas germinadas. Al finalizar el ensayo se estableció el porcentaje de semillas germinadas denominándolas porcentaje de "semillas recuperadas".

Se tomaron registros fotográficos de todas las observaciones realizadas de semilla, germinación y plántula.

Análisis estadístico

Los resultados de PFG, Vg, porcentaje de semillas recuperadas y porcentaje de plántulas anormales fueron comparados con el análisis de la varianza (ANOVA). Para el ensayo de germinación en condiciones de estrés hídrico y salino, las diferencias entre los distintos tratamientos (control; -0,4; -0,6; 0,8; -1,0 y -1,2 MPa) se sometieron al test de DGC ($p<0,05$) con el programa InfoStat (Di Rienzo *et al*., 2020).

RESULTADOS

Caracterización física y morfo-anatómica de las semillas

El peso de las 1000 semillas fue 4,6 ± 0,2 g con un contenido de humedad de 8,1 ± 0,6%. El tamaño de las semillas fue de 2,2 ± 0,2 mm de largo, 2,0 ± 0,2 mm de ancho y 2,0 ± 0,2 mm de espesor, características de una forma esférica. La cubierta seminal mostró una coloración marrón claro-amarillento (10 YR 7/6) con manchas blanquecinas sobre la superficie (Fig. 1) y se observó un patrón de ornamentación reticulado irregular (Fig. 2A) con alveolos hexagonales (Figs. 2B y 2C).

Se observó el micrópilo, el hilo y la rafe alineados (Fig. 3A); la zona hilar se caracterizó por la presencia de un reborde, que se corresponde a restos del funículo, que circunscribe al hilo de forma circular (Fig. 3B). Próximo a éste, se observó el micrópilo puntiforme (Fig. 3). Alrededor del hilo y el micrópilo se visualizaron microgrietas (Fig. 3B y 3C).

Se identificó la presencia de mucílago en las semillas, mediante la reacción positiva al azul de metileno, a partir de la formación de un halo azulino de aspecto gelatinoso y translúcido de 0,28 ± 0,06 mm de espesor (Fig. 4A). Se verificó que el mucílago es liberado por la ruptura de la pared tangencial externa de las células epidérmicas de la cubierta seminal (Fig. 4B).

Fig. 1. Vista externa de la semilla de *Sinapis alba* cv. Delfina INTA.
Fig. 1. External view of the seed of *Sinapis alba* cv. Delfina INTA.

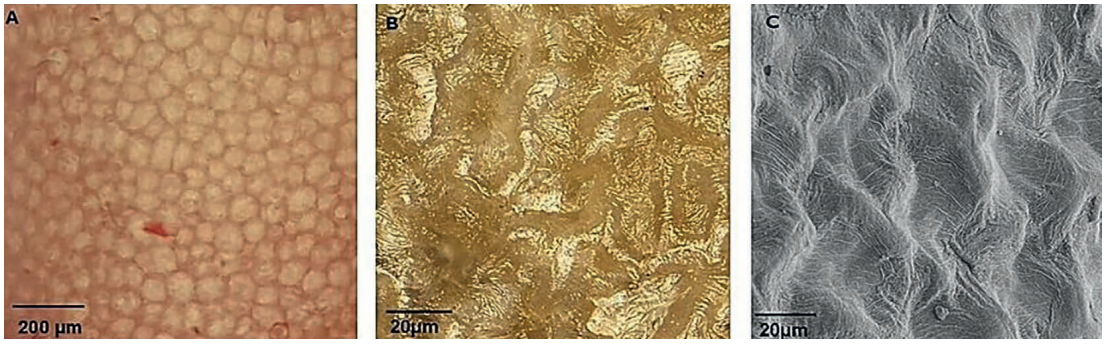

Fig. 2. Detalle del patrón de ornamentación de la cubierta seminal de *S. alba* cv. Delfina INTA. A) Microscópio óptico (MO). B) Microscopio confocal (MC). C) Microscopio electrónico de barrido (MEB).

Fig. 2. Detail of the seed coat ornamentation pattern of *S. alba* cv. Delfina INTA. A) Optical microscope (OM). B) Confocal microscope (CM). C) Scanning electron microscope (SEM).

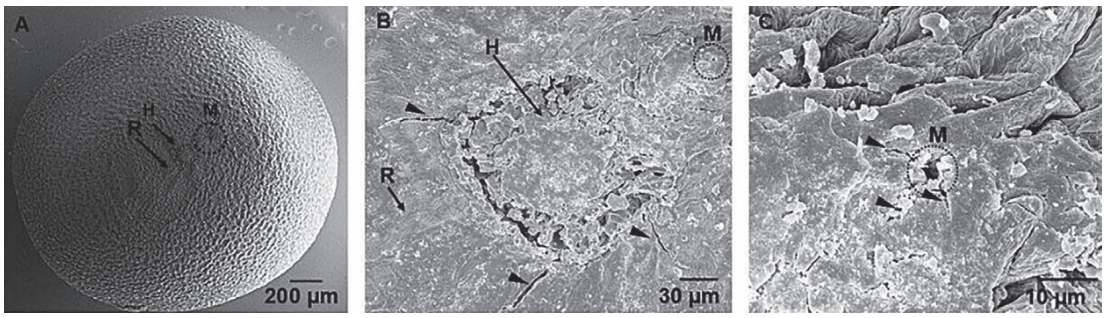

Fig. 3. Región hilar y micropilar de la semilla de *S. alba* cv. Delfina INTA (MEB). A) Vista ventral. B) Detalle del hilo. C) Detalle del micrópilo. Referencias: h, hilo; m, micrópilo; r, rafe; punta de flecha, micro grietas; MEB, microscopio electrónico de barrido.

Fig. 3. Hilar and micropylar region of *S. alba* cv. Delfina INTA seed (SEM). A) Ventral view. B) Hilum detail. C) Detail of the micropyle. References: h, hilum; m, micropyle; r, raphe; arrowhead, micro cracks; SEM, scanning electron microscopy.

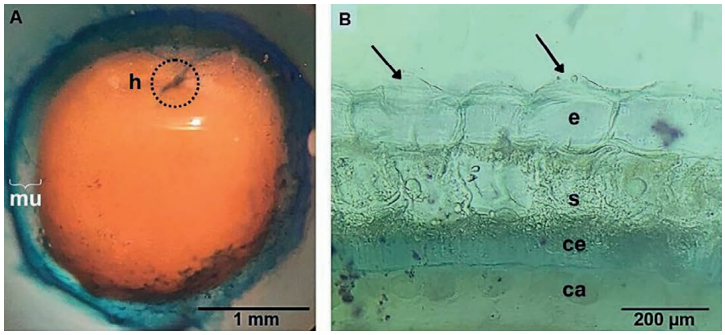

Fig. 4. Mucílago en la cubierta seminal de *S. alba* cv. Delfina INTA. A) Vista general de la cubierta seminal con mucílago. B) Corte transversal de la cubierta seminal. Referencias: ca, capa de aleurona; ce, capa de empalizada; e, epidermis; h, hilo; mu, mucílago; s, subepidermis; flecha indica ruptura de la pared celular por emergencia de mucílago.

Fig. 4. Mucilage in the seed coat of *S. alba* cv. Delfina INTA. A) General view of the seed coat with mucilage. B) Cross section of the seed coat. References: ca, aleurone layer; ce, palisade layer; e, epidermis; h, hilum; mu, mucilage; s, subepidermis; arrow indicates rupture of the cell wall due to mucilage emergence.

En corte transversal la cubierta seminal presentó distintos estratos celulares (Fig. 5). El externo, compuesto por células epidérmicas que contienen mucílago. A continuación, dos capas de células parenquimáticas con paredes radiales y tangenciales engrosadas, que forman la subepidermis. Seguidamente, el cuarto estrato de células en empalizada con engrosamientos lignificados y que difieren en la longitud de sus paredes radiales. Inmediatamente por debajo de la capa empalizada, se observa un estrato de células colapsado. Luego, se distingue una capa de células más o menos isodiamétricas que corresponden a la aleurona y a continuación, el tegumento interno comprimido.

La Fig. 6 muestra la histología de la región hilar. En esta zona, se observó una disminución del espesor de las capas subepidérmica y de empalizada delimitando un canal micropilar. La capa de aleurona disminuyó el grosor gradualmente hasta desaparecer en la zona de la cubierta seminal cercana al micrópilo.

Respecto al tipo de embrión, se observó un embrión curvo, de posición axial y con los cotiledones conduplicados, que rodean longitudinalmente a la radícula, se clasificó como embrión ortoplóceo (Fig. 7).

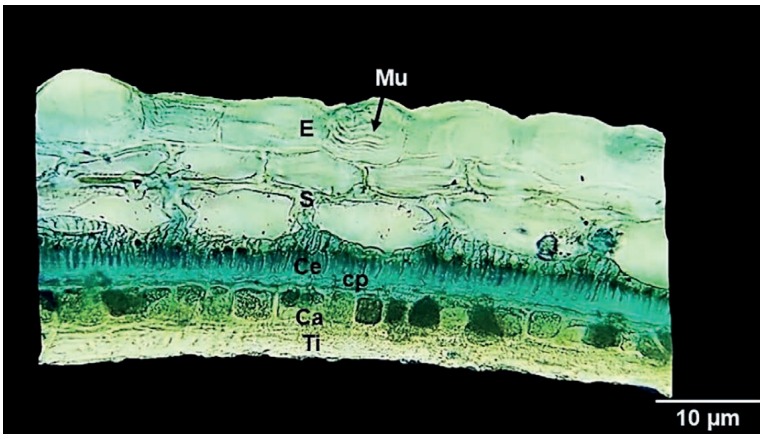

Fig. 5. Corte transversal de la cubierta seminal de *S. alba* cv. Delfina INTA. Microscopio óptico (MO). Referencias: e, epidermis; s, subepidermis; ce, capa empalizada; cp, capa pigmentada; ca, capa de aleurona; mu, mucílago: ti, remanentes de las células más internas del tegumento interno.

Fig. 5. Cross section of the seed coat of *S. alba* cv. Delfina INTA. Optical microscope (OM). References: e, epidermis; s, subepidermis; ce, palisade layer; cp, pigmented layer; ca, aleurone layer; mu, mucilage; ti, remnants of the innermost cells of the internal integument.

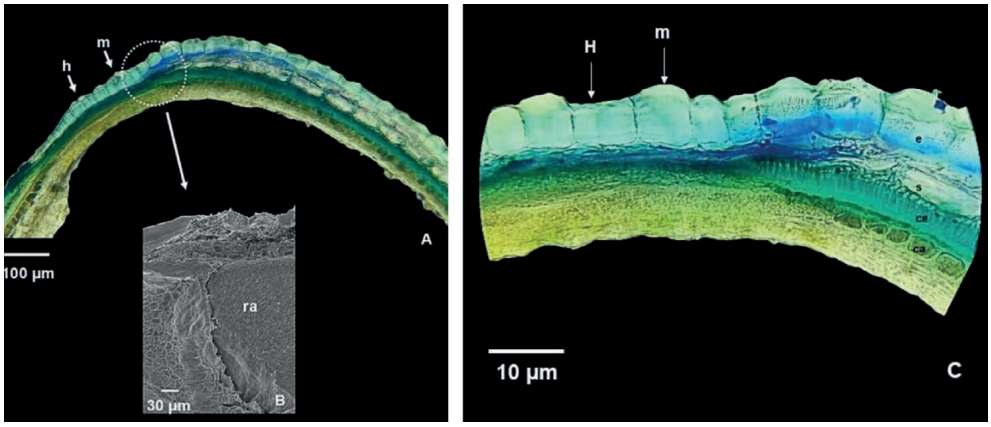

Fig. 6. Corte longitudinal de la cubierta seminal de *S. alba* cv. Delfina INTA. A) Vista general. B) Detalle de la zona micropilar. C) Detalle de la cubierta seminal en la región micropilar. Referencias: ca, capa de aleurona; ce, capa empalizada; e, epidermis; h, hilo; m micrópilo; s, subepidermis.

Fig. 6. Longitudinal section of the seed coat of *S. alba* cv. Delfina INTA. A) General view. B) Detail of the micropylar zone. C) Detail of the seed coat in the micropylar region. References: ca, aleurone layer; ce, palisade layer; e, epidermis; h, hilum; m, micropyle; s, sub-epidermis.

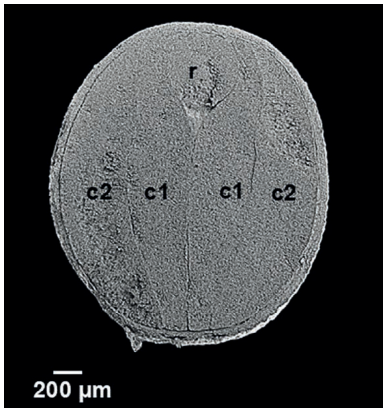

Fig. 7. Corte transversal de la semilla de *Sinapis alba* cv. Delfina INTA (MEB). Referencias: c1, cotiledón 1; c2, cotiledón 2; r, radícula.

Fig. 7. Cross section of the seed of *Sinapis alba* cv. Delfina INTA (SEM). References: c1, cotyledon 1; c2, cotyledon 2; r, radicle.

Determinación de la zona inicial de entrada de agua en la imbibición

Se observó la tinción del micrópilo, lugar de ingreso del agua con *fast green* a las 6 h (Fig. 8A). Al extraer la cubierta seminal en ese momento, se visualizó el ápice de la radícula teñido de verde (Fig. 8B y 8C). A continuación, la cubierta seminal se coloreó en su totalidad a las 14 h (Fig. 8D). El frente de mojado avanzó desde la radícula en forma periclinar por el plano sagital de la semilla, hasta alcanzar el meristema apical caulinar (Fig. 8E). Progresivamente se hidrataron en el plano anticlinal los cotiledones, hasta la hidratación completa del embrión.

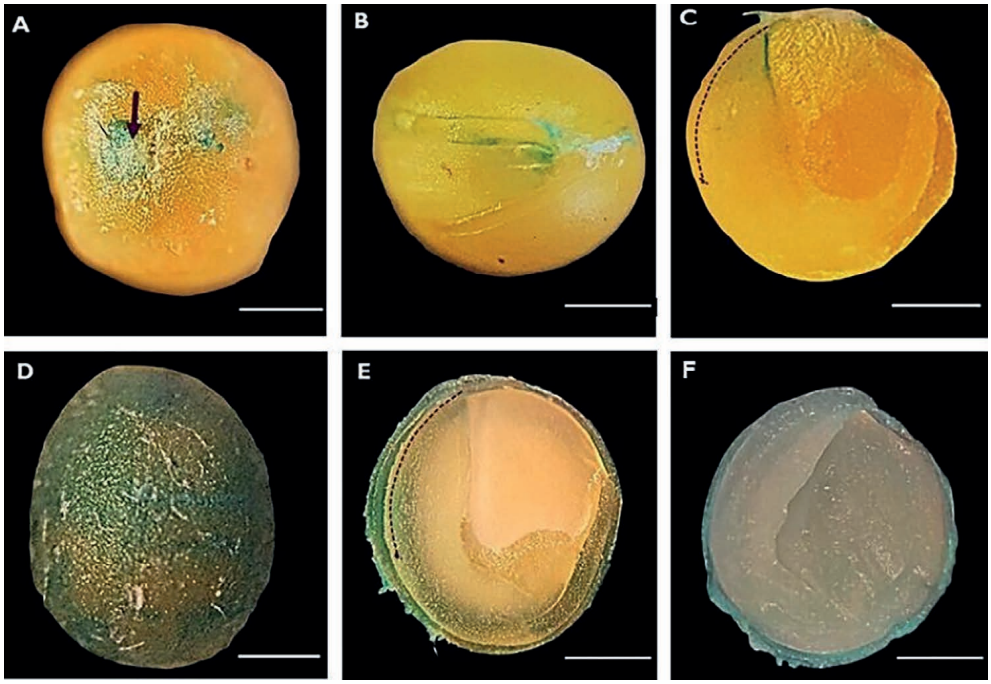

Fig. 8. Ingreso de agua y frente de mojado en la semilla de *S. alba* cv. Delfina INTA. A, B y C) 6 h después de inmersión en *Fast-Green*. D y E) 14 h después de inmersión. A) Coloración en la zona de contacto con el micrópilo (flecha indica micrópilo). B) Vista del embrión. C y E) Frente de mojado (la línea de puntos en C y E, indica el avance del frente de mojado). D) Coloración del tegumento seminal. F) Hidratación completa del embrión. Escalas: 1 mm.

Fig. 8. Water entry and wetting front in the *S. alba* cv. Delfina INTA seed. A, B and C) 6 h after immersion in Fast-Green. D and E) 14 hours after immersion (dashed line in C and E indicate the advance of the wetting front). A) Coloration around contact zone with the micropyle (arrow indicates micropyle). B) View of the embryo. C and E) Wetting front. D) Coloration of the seminal integument. F) Complete hydration of the embryo. Scale Bar: 1mm.

Ensayo de germinación

Se consideró el tratamiento control para establecer las características de la germinación y plántula normal. Se observó una germinación epígea, donde la radícula emergió 1 día después de la siembra (DDS) a partir de la ruptura de la cubierta seminal. A los 2 DDS el hipocótilo (blanquecino, con tricomas simples) se elongó y elevó los cotiledones encerrados en la cubierta seminal que se desprendió cuando los cotiledones se desplegaron a los 3 DDS. Al entrar en contacto con la luz, los cotiledones dejaron de ceder reservas y comenzaron a cumplir la función de fotosíntesis. En el comienzo de la fase o etapa autotrófica los cotiledones reniformes, pronunciadamente emarginados, se caracterizaron, además, por su color verde intenso con máculas violáceas en la cara abaxial (Figs. 9A, 9D y 9E). Los pecíolos de longitud desigual (uno de ellos un tercio más largo que el otro) presentaron tricomas simples (Fig. 9C).

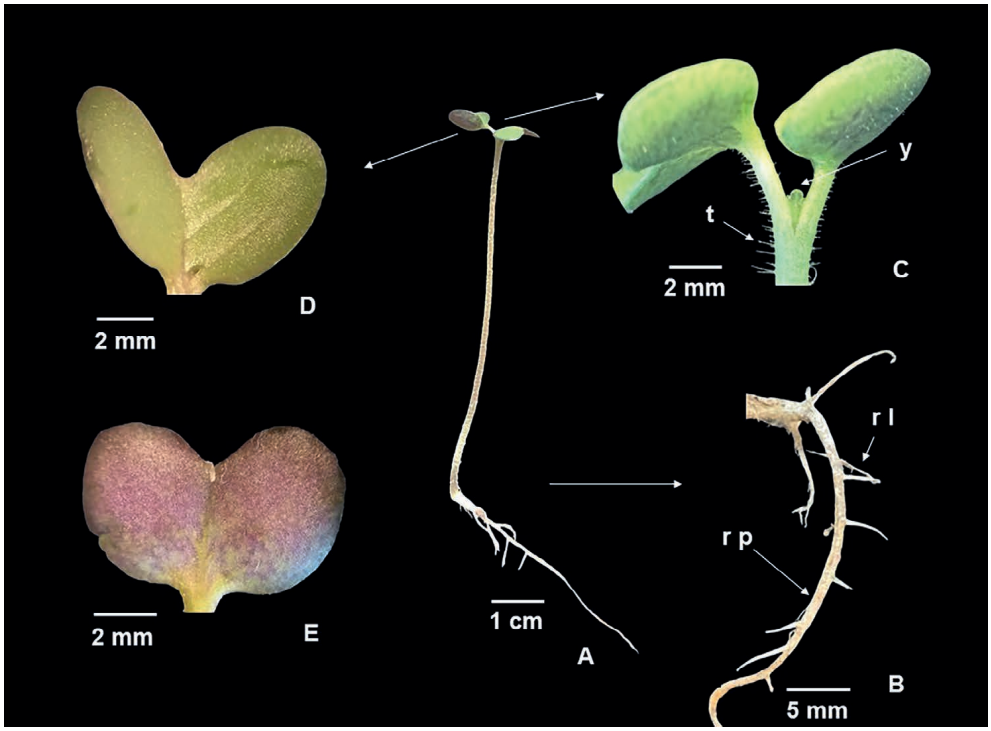

Fig. 9. Detalle de la exomorfología de la plántula normal de *S. alba* cv. Delfina INTA 21 días después de la germinación. A) Vista completa. B) Detalle de raíz principal y laterales. C) Cotiledones y yema apical caulina. D) Cara adaxial del cotiledón. E) Cara abaxial del cotiledón. Referencias: rl, raíz lateral; rp, raíz principal; p, yema apical caulinar; t, tricoma.

Fig. 9. Detail of normal *S. alba* cv. Delfina INTA seedling exomorphology 21 days after germination. A) full view. B) Detail of the main root and lateral roots. C) Cotyledons and terminal bud. D) Adaxial surface of the cotyledon. E) Abaxial face of the cotyledon. References: rl, lateral root; rp, main root; p, terminal bud; t, trichome.

A los 4 días después de la siembra, en el extremo del hipocótilo se desarrolló un breve epicótilo con la yema apical (Figs. 9C). A los 21 DDS el sistema radical presentó la raíz principal desarrollada con 5 (8) raíces laterales (Figs. 9A y 9B).

En la Tabla 1 se presentan los porcentajes finales de germinación (PFG), la velocidad de germinación (Vg) y el porcentaje de las semillas recuperadas obtenidos en condiciones de estrés. El PFG disminuyó a medida que lo hizo el potencial hídrico. Los valores máximos se registraron en el control y a -0,4 MPa generado con PEG; mientras que los mínimos, fueron a potenciales -1,5 MPa con PEG y NaCl, sin diferencias significativas entre ellos. El 50 % de germinación se superó con potenciales de hasta -0,8 MPa en tratamientos con PEG y -0,6 MPa con NaCl.

Respecto a la velocidad de germinación, el control mostró el máximo valor. En los tratamientos con PEG a -0,4 MPa la Vg disminuyó un 52% respecto al control; mientras que a -1,5 MPa se registró el valor mínimo. Los tratamientos con NaCl mostraron una similar respuesta para los mismos potenciales; por lo tanto, a menor potencial, menor Vg en todos los tratamientos con estrés.

Tabla 1. Porcentaje final de germinación (PFG), Índice de velocidad de germinación de Timson (Vg), porcentaje de semillas recuperadas y de plántulas anormales 21 días después de la siembra de S. alba cv. Delfina INTA, bajo condiciones de estrés hídrico generado con PEG y estrés salino generado con NaCl. Los datos corresponden al valor medio y el EE de cuatro repeticiones, se realizó ANOVA y se utilizó el test de DGC, (α>0,05). Letras distintas indican diferencias significativas entre tratamientos.

Table 1. Final germination percentage (FGP), Timson germination rate index (Vg), percentage of recovered seeds and abnormal seedlings 21 days after sowing S. alba cv. Delfina INTA, under water stress conditions generated with PEG and salt stress generated with NaCl. The data corresponds to the mean value and the SE of four repetitions. ANOVA was performed and the DGC test was used (α>0.05). Different letters indicate significant differences between treatments.

Tratamiento	MPa	PFG (%)	Vg (%/día)	Semillas recuperadas (%)	Plántulas anormales (%)
Control	0,0	97,22 ± 0,48 a	70,97 ± 2,47 a	0,00 ± 0,00 c	1,78 ± 0,97 a
PEG	-0,4	95,77 ± 0,53 b	36,92 ± 1,41 c	0,00 ± 0,00 c	3,04 ± 2,03 a
	-0,6	78,00 ± 0,63 c	31,16 ± 1,48 e	40 ± 30,55 b	7,77 ± 2,94 a
	-0,8	64,61 ± 0,75 e	11,74 ± 1,52 g	98,07 ± 1,16 a	2,22 ± 1,11 a
	-1,0	42,02 ± 0,75 g	4,97 ± 0,90 h	79,67 ± 4,67 a	2,22 ± 2,22 a
	-1,2	10,23 ± 0,66 j	1,74 ± 0,41 i	83,23 ± 10,57 a	1,11 ± 1,11 a
NaCl	-0,4	73,00 ± 0,28 d	43,65 ± 2,61 b	0,00 ± 0,00 c	15,66 ± 7,11 b
	-0,6	60,30 ± 1,04 f	37,06 ± 1,66 d	54,57 ± 4,67 b	19,98 ± 5,09 b
	-0,8	45,22 ± 1,71 g	14,49 ± 3,15 f	53,33 ± 3,33 b	29,85 ± 5,20 b
	-1,0	26,42 ± 1,75 h	6,18 ± 0,67 h	35,53 ± 5,53 b	18,87 ± 9,09 b
	-1,2	15,05 ± 1,33 i	2,83 ± 0,38 i	22,15 ± 7,76 b	16,65 ± 5,77 b

Comparativamente, a igualdad de potenciales, la Vg fue mayor en tratamientos con NaCl respecto a los realizados con PEG.

En relación con el ensayo de recuperación, para un mismo potencial hídrico, los tratamientos con PEG alcanzaron mayores porcentajes de recuperación que aquellos en situación de salinidad, a excepción de los tratamientos a -0,6 MPa. El mayor porcentaje de recuperación se registró para el tratamiento -0,8 MPa generado con PEG.

En cuanto al porcentaje de plántulas anormales, no se observaron diferencias significativas entre el control y los tratamientos con PEG. Sin embargo, los tratamientos con NaCl superaron significativamente al control. El valor máximo se registró con NaCl a -0,8 MPa mientras que el mínimo se obtuvo en el control y con PEG a -1,2 MPa. A igualdad de potenciales los tratamientos con estrés salino mostraron mayor porcentaje de plántulas anormales respecto a los tratamientos con estrés hídrico (Tabla 1).

DISCUSIÓN

Caracterización física y morfo-anatómica de las semillas

Los parámetros físicos evaluados en las semillas de *S. alba* cv. Delfina INTA, muestran concordancia con estudios previos en relación con la especie. El peso de las 1000 semillas está dentro de los rangos citados por Katepa-Mupondwa *et al.* (2006) y Paunero *et al.* (2016) para distintos germoplasmas. Sin embargo, Oberti *et al.* (2012) informó un peso superior para las semillas del cultivar Delfina INTA. En relación con el tamaño, las semillas fueron ligeramente más pequeñas que las reportadas por Bengoechea y Gómez Campo (1975) y Kasem *et al.* (2011) (2 x 3 mm y 2,57 x 2,58 mm respectivamente) para *S. alba*. Las variaciones en el peso y el tamaño se explicarían, según Sliwinska y Bewley (2013), por las condiciones ambientales en la etapa reproductiva de la planta madre. La semilla se caracterizó por presentar una forma esférica, en contraposición con lo indicado por Hani *et al.* (2017) quienes la describieron como ovoide y comprimida lateralmente. Lo observado en este trabajo concuerda con lo descripto por Vaughan y Whitehouse (1971) y podría relacionarse por la posición del embrión ortoplóceo, caracterizado por sus cotiledones plegados que encierran la radícula. Esta misma característica fue identificada en las especies más evolucionadas de la tribu *Brassiceae* como *Brassica oleraceae* y *B. napus* (Bengoechea y Gomez Campo, 1975; Arambarri, 2018). Por otro lado, el color de la cubierta seminal del cv. Delfina INTA (marrón claro amarillento) fue más claro que el establecido por Bengoechea y Gómez Campo (1975) en la especie. Según estos autores, el color de la cubierta seminal estaría relacionado con el tipo de suelo donde crecen las plantas. Adicionalmente, la influencia de la concentración de flavonoides presentes en la capa pigmentada de la cubierta seminal, señalada por Auger *et al*. (2010) en especies del género *Brassica*, podrían contribuir con la coloración observada en las semillas.

La ornamentación reticulada e irregular de la cubierta seminal en el cv. Delfina INTA, concuerda con lo reportado para la especie por Kasem *et al*. (2011) y contrasta con lo descripto por Vaughan y Whitehouse (1971), quienes la caracterizaron como lisa. Asimismo, no se detectó el patrón sulcado con depresiones alargadas en forma de "V" mencionado por Koul *et al*. (2000) en su estudio sobre semillas de la subtribu *Brassicinae*, a la que pertenece el género *Sinapis*.

El hilo de contorno circular concuerda con lo señalado por Bell (2000). Sin embargo, la forma del hilo no es un carácter taxonómico distintivo del género; por ejemplo, en *S. arvensis* el hilo presenta una forma lineal. Por otro lado, las microgrietas alrededor del hilo y del micrópilo fueron similares a las presentes en *Brassica napus*, donde se ha demostrado que dichas estructuras participan en la hidratación de la semilla durante la germinación (Lechowska *et al.*, 2019).

Respecto a la anatomía de la cubierta seminal, los tejidos observados coinciden con lo descripto por Vaughan y Whitehouse (1971) y Bengoechea y Gomez Campo (1975) para la especie. Las células epidérmicas secretoras de mucílago se encuentran en distintas especies de *Brassicaceae* (Western, 2012); sin embargo, no constituye un carácter taxonómico del género *Sinapis*. En especies como *S. flexuosa*, *S. turgida y S. pubescens* las células de la epidermis no secretan este polisacárido (Vaughan y Whitehouse, 1971; Bengoechea y Gomez Campo, 1975). La liberación del mucílago ocurre por la ruptura de la pared tangencial de las células epidérmicas, un proceso que según Moïse *et al*. (2005) se debe a la expansión de la pared celular cuando entra en contacto con el agua. En cuanto a la subepidermis, las observaciones difieren de lo reportado por Vaughan y Whitehouse (1971), quienes describieron la presencia de colénquima angular. En su lugar, se identificaron dos estratos de parénquima formados por células aproximadamente rectangulares, con paredes radiales engrosadas y más cortas que las tangenciales.

La organización de las células que forman la capa de la empalizada también resultó relevante para la morfología de la cubierta seminal. Las células con paredes radiales de distintas longitudes presionarían a las células epidérmicas y de esta manera formarían el patrón de ornamentación reticulado. Esta configuración ha sido observada en otras especies como *Brassica barrelieri* (Bengoechea y Gomez Campo, 1975). El estrato de células con pigmentos se observó colapsada, probablemente por el desarrollo de la capa de empalizada durante la maduración de la semilla, como se mencionó para *B. rapa* subsp. *pekinensis* (Ren y Bewley, 1998) y *Arabidopsis thaliana* (Debeaujon *et al*., 2002). La presencia de la capa celular pigmentada fue mencionada también para otras especies de *Brassica* (Zeng *et al*., 2006).

El adelgazamiento de la capa subepidérmica y de la capa de empalizada en las proximidades del micrópilo que forma un canal micropilar, coincide con lo descripto por Edwards (1968) para *S. arvensis* y lo observado en este estudio para *S. alba* cv. Delfina INTA. Según este autor la reducción longitudinal de los estratos celulares disminuye la resistencia mecánica en esa región y favorece la emergencia de la radícula.

El embrión de posición axial, curvo y cotiledones conduplicados en *S. alba* cv. Delfina INTA concuerda con el tipo de citado por Martin (1946) y Arambarri (2018), característico de las *Brassicaceae*. No obstante, el embrión identificado como ortoplóceo, es una particularidad que solo se encuentra en la tribu *Brassiceae* (Vaughan y Whitehouse, 1971).

Zona inicial del ingreso de agua

La imbibición es el primer paso para que se produzca la germinación. En *S. alba* cv. Delfina INTA el ingreso de agua al inicio de la imbibición ocurre a través de la zona micropilar, lo que podría estar vinculado a dos características específicas de la cubierta seminal. La primera, es la presencia de microgrietas en la cubierta seminal alrededor del hilo y micrópilo que facilitarían el ingreso de agua a la semilla, tal como lo observaron Lechowska *et al*. (2019) en *Brassica napus*. En segundo lugar, el adelgazamiento de la subepidermis, la capa empalizada y la capa de aleurona en la zona micropilar podría favorecer la hidratación de la semilla. Según Upretee *et al*. (2024) la disminución del grosor de los estratos celulares en esa área ofrece menor resistencia a la entrada de agua. La zona inicial de ingreso de agua a través del micrópilo también ha sido reportada en especies como *Brassica napus* (Munz *et al*., 2017), *Ipomoea lacunosa* (Jayasuriya *et al*., 2007), *Cassia leptophylla* (Souza de Paula *et al*., 2012) y *Gleditsia sinensis* (Zhu *et al*., 2021).

Ensayo de germinación

Los eventos sucedidos durante la germinación de *S. alba* cv. Delfina INTA se correspondieron a los de una germinación epígea típica. Este tipo de germinación caracteriza a las *Brassicaceae* (Tai-yien *et al*., 2001). Las plántulas presentaron características en los cotiledones, hipocótilo y raíces que coincidieron con las expresadas por La Porte (1953) para *S. alba*. Sin embargo, las máculas violáceas observadas en la cara abaxial de los cotiledones del cv. Delfina INTA no fueron mencionadas en sus descripciones de la especie. Las plántulas, según los criterios de clasificación de Ye (1983), corresponden con el tipo y subtipo *Chimonanthus*; y según los de De Vogel (1980), con *Macaranga*. Para estos autores, el sistema radical que se desarrolla a partir del crecimiento de la radícula, el alargamiento del hipocótilo y los cotiledones con función fotosintética son características necesarias para clasificar la plántula dentro de los tipos y subtipos mencionados. Por otro lado, además de los caracteres mencionados, la clasificación propuesta por ISTA (2018) considera el uso de la especie (agrícola en este caso) y el desarrollo del epicótilo durante el periodo evaluado. Así, la estructura de la plántula se correspondió con una plántula normal tipo E: categoría A grupo 2-1-1-1, que tiene como género tipo a *Brassica*.

Respecto al porcentaje final de germinación del control, supera al obtenido por Oyenard (2023) en pruebas realizadas a campo con el cv. Delfina INTA. El mayor PFG y Vg del control respecto a los tratamientos bajo condiciones de estrés, se puede explicar teniendo en cuenta la disponibilidad de agua durante la germinación. Bradford y Still (2004) indicaron que a mayor diferencia de potenciales entre el sustrato y la semilla se completa más rápidamente la respuesta trifásica de la germinación.

En tratamientos con PEG, la presencia de esta sustancia osmóticamente activa, ocasiona una menor diferencia respecto al Ψ interno de la semilla (Bewley y Black, 1994). Por lo tanto, el flujo de agua hacia su interior disminuye al punto de demorar la imbibición, la reanudación del metabolismo, y en consecuencia, el completamiento de la fase III con la emergencia de la radícula (germinación *sensu stricto*) (Bewley *et al*., 2013; Baskin y Baskin, 2014). Los resultados del presente trabajo concuerdan con los citados por Dawadi *et al*. (2019) para *S. alba.* Sin embargo, estos autores señalaron una disminución del 21 % del PFG cuando el potencial osmótico disminuía a -0,2 MPa; mientras que para el cv. Delfina INTA la disminución no superó el 17 % con potenciales de hasta -0,8 MPa, lo cual indicaría una mejor respuesta al estrés hídrico. Kayacetin *et al.* (2018) observaron un comportamiento similar en *Sinapis arversis* e indicaron que la disminución en la imbibición reduce la hidrólisis y utilización de las reservas demorando la germinación. Estos resultados también se obtuvieron en otras especies de Brasicáceas como *Brassica carinata* "mostaza de Etiopía" (Patané y Tringali, 2011), *Brassica rapa* (Castillo-Lorenzo *et al*., 2019) y *Lesquerella fendleri* (Windauer *et al.*, 2007) y en especies pertenecientes a otras familias, como *Ceratonia siliqua* "carob" (Cavallaro *et al*., 2016), y *Vicia angustifolia* (Zhang *et al.*, 2016).

En relación con las condiciones de salinidad, los PFG para el cv. Delfina INTA a -0,8 MPa fueron similares a los valores señalados por Bojović *et al*. (2010) en ensayos con otras variedades de *S. alba*, bajo condiciones similares. Además, los resultados también concuerdan con los indicados por Kayacetin *et al.* (2018) en *Sinapis arvensis* y por Toosi *et al*. (2014) en *B. juncea.*

Por otro lado, al comparar los datos obtenidos con estrés hídrico y salinidad a igualdad de potenciales, también se observaron diferencias significativas entre los tratamientos. En el caso del PFG, la superioridad de los valores en estrés hídrico comparados con los del salino, estaría condicionada por la presencia de iones Na^+ y Cl^- en este último tratamiento. Aunque tanto el estrés hídrico como la salinidad producen deshidratación celular que causa estrés osmótico, la concentración intracelular de Na^+ y Cl^- podría causar toxicidad y alterar la actividad enzimática y hormonal en la semilla (Bartels y Sunkar, 2005). Esta condición también podría explicar el hecho que en tratamientos con PEG se alcanza el 50% de germinación con potenciales hídricos inferiores respecto a los realizados con NaCl. Estos resultados coinciden con los obtenidos en *Sinapis arvensis* por Kayacetin *et al.* (2018) y Zare y Malekpoor-Shahraki (2022), y en *Lepidium apetalum* según Lu *et al*. (2022).

En cuanto a la velocidad de germinación, los valores más altos observados en salinidad en comparación con estrés los correspondientes estrés hídrico a igualdad de potenciales, también fueron reportados en *S. arvensis* por Kayacetin *et al.* (2018) y *Brassica napus* por Heshmat *et al.* (2011). En

estos estudios se determinó que el ingreso de moléculas de Na^+ durante la imbibición, mantendría un gradiente de potencial hídrico entre el interior de la semilla y el medio. De esta forma, el ingreso de agua continuaría hasta la germinación de la semilla (Mehra *et al*., 2003; Petrović *et al*., 2016). El PEG, al tener un alto peso molecular no ingresa a la semilla; y una vez que se produce un equilibrio entre potenciales la imbibición no continúa. Por otro lado, las condiciones de estrés hídrico y salinidad durante la germinación ocasionaron un aumento del porcentaje de plántulas anormales. Estas condiciones de estrés alterarían los procesos fisiológicos y bioquímicos esenciales en las plántulas, que pueden conducir a un desarrollo anormal de órganos. Además, el hecho de que a igualdad de potenciales hídricos, en tratamientos con NaCl, se observaran mayor número de plántulas anormales respecto a PEG, supondría un efecto tóxico del Na^+ y Cl^- que provocan desbalances iónicos y nutricionales, y altearían procesos metabólicos esenciales (Atta *et al*., 2023; Peduzzi *et al*., 2024).

Los porcentajes altos de recuperación de los tratamientos de estrés hídrico respecto al estrés salino, se explicarían ya que el PEG podría ejercer un efecto osmoprotector en las semillas sometidas con este osmolito. Esto es, el sistema de membranas del embrión, que previo a la imbibición de las semillas se encuentran en fase gel, al imbibir lentamente restablecerían su configuración a la fase líquido-cristalina, hasta completar la fase I del patrón de absorción de agua (Bewley y Black, 1994). Las membranas no perderían su propiedad de permeabilidad, y se evitaría el período de transición con el característico daño por imbibición. De esta forma se comprendería la mayor recuperación y la rápida respuesta a la germinación del cultivar al restablecerse las condiciones óptimas de disponibilidad de agua. Por otra parte, la ausencia del efecto osmoprotector en los tratamientos con NaCl, justificaría el bajo porcentaje de recuperación ya que las semillas en estos tratamientos se imbibieron rápidamente. Así, según Bewley y Black (1994), durante la transición de las membranas de la fase gel a líquido cristalino, se producirían pérdidas de electrolitos debido a la permeabilidad de estas. Los bajos porcentajes de recuperación en los tratamientos más severos de estrés salino expresan la alteración del equilibrio iónico y acuoso que genera un estrés hiperosmótico, desbalance iónico y toxicidad que compromete la viabilidad de las semillas expuestas. Si bien Bojović *et al*. (2010) registraron porcentajes de germinación nulos en la recuperación de *S. alba* bajo salinidad; los resultados que se lograron con el cv. Delfina INTA mostraron semillas germinadas. Aún más, los porcentajes decrecientes obtenidos a mayor contenido de NaCl, concuerdan con los señalados por Santo *et al.* (2017); quienes en su trabajo con *Brassica insularis* observaron menor porcentaje de semillas recuperadas a menores potenciales osmóticos generados por NaCl.

CONCLUSIONES

En este trabajo se caracterizó por primera vez la morfo-anatomía de la semilla y la plántula de *Sinapis alba* cv. Delfina INTA. Además, se estableció la región hilar como zona inicial del ingreso de agua en la imbibición. Las descripciones morfo-anatómicas de la semilla y exomorfológicas de la plántula complementan la caracterización de *S. alba* cv. Delfina INTA. En relación con la germinación, en condiciones de estrés hídrico se alcanzó el G50 hasta con potenciales de -0,8 MPa; y en estrés salino, hasta con -0,6 MPa. Estos resultados resaltan un mejor comportamiento del cultivar en cuanto al PFG y Vg en condiciones de estrés hídrico en comparación con estrés salino a igualdad de potenciales.

Es importante destacar que este trabajo es el primer antecedente en el que se informa sobre el comportamiento de la germinación del cv Delfina INTA en condiciones de estrés hídrico y salino. Por lo tanto, la información obtenida podría establecer un punto de partida para futuros estudios que permitan evaluar su introducción como cultivo invernal en ambientes caracterizados por las limitaciones anteriormente mencionadas. Además, los resultados son de utilidad para incorporar estos parámetros como indicadores de selección temprana en programas de mejoramiento de cultivares.

AGRADECIMIENTOS

El presente trabajo contó con el apoyo económico de la Universidad Católica de Córdoba (UCC) a través de la Beca doctoral otorgada a la primera autora, y el financiamiento de la SeCyT-UNC a través del Proyecto Consolidar PID (Resol. N° 2023-258). Se agradece al Laboratorio de Análisis de Semillas, Investigación, Docencia y Servicios (LASIDyS) de la Facultad de Ciencias Agropecuarias (UNC), por prestar gentilmente sus instalaciones y equipamientos para la realización de los ensayos de germinación.

CONFLICTO DE INTERÉS

Se declara que no existen conflictos de interés entre los autores o con terceros.

BIBLIOGRAFÍA

Arambarri, A. M. (2018). Diásporas y semillas. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales. Universidad Nacional de La Plata. https://sedici.unlp.edu.ar/handle/10915/68659

Arias, C., Serrat, X., Moysset, L., Perissé, P. y Nogués, S. (2018). Morpho-Physiological Responses of Alamo Switchgrass During Germi-

nation and Early Seedling Stage Under Salinity or Water Stress Conditions. *Bioenergy Research* 11 (3): 677-688. https://doi.org/10.1007/s12155-018-9930-3

Atta, K., Mondal, S., Gorai, S., Singh, A. P., Kumari, A., Ghosh, T., Roy, A., Hembram, S., Gaikwad, D. J., Mondal, S., Bhattacharya, S., Jha, U. C. y Jespersen, D. (2023). Impacts of salinity stress on crop plants: improving salt tolerance through genetic and molecular dissection. *Frontiers in Plant Science* 14: 1241736. https://doi.org/10.3389/fpls.2023.1241736

Auger, B., Marnet, N., Gautier, V., Maia-Grondard, A., Leprince, F., Renard, M., Guyot, S., Nesi, N. y Routaboul, J. M. (2010). A detailed survey of seed coat flavonoids in developing seeds of *Brassica napus* L. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 58 (10): 6246-6256. https://doi.org/10.1021/jf903619v

Bartels, D. y Sunkar, R. (2005). Drought and salt tolerance in plants. *Critical Reviews in Plant Sciences* 24 (1): 23-58. https://doi.org/10.1080/07352680590910410

Baskin, C. C. y Baskin, J. M. (2014). Germination Ecology of Seeds with Nondeep Physiological Dormancy. En: C. C. Baskin, J. M. Baskin (Eds.), *Seeds* (2° ed., pp. 79-117). Academic Press: Elsevier. https://doi.org/10.1016/b978-0-12-416677-6.00004-4

Bell, K. (2000). Visual identification of small oilseeds and weed seed contaminants. *Grain Biology Bulletin* 3: 1-34. https://publications.gc.ca/collections/collection_2016/ccg-cgc/A93-40-2000-eng.pdf

Bengoechea, G. y Gomez Campo, C. (1975). Algunos caracteres de la semilla en la tribu Brassiceae. *Anales del Instituto de Botánica Cavanliles* 32 (2): 793-841.

Bewley, J. D. y Black, M. (1994). Seeds: Physiology of Development and Germination (2° ed.). Springer Science: Business Media. https://doi.org/10.1007/978-1-4899-1002-8

Bewley, J. D., Bradford, K. J., Hilhorst, H. W. M. y Nonogaki, H. (2013). Seeds: Physiology of development, germination and dormancy (3° ed.). Springer Science: Business Media. https://doi.org/10.1007/978-1-4614-4693-4_3

Boelcke, O. y Romanczuk, M. C., (1984). Cruciferae. En: M. N. Correa (Ed.), *Flora Patagonica* (pp. 373-544). Colección Científica del INTA.

Bojović, B., Delic, G., Topuzovic, M. y Stankovic, M. (2010). Efects of NaCl on seed germination in some species from families Brassicaceae and Solanaceae. *Kragujevac Journal Science* 32: 83-87.

Bradford, K. y Still, D. (2004). Application of hydrotime analysis in seed testing. *Seed Technology* 26 (1): 75-85. https://www.jstor.org/stable/23433495

Castillo-Lorenzo, E., Finch-Savage, W. E., Seal, C. E. y Pritchard, H. W. (2019). Adaptive significance of functional germination traits in crop wild relatives of *Brassica*. *Agricultural and Forest Meteorology* 264: 343-350. https://doi.org/10.1016/j.agrformet.2018.10.014

Cavallaro, V., Barbera, A. C., Maucieri, C., Gimma, G., Scalisi, C. y Patanè, C. (2016). Evaluation of variability to drought and saline stress through the germination of different ecotypes of carob (*Ceratonia siliqua* L.) using a hydrotime model. *Ecological Engineering* 95: 557-566. https://doi.org/10.1016/j.ecoleng.2016.06.040

Dawadi, D., Seepaul, R., George, S., Groot, J. y Wright, D. (2019). Drought tolerance classification of common oilseed species using seed germination assay. *Journal of Oilseed Brassica* 10 (2): 97-105. https://epubs.icar.org.in/index.php/JOB/article/view/158550

De Vogel, E. F. (1980). Seedling of Dicotyledons: structure, development, types. Centre for Agricultural Publishing and Documentation (PUDOC).

Debeaujon, I., Léon-Kloosterziel, K. M. y Koornneef, M. (2002). Influence of the Testa on Seed Dormancy, Germination, and Longevity in *Arabidopsis*. *Plant Physiology* 122 (2): 403-414. https://doi.org/10.1104/pp.122.2.403

Di Rienzo, J. A., Casanoves, F., Balzarini, M. G., Gonzalez, L., Tablada, M. y Robledo, C. W. (2020). Infostat versión 2020 (N.º 2020). Centro de Transferencia InfoStat, FCA, Universidad Nacional de Córdoba, Argentina. http://www.infostat.com.ar

Diaz, M. S. y Molinelli, M. L. (2018). Caracterización del fruto y la semilla de *Ruprechtia apetala* (Polygonaceae) en relación con la entrada de agua y la germinación. *Bondplandia* 27 (1): 5-22. https://dx.doi.org/10.30972/bon.2712983

Dimitri, M. J. (1987). Enciclopedia argentina de agricultura y jardinería. (3°). Acme.

Edwards, M. M. (1968). Dormancy in seeds of charlock: I. Developmental anatomy of the seed. *Journal of Experimental Botany* 19 (3): 575-582. https://doi.org/10.1093/jxb/19.3.575

Falasca, S. L. y Ulberich, A. C. (2012). La mostaza blanca (*Sinapis alba*), fuente de biodiesel para Argentina. En: A. C. Ulberich (Ed.), *Estudios Ambientales III: Tandilia y el sudeste bonaerense* (pp. 69-78). Buenos Aires: Universidad Nacional del Centro de la Provincia de Buenos Aires.

Fernandez, P., Carbonero, M. D., Leal, J. R., García, A. M., Ríos, P., Sanchez, M. E., Obregón, S. y De Haro, A. (2014). Capacidad de competencias de líneas de *Brassica carinata*, *Brassica juncea* y *Sinapis alba* seleccionadas por su poder biofumigante en cultivos en Dehesa. En J. Busqué Marcos, G. Salcedo Díaz, E. Serrano Martínez, M. J. Mora Martínez, B. Fernández Rodríguez (Eds.), *Pastos y PAC 2014-2020* (pp. 169-173). 53º Reunión Científica de la Sociedad Española para el Estudio de los Pastos (SEEP).

Food Agriculture Organization of the United Nations [FAO]. (2015). Climate change and food systems: global assessments and implications for food security and trade. En A. Elbehri (Ed.), *Food and Agriculture Organization of the United Nations*. FAO.

Food Agriculture Organization of the United Nations [FAO]. (2021). Importaciones/exportaciones mostaza blanca 2019-2020. Estadísticas. Recuperado de: https://www.fao.org/faostat/es/#data/QCL

García-Fayos, P. (2015). Secreción de mucílago en semillas de angiospermas de la flora de las comarcas de Albarracín y Gúdar-Javalambre. *Teruel* 22 (1): 95-96.

Gupta, S. (2009). Biology and breeding of Crucifers. Taylor and Francis Group, CRC Press.

Hani, M., Lebazda, R. y Fenni, M. (2017). Studies of morphological characteristics and production of seeds weeds of species of family Brassicaceae (Cruciferous) in Setifian High Plateau, Algeria. *Annual Research & Review in Biology* 12 (5): 1-9. https://doi.org/10.9734/arrb/2017/33473

Heshmat, O., Saeed, H. A. y Fardin, K. (2011). The improvememt of seed germination traits in canola (*Brassica napus* L.) as affected by saline and drought stress. *Journal of Agricultural Technology* 7 (3): 611-622.

International Seed Testing Association [ISTA]. (2024). International Rules for Seed Testing. Recuperado de https://www.seedtest.org/api/rm/5RGZ3Y4CTZTZU78/ista-rules-2024-07-seedhealth-final.pdf

International Seed Testing Association [ISTA]. (2018). Handbook on seedling evaluation. (4° ed.). Bassersdorf. Zurich.

Jayasuriya, K. M. G. G., Baskin, J. M., Geneve, R. L. y Baskin, C. C. (2007). Morphology and anatomy of physical dormancy in *Ipomoea lacunosa*: Identification of the water gap in seeds of Convolvulaceae (Solanales). *Annals of Botany* 100 (1): 13-22. https://doi.org/10.1093/aob/mcm070

Kasem, W. T., Ghareeb, A. y Marwa, E. (2011). Seed morphology and seed coat sculpturing of 32 taxa of family Brassicaceae. *Journal of American Science* 7 (2): 166-178.

Katepa-Mupondwa, F., Gugel, R. K. y Raney, J. P. (2006). Genetic diversity for agronomic, morphological and seed quality traits in *Sinapis alba* L. (yellow mustard). *Canadian Journal of Plant Science* 86 (4): 1015-1025. https://doi.org/10.4141/P05-185

Kayacetin, F., Efeoglu, B. y Alizadeh, B. (2018). Effect of NaCl and PEG induced osmotic stress on germination and seedling growth properties in Wild Mustard (*Sinapis arvensis* L.). *ANADOLU Journal of Aegean Agricultural Research Institute* 28 (1): 62-68.

Koul, K. K., Nagpa, R. y Raina, S. N. (2000). Seed coat microsculpturing in *Brassica* and allied genera (Subtribes Brassicinae, Raphaninae, Moricandiinae). *Annals of Botany* 86 (2): 385-397. https://doi.org/10.1006/anbo.2000.1197

La Porte, J. (1953). Semillas y plántulas de las Crucíferas cultivadas en la Argentina. Universidad Nacional de Buenos Aires.

Lechowska, K., Kubala, S., Wojtyla, Ł., Nowaczyk, G., Quinet, M., Lutts, S. y Garnczarska, M. (2019). New insight on water status in germinating *Brassica napus* seeds in relation to priming-improved germina-

tion. *International Journal of Molecular Sciences* 20 (3): 1-24. https://doi.org/10.3390/ijms20030540

Lu, Y., Liu, H., Chen, Y., Zhang, L., Kudusi, K. y Song, J. (2022). Effects of drought and salt stress on seed germination of ephemeral plants in desert of northwest China. *Frontiers in Ecology and Evolution* 10: 1-16. https://doi.org/10.3389/fevo.2022.1026095

Martin, A. C. (1946). The comparative internal morphology of seeds. *The American Midland Naturalist* 36 (3): 513-660.

Mehra, V., Tripathi, J. y Powell, A. A. (2003). Aerated hydration treatment improves the response of *Brassica juncea* and *Brassica campestris* seeds to stress during germination. *Seed Science and Technology* 31 (1): 57-70. https://doi.org/10.15258/sst.2003.31.1.07

Mejía-Garibay, B., López-Malo, A. y Guerrero-Beltrán, J. (2011). Mostaza: carácterísticas químicas, botánicas y sus aplicaciones en el área de alimentos. *Temas selectos de Ingeniería de Alimentos* 5 (1): 32-40.

Michel, B. E. (1983). Evaluation of the water potentials of solutions of polyethylene glycol 8000 both in the absence and presence of other solutes. *Plant physiology* 72 (1): 66-70. https://doi.org/10.1104/pp.72.1.66

Mitrović, P. M., Stamenković, O. S., Banković-Ilić, I., Djalović, I. G., Nježić, Z. B., Farooq, M., Siddique, K. H. M. y Veljković, V. B. (2020). White Mustard (*Sinapis alba* L.) Oil in biodiesel production: A review. *Frontiers in Plant Science* 11: 299. https://doi.org/10.3389/fpls.2020.00299

Moïse, J. A., Han, S., Gudynaitę-Savitch, L., Johnson, D. A. y Miki, B. L. A. (2005). Seed coats: structure, development, composition, and biotechnology. *In Vitro Cellular and Developmental Biology. Plant* 41 (5): 620-644. https://doi.org/10.1079/IVP2005686

Munsell A. H. (2000). Soil color charts. Revised washable edition. Gretagmacbeth.

Munz, E., Rolletschek, H., Oeltze-Jafra, S., Fuchs, J., Guendel, A., Neuberger, T., Ortleb, S., Jakob, P. M. y Borisjuk, L. (2017). A functional imaging study of germinating oilseed rape seed. *New Phytologist* 216 (4): 1181-1190. https://doi.org/10.1111/nph.14736

Oberti, M., Bartoli, A. y Paunero, I. (2012). Descripción morfológica de un cultivar de mostaza blanca *Sinapis alba* L. (*Brassicaceae*) desarrollado en la Estación Experimental Agropecuaria San Pedro, INTA. En: I. E. Paunero (Ed.), *Memoria técnica: investigaciones en mostaza, coriandro y otros* (pp.15-16). San Pedro: Ediciones INTA.

Oyenard, M. E. (2023). Experiencia en el cultivo de mostaza en Chacabuco. Información Técnica INTA Pergamino. Recuperado de http://hdl.handle.net/20.500.12123/16696

Patané, C. y Tringali, S. (2011). Hydrotime analysis of Ethiopian Mustard (*Brassica carinata* A. Braun) seed germination under different temperatures. *Journal of Agronomy and Crop Science* 197 (2): 94-102.

Paunero, I. E. (2006). *Experiencia en el cultivo de mostaza en San Pedro, provincia de Buenos Aires*. Reporte Técnico. INTA. http://hdl.handle.net/20.500.12123/16696

Paunero, I. E., Gaetán, S., Riquelme Virgala, M. y Bazzigalupi, O. (2016). Análisis del comportamiento agronómico y la calidad de los granos de germoplasma de mostaza. *Horticultura Argentina* 35 (86): 5-18.

Peduzzi, A., Piacentini, D., Brasili, E., Della Rovere, F., Patriarca, A., D'Angeli, S., Altamura, M. M. y Falasca, G. (2024). Salt stress alters root meristem definition, vascular differentiation and metabolome in *Sorghum bicolor* (L.) genotypes. *Environmental and Experimental Botany* 226: 105876. https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2024.105876

Petrović, G., Jovičić, D., Nikolić, Z., Tamindžić, G. Ignjatov, M., Milošević, D. y Milošević, B. (2016). Comparative study of drought and salt stress effects on germination and seedling growth of pea. *Genetika* 48 (1): 373-381. https://doi.org/10.2298/GENSR1601373P

Rahman, M., Khatun, A., Liu, L. y Barkla, B. J. (2018). Brassicaceae mustards: Traditional and agronomic uses in Australia and New Zealand. *Molecules* 23 (1): 231. https://doi.org/10.3390/molecules23010231

Ren, C. y Bewley, J. D. (1998). Seed development, testa structure and precocious germination of chinese cabbage (*Brassica rapa* subsp. *pekinensis*). *Seed Science Research* 8 (3): 385-397. https://doi.org/10.1017/s0960258500004311

Sáez-Bastante, J., Fernández-García, P., Saavedra, M., López-Bellido, L., Dorado, M. P. y Pinzi, S. (2016). Evaluation of *Sinapis alba* as feedstock for biodiesel production in Mediterranean climate. *Fuel* 184: 656-664. https://doi.org/10.1016/j.fuel.2016.07.022

Santo, A., Mattana, E., Frigau, L., Marzo Pastor, A., Picher Morelló, M. C. y Bacchetta, G. (2017). Effects of NaCl stress on seed germination and seedling development of Brassica insularis Moris (Brassicaceae). *Plant Biology* 19 (3): 368-376. https://doi.org/10.1111/plb.12539

Schindelin, J., Arganda-Carreras, I., Frise, E., Kaynig, V., Longair, M., Pietzsch, T., Preibisch, S., Rueden, C., Saalfeld, S., Schmid, B., Tinevez, J. Y., White, D. J., Hartenstein, V., Eliceiri, K., Tomancak, P. y Cardona, A. (2012). Fiji: An open-source platform for biological-image analysis. *Nature Methods* 9 (7): 676-682. https://doi.org/10.1038/nmeth.2019

Secretaría de Agricultura Ganadería y Pesca. (2022). FOB oficial. Ministerio de Economía. Recuperado de https://www.magyp.gob.ar/mercadosagropecuarios/granos.php

Sliwinska, E. y Bewley, J. D. (2013). Overview of seed development, anatomy and morphology. En: R. S. Gallager (Ed.), *Seeds: the ecology of regeneration in plant communities* (3° ed., pp. 1-17), CABI Digital Library. https://doi.org/10.1079/9781780641836.0001

Sosa, L., Llanes, A., Reinoso, H., Reginato, M. y Luna, V. (2005). Osmotic and specific ion effects on the germination of *Prosopis strombulifera*. *Annals of Botany* 96 (2): 261-267. https://doi.org/10.1093/aob/mci173

Souza de Paula, A., Delgado, C. M. L., Silveira Paulilo, M. T. y Santos, M. (2012). Breaking physical dormancy of *Cassia leptophylla* and *Senna macranthera* (Fabaceae: Caesalpinioideae) seeds: water absorption and alternating temperatures. *Seed Science Research* 22 (4): 259-267. https://doi.org/10.1017/S096025851200013X

Tai-yien, C., Rong-lin, G., Young-zhen, L., Lian-li, L., Ke-chien, K. y Zheng-xi, A. (2001). Brassicaceae (Cruciferae). En: Z. Wu y P. Raven (Eds.), *Flora of China* (Vol. 8, pp. 1-193). St. Louis: Missouri Botanical Garden Press.

Timson, J. (1965). New method of recording germination data. *Nature* 207 (4993): 216-217. https://doi.org/10.1038/207216a0

Toosi, A. F., Bakar, B. Bin y Azizi, M. (2014). Effect of drought stress by using PEG 6000 on germination and early seedling growth of *Brassica juncea* var. Ensabi. *Agronomy Journal* 57: 360-363.

Upretee, P., Bandara, M. S. y Tanino, K. K. (2024). The role of seed characteristics on water uptake preceding germination. *Seeds. Multidisciplinary Digital Publishing Institute* 3 (3): 559-574. https://doi.org/10.3390/seeds3040038

Vaughan, J. G. y Whitehouse, J. M. (1971). Seed structure and the taxonomy of the Cruciferae. *Botanical Journal of the Linnean Society* 64 (4): 383-409. https://doi.org/10.1111/j.1095-8339.1971.tb02153.x

Veiga, C. A. (1984). El cultivo de mostaza blanca en Necochea. *Anales de SAIPA - Sociedad Argentina para la Investigación de Productos Aromáticos* 9: 14-21.

Werker, E. (1997). Seed Anatomy. Schweizerbart Science Publishers.

Western, T. L. (2012). The sticky tale of seed coat mucilages: Production, genetics, and role in seed germination and dispersal. *Seed Science Research* 22 (1): 1-25. https://doi.org/ 10.1017/S0960258511000249

Windauer, L., Altuna, A. y Benech-Arnold, R. (2007). Hydrotime analysis of *Lesquerella fendleri* seed germination responses to priming treatments. *Industrial Crops and Products* 25 (1): 70-74. https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2006.07.004

Ye, N. (1983). Studies on the seedling types of dicotyledonous plants (Magnoliophyta, Magnoliopsida). *Phytologia* 54 (3): 161-189.

Zare, A. y Malekpoor-Shahraki, M. (2022). Quantitative seed germination of Brassicaceae family weeds under salinity and drought stresses conditions. *Environmental Stresses in Crop Sciences* 14 (4): 1127-1137. https://doi.org/https://doi.org/10.22077/escs.2020.3304.1843

Zarlavsky, G. E. (2014). Histología Vegetal técnicas simples y complejas (1° ed.). La Plata. Sociedad Argentina de Botánica.

Zeng, C. L., Wu, X. M. y Wang, J. B. (2006). Seed coat development and its evolutionary implications in diploid and amphidiploid Brassica species. *Acta Biologica Cracoviensia Series Botanica* 48 (2): 15-25.

Zhang, Y., Ma, Z. y Tian, F. (2016). Response of *Vicia angustifolia* L. seed germination and growth to drought stress. *Agricultural Science & Technology* 17 (7): 1556-1570.

Zhu, M., Dai, S., Ma, Q. y Li, S. (2021). Identification of the initial water-site and movement in *Gleditsia sinensis* seeds and its relation to seed coat structure. *Plant Methods* 17 (1): 1-13. https://doi.org/10.1186/s13007-021-00756-z