

UNIVERSIDAD DE LA REPÚBLICA

FACULTAD DE AGRONOMÍA

EFFECTO DE LA HUMEDAD SOBRE LA CONSERVACIÓN DE
SEMILLAS DE BOSQUE NATIVO

por

Federico RODRÍGUEZ ESTEFAN

TESIS presentada como uno de los
requisitos para obtener el título de
Ingeniero Agrónomo

MONTEVIDEO

URUGUAY

2022

Tesis aprobada por:

Director:

Ing. Agr. (MSc.) Guillermo Morás

Ing. Agr. Joaquín Garrido

Dr. Ing. Agr. Forestal Gustavo Daniluk

Fecha: 28 de diciembre de 2022

Autor:

Federico Rodríguez Estefan

AGRADECIMIENTOS

A la familia que estuvo presente en cada uno de los momentos especiales durante el transcurso de la carrera e hizo posible la realización de la misma.

A los tutores, Ing. Agr. Guillermo Morás, Ing. Agr. Joaquín Garrido, Dr. Ing. agrónomo Forestal Gustavo Daniluk y especialmente al Ing. Agr. Fernando Irisity ya que con él se dio comienzo a este trabajo y no pudo acompañarme para darle finalización al mismo.

A cada uno de ellos gracias por el tiempo cedido a la realización de este trabajo.

A todo el personal que trabaja en el Vivero Dr. Alejandro Gallinal en especial a la Ing. Agr. Inés Vanzini por brindarme la ayuda necesaria y facilitarme el lugar para la realización de estos trabajos experimentales.

A mi familia que sin el apoyo de ellos estos no hubiera podido ser posible, a los que están y a los que de una u otra forma se están leyendo este trabajo y contentos de que haya llegado hasta acá, vos también fuiste parte de esto Vi.

A vos Belen que me acompañaste no solo desde el inicio de la carrera sino que hoy seguimos caminando juntos tomados de la mano e hiciste también que esto fuese posible.

TABLA DE CONTENIDO

	Página
PÁGINA APROBACIÓN.....	II
AGRADECIMIENTOS.....	III
LISTA DE CUADROS E ILUSTRACIONES.....	VI
1. <u>INTRODUCCIÓN</u>	1
2. <u>REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA</u>	2
2.1 CLASIFICACIÓN DE MONTES	2
2.2 SEMILLA	2
2.2.1 <u>Desarrollo de la semilla</u>	3
2.3 DORMICIÓN	3
2.3.1 <u>Tipos de dormición</u>	3
2.3.2 <u>Dormición exógena</u>	4
2.3.3 <u>Dormición endógena</u>	4
2.4 GERMINACIÓN	4
2.4.1 <u>Etapas de la germinación</u>	5
2.4.2 <u>Cuantificación de la germinación</u>	5
2.4.3 <u>Factores controladores de la germinación</u>	7
2.4.4 <u>Factores endógenos</u>	7
2.4.5 <u>Factores exógenos</u>	7
2.5 CONSERVACIÓN DE GERMOPLASMA	10
2.6 PROTOCOLO DE COSECHA DE SEMILLAS	11
2.7 ALMACENAMIENTO DE SEMILLAS	12
2.7.1 <u>Contenido de humedad</u>	12
2.7.2 <u>Secado</u>	13

2.7.3 <u>Cambios en la semilla durante el almacenamiento</u>	14
2.8 ANÁLISIS DE GERMINACIÓN	14
2.8.1 <u>Duración de los ensayos</u>	15
2.8.2 <u>Porcentaje de germinación</u>	15
2.9 ASPECTOS GENERALES DE LAS ESPECIES	16
2.9.1 <u>Características de la especie <i>Celtis tala</i></u>	16
2.9.2 <u>Características de la especie <i>Ruprechtia salicifolia</i></u>	16
3. <u>MATERIALES Y MÉTODOS</u>	17
3.1 PROCEDENCIA DE LA SEMILLA	17
3.2 ESPECIES UTILIZADAS.....	17
3.3 MATERIALES.....	17
3.4 METODOLOGÍA	17
4. <u>RESULTADOS Y DISCUSIÓN</u>	20
4.1 ANÁLISIS ESTADÍSTICO.....	22
4.1.1 <u><i>Celtis tala</i></u>	22
4.1.2 <u><i>Ruprechtia salicifolia</i></u>	25
5. <u>CONCLUSIONES</u>	29
6. <u>RESUMEN</u>	30
7. <u>SUMMARY</u>	31
8. <u>BIBLIOGRAFÍA</u>	32

LISTA DE CUADROS E ILUSTRACIONES

Cuadro No.	Página
1. Conteo de <i>Celtis tala</i> para los diferentes tratamientos en laboratorio.	21
2. Conteo de <i>Celtis tala</i> para los diferentes tratamientos en invernáculo.	21
3. Conteo de <i>Ruprechtia salicifolia</i> para los diferentes tratamientos en laboratorio.	21
4. Conteo de <i>Ruprechtia salicifolia</i> para los diferentes tratamientos en invernáculo.	21
5. Análisis de varianza para cantidad de plantas germinadas de <i>Celtis tala</i>	22
6. Cuadro de medias por mínimos cuadrados para cantidad de plantas germinadas de <i>Celtis tala</i> con intervalos de confianza del 95,0%.	23
7. Pruebas de múltiple rangos para cantidad de plantas germinadas de <i>Celtis tala</i> por ubicación.	24
8. Análisis de varianza para cantidad de plantas germinadas de <i>Ruprechtia salicifolia</i> . ..	26
9. Medias por mínimos cuadrados para cantidad de plantas germinadas de <i>Ruprechtia salicifolia</i> con intervalos de confianza del 95,0%.	27
10. Pruebas de múltiples rangos para cantidad de plantas germinadas de <i>Ruprechtia salicifolia</i> por ubicación.	27

Figura No.	Página
1. Curvas típicas de germinación de semillas.	6
2. Anova para cantidad de plantas germinadas de <i>Celtis tala</i>	23
3. Gráfico de medias para <i>Celtis tala</i>	25
4. Anova para cantidad de plantas germinadas de <i>Ruprechtia salicifolia</i>	26
5. Gráfico de medias para <i>Celtis tala</i>	28

1. INTRODUCCIÓN

En Uruguay el monte nativo está protegido por la Ley forestal No. 15.939, la misma deja establecido la prohibición de su tala, a excepción de los casos en los que el producto obtenido sea para consumo interno del establecimiento o cuando se cuenta con un plan de mejora de monte nativo aprobado por la Dirección General Forestal.

El mismo dependiendo de los diferentes ambientes en los cuales se desarrolla va adquiriendo características distintas, clasificándose en 5 grupos distintos, ellos son: monte de galería, monte de quebrada, monte serrano, monte de parque y palmares.

Estos distintos grupos de montes determinan una diversidad genética de gran importancia debido a su valor, frente a la conservación de hábitats naturales, reserva de material genético y valor económico.

El trabajo presentado a continuación fue realizado debido a la falta de investigación que existe sobre la fisiología de las semillas de especies nativas. Con el objetivo de poder determinar cómo interacciona el nivel de humedad de la semilla sobre la viabilidad de esta, se disminuyó el porcentaje de humedad mediante secado de las semillas en horno, hasta alcanzar umbrales que permitieran almacenar y conservar dichas semillas por mayor tiempo bajo mejores condiciones, sin perder viabilidad de las mismas.

Para lograr dicho objetivo fueron seleccionadas las especies nativas *Celtis tala* (tala) y *Ruprechtia salicifolia* (viraró cespó) y se realizaron los ensayos correspondientes en el laboratorio del Centro de Germoplasma de la División General Forestal, basándose estos en análisis de humedad y posterior germinación de semillas.

2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1 CLASIFICACIÓN DE MONTES

Según el MGAP. DGF (2018) los diferentes ambientes determinan diferentes tipos de montes que se desarrollan en esos lugares, se clasifican en 5 tipos diferentes:

- Monte de galería: es aquel que se desarrolla acompañando los cursos de agua, ya sea en los márgenes como así también en islas vinculadas a los mismos.
- Monte de quebrada: es el que se vincula a los valles profundos, con pendientes rocosas y ambientes con mayor humedad y poca luminosidad, las cuales generan condiciones óptimas para su desarrollo.
- Monte serrano: se desarrolla en áreas pedregosas que incluyen cerros y sierras, es la segunda formación boscosa de mayor importancia del país, luego del monte de galería.
- Monte de parque: es una formación típica que está presente desde Artigas hasta Colonia. Se caracteriza por la presencia de especies arbóreas y arbustivas.
- Palmares: se desarrollan sobre el noreste y este del país, pero si bien existen varias especies de palmas solamente tres de ellas forman palmares casi puros.

2.2 SEMILLA

Semilla: toda estructura vegetal usada con propósito de siembra o propagación de una especie (INASE, 2009).

Semilla: “... *principal medio de propagación de la gran mayoría de las plantas superiores terrestres y acuáticas. Ésta desempeña una función fundamental en la renovación, persistencia y dispersión de las poblaciones de plantas...*” (Vásquez Yanes et al., 1997).

Las semillas se pueden clasificar en dos grupos dependiendo de la capacidad y tolerancia que presentan las mismas a la desecación, ellos son: semillas recalcitrantes y semillas ortodoxas. Las recalcitrantes son aquellas que durante su maduración tienen un alto contenido de humedad, permiten que para su almacenamiento se realice un secado llegando a humedades que van de 25% a 80%. Las ortodoxas son aquellas que tienen durante su maduración un bajo contenido de humedad, y admiten un mayor nivel de secado 5% a 8% de humedad (Serrada, 2000).

2.2.1 Desarrollo de la semilla

Una serie de transformaciones ocurren en el ovario para producir un fruto maduro que posteriormente en las angiospermas culmina con la formación de la semilla.

La semilla se forma mediante la embriogénesis zigótica, esta comprende cambios morfológicos, estructurales y de expresión génica que tienen lugar desde la formación del cigoto hasta el final del desarrollo y la maduración del embrión. A partir de este proceso y de cómo haya sido el mismo dependerá el éxito que exista en la germinación y la formación de un nuevo individuo.

Para estudiar el desarrollo de la semilla se ha dividido en varias fases ellas son: histodiferenciación, expansión, maduración y desecación.

- Histodiferenciación: se caracteriza por una alta tasa de divisiones nucleares y por la formación de paredes celulares.
- Expansión: en esta fase el crecimiento por división celular disminuye y es sustituido por un crecimiento debido a la elongación celular, aunque también continúan, pero en menor cantidad las divisiones celulares.
- Maduración y desecación: durante este proceso se provoca la paralización del ciclo celular, se produce una pérdida importante de agua y se adquiere tolerancia a la desecación (Matilla, 2008).

2.3 DORMICIÓN

La mayoría de las plantas producen semillas las cuales son incapaces de germinar antes de su dispersión por lo tanto se acuña el término que las semillas se encuentran “durmientes”. Esta dormición se establece durante la formación de la semilla. Se considera que la dormición es un proceso de adaptación que contribuye a la supervivencia del individuo ya que restringe la germinación cuando los factores ambientales son desfavorables para el desarrollo (Varela y Arana, 2011).

El nivel de latencia varía con la procedencia de la semilla, con el año de cosecha y varía incluso dentro de un mismo lote de semillas.

2.3.1 Tipos de dormición

Algunos autores afirman que existen varios tipos de dormición y a veces la semilla puede presentar más de un tipo. Simplificando se pueden establecer dos categorías fundamentales de dormición, estas son la dormición impuesta por las cubiertas seminales (exógena) y la dormición embrionaria (endógena).

2.3.2 Dormición exógena

En el caso de la dormición exógena según Varela y Arana (2011) se distinguen 3 tipos de dormición:

- Física: característica de un gran número de especies de plantas, en las cuales la cubierta seminal es impermeable. Por lo tanto, el embrión se encuentra encerrado dentro de una cubierta impermeable que puede preservar la semilla con bajo contenido de humedad durante varios años, aun cuando las temperaturas son elevadas.
- Mecánica: las cubiertas de las semillas son demasiado duras para permitir que el embrión se expanda durante la germinación, se destaca que probablemente no sea la única causa de dormición ya que en la mayoría de los casos se combina con otros tipos para retardar la germinación.
- Química: corresponde a la acumulación de determinadas sustancias químicas que inhiben la germinación.

2.3.3 Dormición endógena

En el caso de la dormición endógena se destaca que la misma viene determinada por características anatómicas, morfológicas y fisiológicas del propio embrión y se presenta en aquellas familias de plantas en las que el embrión no se ha desarrollado completamente en la época de maduración por tanto puede deberse a inmadurez de este o a sustancias inhibidoras de la germinación (Varela y Arana, 2011).

2.4 GERMINACIÓN

La germinación de las semillas comprende tres etapas sucesivas que se superponen parcialmente: 1) la absorción de agua por imbibición, causando su hinchamiento y ruptura final de la testa, 2) el inicio de la actividad enzimática y del metabolismo respiratorio, translocación y asimilación de las reservas alimentarias en las regiones en crecimiento del embrión, y 3) el crecimiento y la división celular que provoca la emergencia de la radícula y posteriormente de la plúmula. En la mayoría de las semillas el agua penetra inicialmente por el micrópilo y la primera manifestación de la germinación exitosa es la emergencia de la radícula (Vázquez Yanes et al., 1997).

Hay dos tipos de germinación que a veces presentan algunas variantes: a) epigea, donde el hipocótilo se alarga y aleja a los cotiledones del suelo, son con frecuencia de color verde y realizan funciones fotosintéticas durante el crecimiento temprano de la plántula, y b) hipogea, en la cual el hipocótilo no se desarrolla y los cotiledones permanecen bajo el suelo o ligeramente sobre éste, las cuales cumplen sólo una función de almacenamiento de nutrientes. La testa de la semilla puede permanecer

cubriendo los cotiledones en el caso de la germinación hipogea, en tanto que en la epigea se desprende, lo cual permite la expansión de las hojas cotiledonarias (Vázquez Yanes et al., 1997).

2.4.1 Etapas de la germinación

Herrera et al., citados por Damboriarena y García Pintos (2010), en la revisión que realizan sobre este tema mencionan que en el proceso de germinación se distinguen 3 etapas. En la primera etapa ocurre la imbibición. Durante esta fase se produce una intensa absorción de agua por parte de los distintos tejidos que forman la semilla. Consiste en la absorción del agua necesaria para la rehidratación de proteínas y organelos celulares, así como para el transporte y para que ocurran las reacciones hidrolíticas. Durante la segunda fase se produce la activación del metabolismo o germinación, aquí se da lugar a las transformaciones metabólicas, necesarias para el correcto desarrollo de la plántula. En esta fase la absorción de agua se reduce considerablemente llegando incluso a detenerse. Aquí ocurre la síntesis de ácido nucleico y proteínas. También se incrementan las actividades enzimáticas, así como la degradación inicial de las reservas. Durante la tercera y última fase tiene lugar la emergencia de la radícula concluyendo el proceso de germinación ya que el crecimiento subsecuente se considera un proceso separado. En esta fase la absorción de agua vuelve a aumentar al igual que la actividad respiratoria.

La duración de cada una de estas fases depende de ciertas propiedades de las semillas, como su contenido de compuestos hidratables y la permeabilidad de las cubiertas al agua y oxígeno. Estas fases también están afectadas por las condiciones del medio, como el nivel de humedad, las características y composición del sustrato, la temperatura. Otro aspecto importante es la relación de estas fases con el metabolismo de las semillas. Sin embargo, en las semillas viables su metabolismo se activa gracias a la hidratación. La segunda fase constituye un periodo de metabolismo activo previo a la germinación de las semillas viables o de inicio de semillas muertas. La tercera fase se produce solo en semillas que germinan y se asocia a una fuerte actividad metabólica que comprende el inicio del crecimiento de la plántula y la movilización de reservas. Por tanto, los factores externos que activan el metabolismo, como la temperatura, tiene un efecto estimulante en la última fase. En las dos primeras fases de la germinación los procesos son reversibles, mientras que a partir de la fase de crecimiento se ingresa en una situación fisiológica irreversible (García Breijo et al., citados por Damboriarena y García Pintos, 2010).

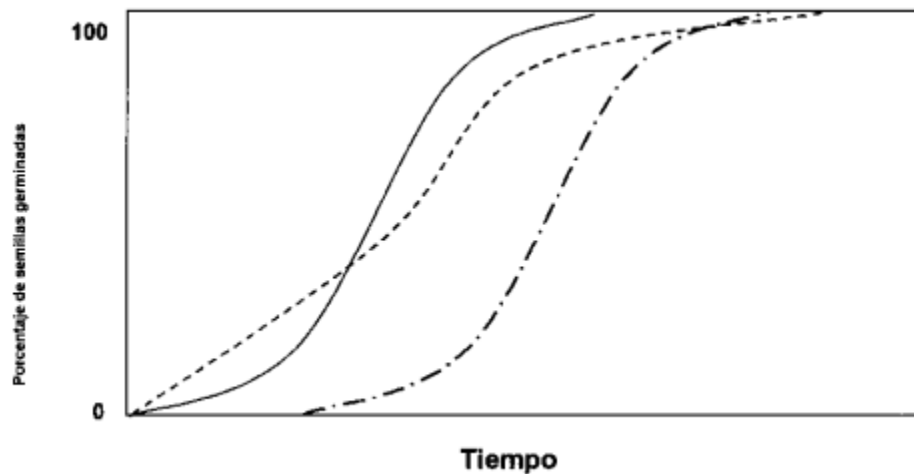
2.4.2 Cuantificación de la germinación

En lo que respecta a la medición de la germinación, en la actualidad en el mercado no se cuenta con marcadores bioquímicos certeros para cuantificar con un alto grado de exactitud el nivel de germinación, por lo que el como mecanismo alternativo se

utiliza y se trata de correlacionar la absorción de agua o la tasa respiratoria, para poder generar una idea aproximada de la tasa germinativa de la semilla.

Vernengo (2000), refleja que existen algunos elementos como lo son la medición de la absorción de agua, o la tasa respiratoria, brindan una idea aproximada del nivel del proceso de germinación de las semillas, pero no existen hasta el momento marcadores bioquímicos adecuados para medir el progreso del proceso de germinación. El único evento que puede medirse con exactitud es la emergencia del eje embrionario de la semilla, justamente al momento que la germinación ha culminado. Por ello los test de germinación a nivel mundial miden justamente la emergencia del eje embrionario.

Figura 1. Curvas típicas de germinación de semillas



Fuente: Vernengo (2000).

A partir del gráfico se puede observar que solo unas pocas semillas germinan en el inicio del proceso. La tasa germinativa aumenta progresivamente hasta que se completa este proceso en las últimas semillas.

A pesar de que por lo general las curvas de germinación poseen esta forma, muchas de ellas no llegan a altas tasas de germinación, por tanto, ahí se dice que estas semillas tienen baja capacidad de germinación. En el caso que las semillas sean todas viables, el bajo nivel de germinación puede deberse al proceso de dormición o a condiciones ambientales inadecuadas para que se dé el proceso (Vernengo, 2000).

2.4.3 Factores controladores de la germinación

Los factores que afectan a la germinación se pueden dividir en dos tipos, factores internos (endógenos) y externos (exógenos). Los internos o intrínsecos son los propios de la semilla, madurez y viabilidad de las semillas mientras que los externos o extrínsecos son los que dependen del ambiente, agua, temperatura y gases (García Breijo et al., 2006).

2.4.4 Factores endógenos

La incapacidad para germinar está dada por dos grandes categorías de semillas. La primera se conoce como inhibición tegumentaria de la germinación, la conforman aquellos tegumentos que impiden que el embrión pueda germinar, y en donde la extracción del embrión permite su crecimiento inmediato. La segunda integra aquellas semillas donde es el embrión el que presenta la inhibición; y aunque este órgano se separe de la semilla no podrá realizar el proceso de germinación. Se habla entonces de latencia embrionaria (Come, citado por Damboriarena y García Pintos, 2010).

A su vez, García Breijo et al. (2006), clasifican los factores internos a aquellos propios de la semilla como son madurez y viabilidad. Este indica que una semilla es madura cuando ha alcanzado su completo desarrollo desde el punto de vista morfológico y fisiológico. La madurez morfológica se consigue cuando las distintas estructuras de la semilla han completado su desarrollo, dándose por finalizada cuando el embrión ha alcanzado su máximo desarrollo. Aunque la semilla sea morfológicamente madura, muchas de ellas pueden seguir siendo incapaces de germinar porque necesitan experimentar aun una serie de transformaciones fisiológicas. La madurez fisiológica se alcanza al mismo tiempo que la morfológica, o bien puede haber una diferencia de semanas, meses y hasta años entre ambas.

La viabilidad de las semillas es el periodo de tiempo durante el cual las semillas conservan su capacidad para germinar. Es un periodo variable y depende del tipo de semilla y de las condiciones de almacenamiento (García Breijo et al., 2006).

2.4.5 Factores exógenos

La velocidad de germinación de las semillas depende de varios factores ambientales que actúan en forma continua y por periodos prolongados. Entre los más importantes se encuentran la disponibilidad de agua, la temperatura, el oxígeno, el dióxido de carbono y la disponibilidad de luz. Cada uno de estos factores puede inhibir o estimular la germinación, por lo que el efecto combinado de todos ellos determinará la duración y la tasa de germinación (Herrera, citado por Damboriarena y García Pintos, 2010).

Se listan a continuación los principales factores externos que inciden sobre la germinación.

- Agua

La absorción de agua es el primer paso, y el más importante, que tiene lugar durante la germinación; porque para que la semilla recupere su metabolismo es necesaria la rehidratación de sus tejidos (García Breijo et al., 2006).

Las pequeñas cantidades de agua necesarias para la germinación dependen del genoma de la semilla y sus componentes individuales. Los diferentes órganos y tejidos difieren en su estructura física interna, sus propiedades bioquímicas, y la composición química, por lo tanto, pueden diferir en su retención de agua, distribución y propiedades de hinchamiento (Benech – Arnold y Sánchez, 2000).

Según Benech – Arnold y Sánchez (2000), la absorción de agua por las semillas se caracteriza por tres fases. La fase inicial es la captación de agua, la fase de imbibición, y es dependiente del contacto suelo-semilla, la composición de la semilla, y la geometría de la cubierta de la semilla y sus propiedades. La segunda fase, la fase de transición, se caracteriza por una baja tasa de absorción de agua casi insignificante. La tercera fase, la fase de crecimiento, se caracteriza por un rápido incremento exponencial de la tasa de absorción de agua, acompañada por la aparición de la radícula.

La segunda fase, también conocida como fase de pausa, el contenido de humedad de la semilla, la tasa de respiración y la morfología permanecen sin cambios. Sin embargo, una variedad de procesos metabólicos son activados, habiendo diferencias según el nivel de hidratación de las semillas. Durante esta fase cualquier condición ambiental adversa puede dar lugar al secado de las semillas, y por lo tanto un estrés hídrico puede perjudicar, retardar y hasta inhibir la germinación. De acuerdo con Bradford, citado por Benech – Arnold y Sánchez (2000), la fase de transición puede ser considerada como la germinación ya que su duración influye en el tiempo de inicio y en el grado de crecimiento de la radícula.

- Temperatura

La temperatura es un factor decisivo en el proceso germinativo, interfiriendo con la disponibilidad de oxígeno para el embrión, a la vez influye sobre las enzimas que regulan la velocidad de las reacciones bioquímicas que ocurren en la semilla luego de la rehidratación. Conforme se incrementa la temperatura aumenta la intensidad de las reacciones metabólicas y a la vez disminuye la solubilidad del oxígeno en el agua de imbibición, lo que reduce la cantidad de oxígeno disponible para el embrión. Si bien la temperatura aumenta la velocidad de imbibición de la semilla, no afecta la tasa final de absorción (García Breijo et al. 2006, Herrera et al. 2006).

Las diversas fases que comprende el complejo proceso de germinación de las semillas son afectadas individualmente por la temperatura. La temperatura afecta tanto a las propiedades del suelo con respecto al agua y la actividad biológica de la semilla. La temperatura del suelo presenta gran variación tanto diaria como estacional, y es dependiente de la humedad, estructura y color del suelo, además del aspecto del sitio y la latitud de este (Marshall et al., Van Wijk, citados por Benech – Arnold y Sánchez, 2000).

Benech – Arnold y Sánchez (2000), Sierra Posada (2005), García Breijo et al. (2006), Herrera et al. (2006), coinciden en que existe una temperatura óptima, una máxima y una mínima para la germinación. Estos afirman que la temperatura óptima es la más adecuada para conseguir el mayor porcentaje de germinación en el menor tiempo posible. La temperatura máxima es aquella que por encima de la cual se anula el proceso de germinación, mientras que la mínima sería aquella por debajo de la cual la germinación no se produce.

- Gases

La mayor parte de las semillas requieren para su germinación un medio suficientemente aireado que permita una adecuada disponibilidad de oxígeno y dióxido de carbono. De esta forma el embrión obtiene la energía imprescindible para mantener su energía metabólica (García Breijo et al., 2006).

Bajos niveles de oxígeno disponible reducen o impiden la germinación en la mayoría de las especies. El aporte de oxígeno para soportar la actividad metabólica se torna decisivo en etapas muy tempranas de la germinación, indicado por un fuerte aumento de la tasa de respiración de la semilla.

El dióxido de carbono, en concentraciones mayores a la del aire normal tiene un efecto inhibitorio de la germinación.

- Control hormonal

El ácido abscísico (ABA) regula los eventos claves durante la formación de las semillas, tales como almacenamiento de reservas, prevención de germinación precoz, adquisición de tolerancia a la desecación e inducción a la dormancia primaria (Damboriarena y García Pintos, 2010).

Los cambios dinámicos en la biosíntesis de ABA y el catabolismo de la hormona de señalización provocan cambios que afectan la expresión de los genes, y así regulan puntos de control crítico durante el ciclo de vida de la planta, incluyendo la transición de dormancia a germinación y de germinación a crecimiento (Damboriarena y García Pintos, 2010).

El rol de regulador que cumple el ABA, es en parte compartido a través de interacciones con otras hormonas, por mecanismos que siguen siendo ampliamente

desconocidos. La interferencia entre las hormonas, como el ABA, giberelina (GA), etileno, citoquininas y auxinas forman una red entramada, donde los principales factores de regulación se convierten en nodos o centros bajo control combinatorios (Bradford y Nonoganki, 2007).

Generalmente el contenido de ácido abscísico en la semilla es bajo en las primeras etapas de desarrollo, y luego comienza a aumentar, alcanzando el máximo en la mitad de la maduración. Los niveles de ABA decrecen durante el desarrollo tardío, particularmente durante la fase que va desde maduración hasta secado (Bradford y Nonoganki, 2007).

- Nitratos

Los nitratos son el mayor componente inorgánico del suelo estimulando la germinación de semillas y son numerosas las especies tanto mono como dicotiledóneas en las que se ha comprobado este efecto (Damboriarena y García Pintos, 2010).

2.5 CONSERVACIÓN DE GERMOPLASMA

La conservación del germoplasma determina la preservación existente en una zona determinada y debe garantizar la máxima variabilidad posible, la continuidad de uso, el ahorro de tiempo, dinero y esfuerzo. Para ello es necesario contar con información útil como: distribución, peligro de extinción y variabilidad genética de las especies. La estrategia a seguir dependerá de la naturaleza del material vegetal, y está definida por la duración de su ciclo de vida, el modo de reproducción y el tamaño de sus individuos. Las alternativas de conservación abarcan desde los bancos de semillas hasta las áreas de reserva (Fros y Petrulo, 2017).

Los métodos de conservación pueden dividirse en conservación *in situ* y conservación *ex situ*. En el primer caso, el material es mantenido en su hábitat original. Como ejemplo de estos materiales se pueden encontrar variedades criollas (land races) y comunidades salvajes. En el segundo, los recursos genéticos se conservan en colecciones, consistentes en líneas individuales, clones o poblaciones con un origen ecológico o genético común. Generalmente son mantenidos en cultivos de parcelas, o alternativamente en almacenes de semillas, polen o cultivos de tejidos (Frankel y Bennett, 1970).

Los bancos de germoplasma son depósitos de genes representados por colecciones artificiales de una o más especies (Giacometti, 1987).

En el caso de colecciones conservadas en forma de semillas, generalmente se considera como un banco de genes sencillamente a la colección almacenada a largo o

mediano plazo en cámaras de almacenamiento a temperatura constante entre 15 y -20°C de acuerdo con el objetivo de conservación (Giacometti, 1987).

La semilla es la forma como la planta sobrevive el máximo tiempo con el mínimo de actividad fisiológica; hasta cierto punto, es la manera que tienen muchas especies de almacenarse a sí mismas. Por ello, la forma más fácil de almacenar recursos genéticos es conservando semillas (Fros y Petrulo, 2017).

2.6 PROTOCOLO DE COSECHA DE SEMILLAS

La calidad de semillas forestales no solamente implica calidad exterior como pureza o ausencia de plagas sino también alta capacidad germinativa, la descendencia de árboles sanos y de buen fenotipo, así como una procedencia conocida y adecuada para el sitio de la plantación. Calidad también implica una gran variedad genética dentro de un lote de semillas. La variedad genética es la base para la adaptabilidad a condiciones de medio ambiente que están cambiando permanentemente (MGAP. DGF, 2018).

Antes de la cosecha es necesario seleccionar el rodal semillero que será la fuente del material de propagación. Se necesita tener en cuenta que los rodales fuentes de semillas deben tener un tamaño suficiente para alojar por lo menos 30 árboles semilleros con una distancia de 50-100m de uno a otro. Los árboles deben mostrar las características fenotípicas deseadas y estar libre de plagas.

Se deberá observar la floración: ¿hay suficientes árboles con flores masculinas y femeninas distribuidos +/- uniforme por el bosque? (suficiente = 50 árboles masculinos y femeninos), también observar la fructificación ¿están fructificando un suficiente número de árboles? (suficiente = 30 árboles distribuidos +/- uniforme por el bosque).

Conducir “cutting tests” con material distribuido uniforme por el bosque para determinar el estado de maduración de las semillas, ataque de plagas, etc.

Una vez seleccionada la fuente de semilla, al momento de la cosecha es necesario cosechar +/- el mismo monto de semillas por árbol, mantener los frutos/las semillas en un lugar seco y fresco después de la cosecha, usar contenedores que permitan la circulación de aire para el transporte de las semillas/frutos, llevar el material reproductivo al lugar de procesamiento lo más rápido posible, distribuir semillas/plantines solamente en la misma zona ecológica

Estas pautas aseguran que el material cosechado presenta la variabilidad genética adecuada y sea representativo de la población.

2.7 ALMACENAMIENTO DE SEMILLAS

Cuando se almacenan semillas en un banco, es necesario controlar ciertos parámetros a fin de maximizar la longevidad de estas. El almacenamiento de semillas ortodoxas es influenciado por factores tanto internos como externos (Ford- Lloyd y Jackson, 1986).

Para un almacenamiento satisfactorio es esencial utilizar semillas sanas, bien maduras, con alta viabilidad inicial y bajo contenido de humedad (Fros y Petrulo, 2017). Es probable que semillas de mala calidad pierdan más rápidamente su viabilidad que semillas de buena calidad, aun cuando estén en muy buenas condiciones de almacenamiento (Fros y Petrulo, 2017).

Semillas sujetas a humedad y temperaturas extremas durante la maduración, cosecha y procesamiento pueden exhibir reducida viabilidad posteriormente (Ford- Lloyd y Jackson, 1986).

Según Luse, citado por Fros y Petrulo (2017) se ha comprobado en las últimas tres décadas, que el mantenimiento de la viabilidad de la semilla se puede extender considerablemente por medio de su almacenamiento a bajas temperaturas, con un bajo contenido de humedad en ella y bajas concentraciones de oxígeno.

2.7.1 Contenido de humedad

De acuerdo a la ISTA (2015), el contenido de humedad de la semilla se refiere a la pérdida en peso cuando ésta es secada conforme a las reglas. Es expresado como un porcentaje en base fresca (porcentaje del peso fresco de la semilla) o en base seca (porcentaje del peso seco de la semilla). Usualmente en los bancos de germoplasma se utiliza base fresca para permitir comparaciones entre materiales.

Comúnmente se define al contenido de humedad como la cantidad de agua en la semilla. La importancia en la determinación del contenido de humedad radica en que el mismo influye en el almacenamiento y también permite saber cuánto tiempo puede almacenarse esa semilla, realizando una predicción razonablemente certera (Fros y Petrulo, 2017).

Según Harrington, citado por Fros y Petrulo (2017), por cada punto porcentual de reducción del contenido de humedad de la semilla o por cada 5°C de disminución en la temperatura de conservación, se duplica la vida de una semilla. Estas consideraciones se aplican para contenido de humedad en la semilla entre 5 y 14% y para temperaturas ambientales entre 0 y 50°C.

Por debajo de 5% de humedad en la semilla, la velocidad de deterioro puede aumentar por la auto-oxidación de los lípidos, por encima de 14% el desarrollo de

hongos destruye el poder germinativo de la semilla, asimismo todas las actividades biológicas dentro de determinados límites, son influenciados por la temperatura. La velocidad respiratoria de la semilla y de los hongos, aumenta con el aumento de la temperatura. También la actividad de los insectos es favorecida por el aumento de la temperatura (Popinigis, 1985).

El contenido de humedad puede ser determinado experimentalmente por técnicas de laboratorio, obteniéndose un resultado exacto; o puede predecirse en forma aproximada. Ha de destacarse que, en la determinación, las muestras son destruidas. Es posible determinar la humedad de equilibrio a cierta temperatura y humedad relativa y confeccionar una tabla para realizar futuras predicciones (Fros y Petrulo, 2017).

2.7.2 Secado

El secado es la reducción del contenido de humedad en la semilla, que el mismo se aplique es importante previo al almacenamiento ya que esta reduce todos los procesos metabólicos, la respiración y con ello también se ve reducido el consumo de reservas de estas, lo que se traduce, por tanto, como una mayor viabilidad de estas semillas.

El contenido de humedad se puede controlar por secado, este es el sistema más simple y seguro para la mayoría de los casos, para prolongar el periodo de humedad (Stubsgaard y Poulsen, 1997b).

La cantidad de agua de una semilla puede ser aumentada o extraída. Si una semilla es colocada en agua, la absorberá, incrementando así su contenido de humedad; si se extrae del agua, la semilla se secará, de este modo el agua se evaporará, y el contenido de humedad disminuirá (Stubsgaard y Poulsen, 1997b).

De acuerdo a las reglas de ISTA, el contenido de humedad se expresa como el peso de agua contenida como porcentaje del peso total de la semilla antes del secado (porcentaje del peso húmedo).

Según Stubsgaard y Poulsen (1997b), en condiciones normales las especies ortodoxas maduraran durante la estación seca, permitiendo que el clima local seque los frutos y las semillas.

Semillas ortodoxas son semillas tolerantes a la desecación. Las semillas que no son ortodoxas pertenecen al grupo de semillas recalcitrantes y la característica más importante es que son semillas sensibles a la desecación.

Como regla general las especies ortodoxas que se encuentran maduras se benefician con un secado de hasta 6-8% de contenido de humedad. Este contenido de humedad es aún menor al que la semilla alcanzaría naturalmente.

Para periodos cortos de almacenamiento distribución y siembra inmediata el contenido de humedad puede ser próximo al 12%.

Cada vez que el contenido de humedad desciende 2,5%, la longevidad de la semilla se duplica, esto es importante de tenerse en cuenta ya que permite la posibilidad de almacenar semillas por más de una temporada (Stubsgaard y Moestrup, 1997a).

2.7.3 Cambios en la semilla durante el almacenamiento

Hay una serie de causas y efectos de envejecimiento de la semilla durante el almacenamiento (Querol, 1988). Roos, citado por Querol (1988) establece tres tipos de cambios que ocurren durante el almacenamiento, cambios fisiológicos, bioquímicos esenciales y genéticos. Los cambios fisiológicos son básicamente inducción o pérdida de latencia, dependiendo de las especies, y un cambio en la temperatura máxima, mínima o ambas para la germinación óptima; los cambios bioquímicos son auto-oxidación de lípidos y el consecuente debilitamiento de las membranas, la reducción de la actividad enzimática y una reducción en la capacidad de reparación de las paredes celulares por falta de agua para la acción enzimática (Querol, 1988). Los cambios genéticos son frecuentemente aberraciones y en ciertos casos mutaciones causadas por el almacenamiento, no influyen mayormente sobre la composición genética del material. Las mutaciones acumuladas son en última instancia, la causa de la muerte de las semillas. A pesar de estos cambios durante el almacenamiento, la capacidad de supervivencia de las semillas es notable, aún en condiciones bastante malas (Querol, 1988). Si las condiciones de almacenaje son buenas, la viabilidad de las semillas es preservada por largos periodos, y el riesgo de obtener plantas inferiores provenientes de estas semillas es reducido (Owen, 1956).

2.8 ANÁLISIS DE GERMINACIÓN

El objetivo de realizar un análisis de germinación es determinar el potencial de un lote de semillas que puede, a su vez, ser utilizado para comparar la calidad de los distintos lotes y también estimar el valor de la siembra en el campo. La prueba en campo es normalmente insatisfactoria, ya que los resultados no se pueden repetir con fiabilidad. Por lo tanto, los métodos de laboratorio han evolucionado de manera que se controlen las condiciones externas para dar la germinación más regular, rápida y completa para la mayoría de las muestras de una singular especie. Las condiciones son estandarizadas para que los resultados de los análisis que se reproducen dentro de los límites estén lo más cerca posible a los determinados por la variación aleatoria de la muestra (ISTA, 2015).

2.8.1 Duración de los ensayos

La duración de la prueba para cada especie es indicada según el número de días al momento del conteo final. Al final del período de la prueba, si algunas semillas apenas iniciaron la germinación, la prueba puede ser prolongado durante 7 días más o hasta la mitad del período indicado, para pruebas más demoradas. La prueba puede darse por culminado antes del tiempo indicado, cuando ya se obtuvo la germinación máxima. El número de días para el primer conteo es aproximado y un desvío de uno a tres días es permitido, desde que sea suficiente para la evaluación correcta de las plántulas (MAPA, 2009).

2.8.2 Porcentaje de germinación

El porcentaje de germinación reportado indica la proporción en número de semillas que han producido plántulas clasificadas como normales en las condiciones y dentro del período establecido. Las plántulas normales muestran potencial de desarrollo continuo en plantas satisfactorias cuando se cultivan en tierra de buena calidad y en condiciones favorables de humedad, temperatura y luz (ISTA, 2015).

Para ser clasificada como normal una plántula debe cumplir con una de las siguientes categorías:

- Plántulas intactas: plántulas con todas sus estructuras esenciales bien desarrolladas, completas, en proporción y con buena salud.
- Plántulas con defectos leves: plántulas que muestran ciertos defectos leves de sus estructuras esenciales, siempre que muestren un desarrollo satisfactorio y equilibrado de otro modo comparable al de las plántulas intactas de la misma prueba.
- Plántulas con infección secundaria: plántulas que es evidente habrían conformado con uno de los anteriores, pero que se han visto afectados por hongos o bacterias procedentes de fuentes distintas de la semilla madre.

2.9 ASPECTOS GENERALES DE LAS ESPECIES

Celtis tala (Tala), *Ruprechtia salicifolia* (Viraró).

2.9.1 Características de la especie *Celtis tala*

Familia: CANNABACEAE

Originario de las zonas subtropicales de América del Sur, donde habita bosques húmedos alrededor de ríos y arroyos.

Se trata de un árbol de porte medio, entre 4 y 7 metros de altura. Según disponibilidad de agua puede adoptar porte arbóreo o arbustivo. Está recubierto de una corteza clara, de color pardo grisáceo, que se vuelve dehiscente en ejemplares adultos. Ramifica abundantemente, produciendo un denso enramado en zigzag con fuertes espinas geminadas en las axilas foliares, siendo estas, rectas de hasta 15 mm de largo. Presenta hojas alternas, pecioladas, simples, de margen aserrado en la región apical (Sabattini et al., 2015).

2.9.2 Características de la especie *Ruprechtia salicifolia*

Familia: POLYGONACEAE

Distribuido desde las provincias del Chaco pasando por Córdoba, Corrientes, Entre Río, etc. Y adentrándose en Brasil, Paraguay y Uruguay. Debe su nombre al botánico y médico Franz Josef Ivanovich Ruprecht.

Es un arbusto o árbol de 6 a 8 metros de altura, de tronco en general tortuoso. De albura amarillenta, duramen castaño claro rosáceo. Anillos medianamente demarcados, textura fina y grano derecho a veces algo entrelazado. Presenta una madera semidura y medianamente pesada, compacta y fácil de trabajar. Posee alto contenido en sílice por lo que desafila fácilmente los útiles cortantes (Carrere, 1990).

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 PROCEDENCIA DE LA SEMILLA

Las semillas utilizadas en los ensayos de germinación fueron suministradas por el Centro de Germoplasma del Vivero de Toledo “Dr. Alejandro Gallinal” perteneciente al Ministerio de Ganadería, Agricultura y Pesca (MGAP).

3.2 ESPECIES UTILIZADAS

Las especies utilizadas fueron las siguientes:

- *Celtis tala* (Tala) (recolectada en Las Cañas y Fray Marcos, 2018)
- *Ruprechtia salicifolia* (Viraró) (recolectada en Montevideo, 2018)

3.3 MATERIALES

Para realizar las diferentes pruebas de humedad y germinación se utilizó: agua destilada, arena esterilizada, hipoclorito de sodio, matraz, probeta, lupa, varillas de vidrio, pipetas, vaso de Bohemia, colador de malla metálica, pinzas, cronometro, placas de Petri, papel secante, equipo de protección personal (lentes, guantes, tapa boca), horno de secado, humidímetro con impresora, mixer, heladera de frío seco.

La etapa de laboratorio en donde se realizaron los diferentes ensayos fue llevada a cabo en el laboratorio del Centro de Germoplasma de la División General Forestal. Para los ensayos definidos se realizó el secado de las semillas a diferentes porcentajes de humedad, siendo estos, 6%, 5% y 4%. Paralelamente se contó con una muestra de semilla sin secar la que auspició como testigo. Se estableció un total de 400 semillas por especie en cada tratamiento, para cada diferente porcentaje de humedad se realizó un ensayo de germinación en laboratorio y otro en vivero.

3.4 METODOLOGÍA

La metodología empleada se realizó según normas ISTA identificando los lotes a muestrear y viendo que los mismos cumplieran con dichas normas, las que aseguraran desde los procesos de recolección de las semillas, hasta su etapa final de germinación.

La actividad comenzó con la determinación del porcentaje de humedad de las dos especies que van a ser utilizadas, las mismas provienen del Centro de Germoplasma y Vivero Nacional Dr. Alejandro Gallinal.

Se obtiene una muestra representativa de las dos especies con las que se va a trabajar, se muele la muestra en un mixer con el fin de homogeneizar y permitir la extracción de la humedad que muchas veces impiden las cubiertas, posteriormente se coloca una muestra de 5 gramos en el humidímetro.

Una vez determinado el porcentaje de humedad se obtuvo una muestra sobre un total de 800 semillas de cada especie que fueron utilizadas en el ensayo testigo; 400 de las mismas sembradas y colocadas en laboratorio y las otras 400 semillas sembradas y llevadas al invernáculo.

Luego se procedió a secar las semillas restantes en horno a 50 grados Celsius hasta obtener los niveles de humedad de 6%, 5% y 4% (realizando los análisis de humedad respectivos).

Estos porcentajes de humedad fueron los que determinaron los diferentes ensayos, se utilizaron estos niveles ya que son en los cuales se reduce al mínimo la tasa respiratoria y la actividad enzimática permitiendo una mejor conservación. Para cada uno de los diferentes niveles de humedad se apartó un lote de 800 semillas.

Una vez obtenidas las 800 semillas con los respectivos niveles de humedad se seleccionan aleatoriamente 400 semillas que van a ser sembradas y colocadas en el laboratorio, y las otras 400 son sembradas y colocadas en el vivero.

Previo a la siembra se realizó la desinfección de la totalidad de las semillas de las dos especies a ser utilizadas, sumergiéndolas en 200ml de agua destilada con 10ml de hipoclorito durante 24 horas.

Una vez transcurridas estas 24 horas se procede a sembrar las semillas de las dos especies en las respectivas placas con arena estéril. Se diagraman los ensayos de la siguiente manera:

- Laboratorio:

Viraró testigo 400 semillas.

Viraró 6% humedad 400 semillas.

Viraró 5% humedad 400 semillas.

Viraró 4% humedad 400 semillas.

Tala testigo 400 semillas.

Tala 6% humedad 400 semillas.

Tala 5% humedad 400 semillas.

Tala 4% humedad 400 semillas.

- Invernáculo:

Viraró testigo 400 semillas.

Viraró 6% humedad 400 semillas.

Viraró 5% humedad 400 semillas.

Viraró 4% humedad 400 semillas.

Tala testigo 400 semillas.

Tala 6% humedad 400 semillas.

Tala 5% humedad 400 semillas.

Tala 4% humedad 400 semillas.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

A continuación, se presentan los resultados obtenidos en los ensayos realizados, se discute brevemente el significado de los mismos para cada especie que fue evaluada tanto laboratorio como en invernáculo.

En los cuadros que se listan a continuación se registran los siguientes parámetros,

- Tratamientos germinativos, identificando los tipos de tratamientos germinativos realizados y los lugares donde se realizaron los mismos. Se expresan de la siguiente manera:
 - T1.1: tratamiento testigo realizado en laboratorio.
 - T2.1: tratamiento secado 6% de humedad en laboratorio.
 - T3.1: tratamiento secado 5% de humedad en laboratorio.
 - T4.1: tratamiento secado 4% de humedad en laboratorio.
 - T1.2: tratamiento testigo realizado en invernáculo.
 - T2.2: tratamiento secado 6% de humedad en invernáculo.
 - T3.2: tratamiento secado 5% de humedad en invernáculo.
 - T4.2: tratamiento secado 4% de humedad en invernáculo.
- Conteos realizados, cada 7 días se realizaron los conteos de la cantidad de plantas emergidas al momento.
 - C1 – Cn: identifica el número de conteo realizado.
- Porcentaje de germinación, es el número de semillas germinadas y/o emergidas, en todo el período, respecto al total de semillas sembradas. Es expresado en porcentaje y se cuantifica los resultados obtenidos.

Cuadro 1. Conteo de *Celtis tala* para los diferentes tratamientos en laboratorio

	C1	C2	C3	C4	C5	C6	C7	C8	C9	% Germinación
T1.1	0	0	17	56	93	33	34	21	3	64,3
T2.1	0	0	0	1	32	170	23	7	1	58,5
T3.1	0	0	0	4	27	148	32	23	3	59,3
T4.1	0	0	1	2	17	107	18	16	3	41,0

Cuadro 2. Conteo de *Celtis tala* para los diferentes tratamientos en invernáculo

	C1	C2	C3	C4	C5	C6	C7	C8	C9	% Germinación
T1.2	0	0	0	10	83	66	30	29	3	55,3
T2.2	0	0	0	6	50	0	52	0	0	27,0
T3.2	0	0	0	7	48	17	33	0	0	26,3
T4.2	0	0	0	1	38	19	26	0	0	21,0

Cuadro 3. Conteo de *Ruprechtia salicifolia* para los diferentes tratamientos en laboratorio

	C1	C2	C3	C4	C5	% Germinación
T1.1	0	51	14	7	0	18,0
T2.1	0	10	37	5	0	13,0
T3.1	0	2	25	4	18	12,3
T4.1	0	38	9	4	0	12,8

Cuadro 4. Conteo de *Ruprechtia salicifolia* para los diferentes tratamientos en invernáculo

	C1	C2	C3	C4	C5	% Germinación
T1.2	0	44	28	22	2	24,0
T2.2	0	0	12	51	0	15,8
T3.2	0	0	52	12	0	16,0

T4.2	0	1	68	3	0	18,0
------	---	---	----	---	---	------

4.1 ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Para ambas especies se ejecutó un análisis de varianza de varios factores para cantidad de plantas germinadas. Se realizó varias pruebas y gráficas para determinar si existían factores que tuvieran un efecto estadísticamente significativo sobre cantidad de plantas germinadas. También se evaluó la significancia de las interacciones entre los factores.

Las pruebas-F en la tabla ANOVA permitieron identificar los factores significativos. Para cada factor significativo, las pruebas de rangos múltiples brindaron información sobre cuales medias son significativamente diferentes de otras. Las gráficas de medias y las gráficas de interacciones ayudaron a interpretar los efectos significativos, mientras que las gráficas de residuos ayudaron a juzgar si los datos habían violado los supuestos subyacentes al análisis de varianza.

4.1.1 *Celtis tala*

Variable dependiente: cantidad de plantas germinadas.

Factores:

ubicación.

tratamiento.

Número de casos completos: 82

Cuadro 5. Análisis de varianza para cantidad de plantas germinadas de *Celtis tala*

Fuente		Grados de libertad	Cuadrado medio	Razón –F	Valor –P
Efectos principales					
A: ubicación	968,657	1	968,657	0,93	0,3380
B: tratamiento	981,462	3	327,154	0,31	0,8152
RESIDUOS	80238,1	77	1042,05		
Total corregido	82118,9	81			

La tabla ANOVA descompone la variabilidad de cantidad de plantas germinadas en contribuciones debidas a varios factores. Puesto que se ha escogido la suma de cuadrados Tipo III, la contribución de cada factor se mide eliminando los efectos de los demás factores. Los valores-P prueban la significancia estadística de cada uno de los factores. Puesto que ningún valor-P es menor que 0,05, ninguno de los factores tiene un efecto estadísticamente significativo sobre cantidad de plantas germinadas con un 95,0% de nivel de confianza.

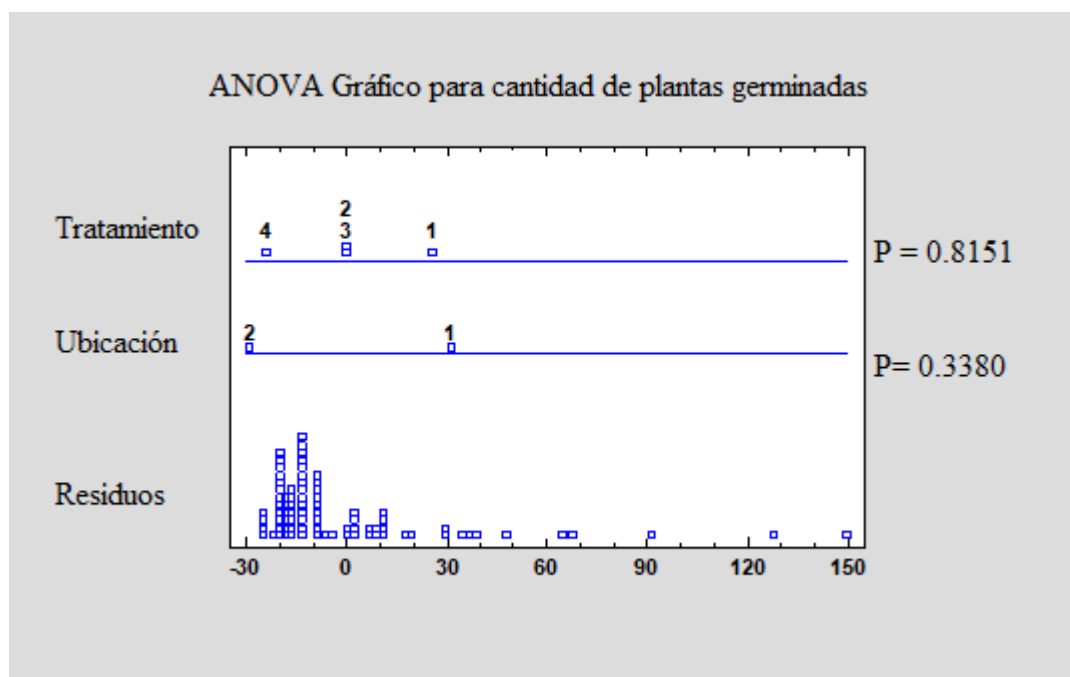


Figura 2. ANOVA para cantidad de plantas germinadas de *Celtis tala*

Cuadro 6. Cuadro de medias por mínimos cuadrados para cantidad de plantas germinadas de *Celtis tala* con intervalos de confianza del 95,0%

			Error estimado	Límite inferior	Límite superior
Nivel	Casos	Media			
Media global	82	16,8231			

Ubicación					
1	44	20,2727	4,86652	10,5822	29,9632
2	38	13,3735	5,24629	2,92675	23,8202
Tratamiento					
1	22	21,7273	6,8823	8,02283	35,4317
2	20	16,755	7,22708	2,36405	31,146
3	20	16,755	7,22708	2,36405	31,146
4	20	12,055	7,22708	-2,33595	26,446

Esta tabla muestra la media de cantidad de plantas germinadas según ubicación y tratamiento. También muestra los errores estándar de cada media, los cuales son una medida de la variabilidad en su muestreo. Las dos columnas de la derecha muestran intervalos de confianza del 95,0% para cada una de las medias.

Cuadro 7. Pruebas de múltiples rangos para cantidad de plantas germinadas de *Celtis tala* por ubicación

Ubicación	Casos	Media LS	Sigma LS	Grupos homogéneos
2	38	13,3735	5,24629	X
1	44	20,2727	4,86652	X

Contraste	Sig.	Diferencia	+/- Límites
1 – 2		6,89926	14,2492

Método: 95,0 porcentaje LSD

Esta tabla aplica un procedimiento de comparación múltiple para determinar cuáles medias son significativamente diferentes de otras. La mitad inferior de la salida muestra las diferencias estimadas entre cada par de medias. No hay diferencias estadísticamente significativas entre cualquier par de medias, con un nivel del 95,0% de confianza. No existen diferencias estadísticamente significativas entre ambos niveles. El método empleado actualmente para discriminar entre las medias es el procedimiento de diferencia mínima significativa (LSD) de Fisher.

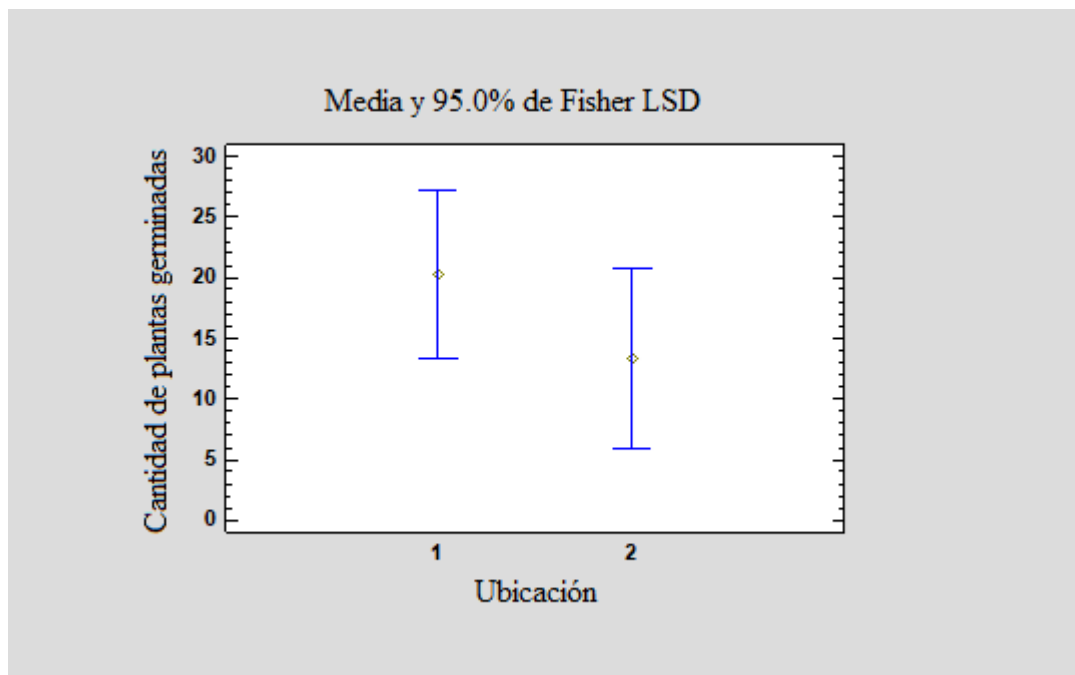


Figura 3. Gráfico de medias para *Celtis tala*

4.1.2 Ruprechtia salicifolia

Variable dependiente: cantidad de plantas germinadas

Factores:

ubicación

tratamiento

Número de casos completos: 51

Cuadro 8. Análisis de varianza para cantidad de plantas germinadas de *Ruprechtia salicifolia*

Fuente	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Cuadrado medio	Razón – F	Valor – P
Efectos principales					
A: ubicación	61,2519	1	61,2519	0,19	0,6653
B: tratamiento	68,1606	3	22,7202	0,07	0,9755
Residuos	14862,7	46	323,102		
Total corregido	15003,4	50			

La tabla ANOVA descompone la variabilidad de cantidad de plantas germinadas en contribuciones debidas a varios factores. Puesto que se ha escogido la suma de cuadrados Tipo III, la contribución de cada factor se mide eliminando los efectos de los demás factores. Los valores-P prueban la significancia estadística de cada uno de los factores. Puesto que ningún valor-P es menor que 0,05, ninguno de los factores tiene un efecto estadísticamente significativo sobre cantidad de plantas germinadas con un 95,0% de nivel de confianza.

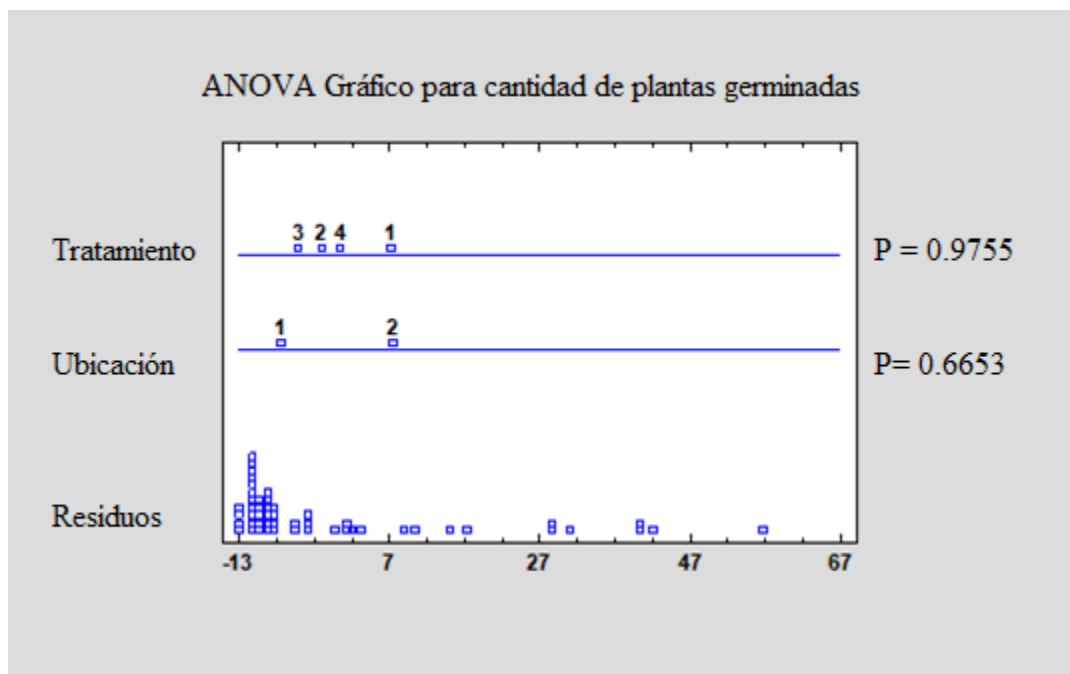


Figura 4. ANOVA para cantidad de plantas germinadas de *Ruprechtia salicifolia*

Cuadro 9. Medias por mínimos cuadrados para cantidad de plantas germinadas de *Ruprechtia salicifolia* con intervalos de confianza del 95,0%

			Error estimado	Límite inferior	Límite superior
Nivel	Casos	Media			
Media global	51	10,1133			
Ubicación					
1	25	9,01345	3,5992	1,76863	16,2583
2	26	11,2131	3,54027	4,0869	18,3393
Tratamiento					
1	14	11,8429	4,81756	2,14561	21,5402
2	12	9,58333	5,18895	-0,861492	20,0282
3	13	8,77691	4,98916	-1,26577	18,8196
4	12	10,25	5,18895	-0,194826	20,6948

Esta tabla muestra la media de cantidad de plantas germinadas según ubicación y tratamiento. También muestra los errores estándar de cada media, los cuales son una medida de la variabilidad en su muestreo. Las dos columnas de la extrema derecha muestran intervalos de confianza del 95,0% para cada una de las medias.

Cuadro 10. Pruebas de múltiples rangos para cantidad de plantas germinadas de *Ruprechtia salicifolia* por ubicación

Ubicación	Casos	Media LS	Sigma LS	Grupos homogéneos
1	25	9,01345	3,5992	X
2	26	11,2131	3,54027	X

Contraste	Sig.	Diferencia	+/- Límites
1 – 2		6,89926	14,2492

Método: 95,0 porcentaje LSD

Esta tabla aplica un procedimiento de comparación múltiple para determinar cuáles medias son significativamente diferentes de otras. La mitad inferior de la salida muestra las diferencias estimadas entre cada par de medias. No hay diferencias estadísticamente significativas entre cualquier par de medias, con un nivel del 95,0% de confianza. No existen diferencias estadísticamente significativas entre ambos niveles. El método empleado actualmente para discriminar entre las medias es el procedimiento de diferencia mínima significativa (LSD) de Fisher.

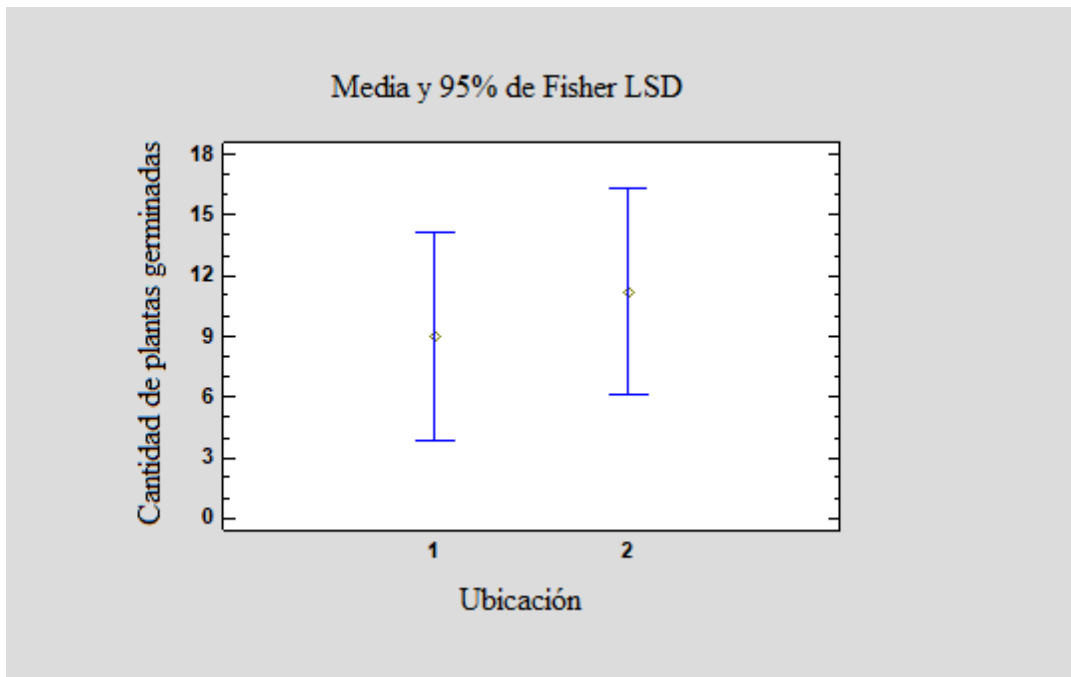


Figura 5. Gráfico de medias para *Ruprechtia salicifolia*

5. CONCLUSIONES

Durante el desarrollo del presente trabajo, se observó que se debe tener en cuenta la calidad de la semilla que se utiliza como punto de partida para realizar los diferentes tratamientos. Sin esta precaución cualquier investigación que se inicie estará condicionada en sus resultados.

Teniendo en cuenta que se partió de semilla nueva recolectada el mismo año de realizadas las pruebas se descarta que existieran problemas originados durante el almacenamiento, pudiendo si haber existido problemas respecto a condiciones inadecuadas de cosecha y/o limpieza.

Se puede observar que si bien existe mayor cantidad de plantas germinadas en los tratamientos testigos para ambas especies estas diferencias no son estadísticamente significativas.

Al igual que sucede con los diferentes tratamientos de secado (6%, 5% y 4%), tanto para los que fueron ubicados en el laboratorio, como para los que se encontraban en invernáculo, no se evidenciaron diferencias estadísticamente significativas.

Por lo que se concluye, que respecto a estas dos especies evaluadas no existe en el corto plazo, evidencia científica que abale realizar un secado de las semillas para la conservación de estas, por debajo de 6% de humedad, para su posterior almacenaje.

6. RESUMEN

El presente trabajo consistió en la realización de un estudio para poder orientar sobre la influencia del secado de diferentes tipos de semillas nativas: *Celtis tala* y *Ruprechtia salicifolia*, en horno a 35°C, obteniendo muestras a iguales intervalos de tiempo con el fin de monitorear y permitir secar las mismas a niveles de humedad de 6%, 5% y 4%. Una vez obtenidas dichas muestras se procedió mediante ensayos de germinación a evaluar dichas muestras respecto a una muestra testigo, se realizaron pruebas de germinación en laboratorio e invernáculo. Cada 7 días se realizó el recuento de plantas emergidas y se extrajo las mismas con el fin de no interferir con las futuras emergencias de plántulas. Se comprobó luego mediante análisis estadísticos que en los diferentes tratamientos no existieron diferencias significativas en cuanto a la cantidad de plantas emergidas.

Palabras clave: Germinación; Especies nativas; Humedad; Laboratorio; Invernáculo; Análisis estadístico.

7. SUMMARY

The present report consists of the realization of a study intended to guide on the influence of the drying process of different type of native seeds: *Celtis tala* and *Ruprechtia salicifolia*, in a furnace (oven) at 35°C, obtaining samples at equal intervals of time with the aim to monitor and allow them to dry at humidity levels of 6% 5% and 4%. Once said samples were obtained, we proceeded through germination trials to evaluate said samples with respect to the witness sample, we did germination tests in a laboratory and a hothouse. Every seven days we did a recount of the emerged plants and they were extracted so that they wouldn't interfere with the future emerged plants. Through statistical analysis we corroborated that in the different treatments there weren't any significant differences in regards to the quantity of emerged plants.

Key words: Germination; Native species; Humidity; Laboratory; Hothouse; Statistical analysis.

8. BIBLIOGRAFÍA

1. Benech-Arnold, R. L.; Sánchez, R. A.; Forcella, F.; Kruk, B. C.; Ghera, C. M. 2000. Environmental control of dormancy in weed seed soil banks. *Field Crops Research*. 67(2):105 - 122.
2. Beweley, J. D.; Black, M. 1982. *Physiology and biochemistry of seeds. Viability, dormancy and environmental control*. Berlin, Springer. 375 p.
3. Bradford, K. J.; Nonogaki, H. 2007. Seed development, dormancy and germination. *Annual Plants Reviews*. 27:367 - 382.
4. Carrere, R. 1990. Desarrollo forestal y medio ambiente en Uruguay. El bosque natural uruguayo: utilización natural y usos alternativos. Montevideo, CIEDUR. 91 p. (CIEDUR. Investigaciones no. 79).
5. Damboriarena, F.; García Pintos, N. 2010. Características germinativas de semillas de *Capim anoni* (*Eragrostis plana* Ness). Tesis Ing. Agr. Montevideo, Uruguay. Universidad de la República. Facultad de Agronomía. 50 p.
6. Eichhorn, S. E.; Evert, R. F.; Raven, P. H. 1992. *Biology of plants*. New York, Worth. 791 p.
7. Espeby, L. 1989. Germination of weed seeds and competition in stands of weeds and barley. Influences of mineral nutrients. s.l., Swedish University of Agricultural Sciences. Department of Production Science. 172 p.
8. Ffolliotti, P.; Thames, J. 1983. Recolección, manipuleo, almacenaje y pre tratamiento de las semillas de *Prosopis* en América latina. (en línea). Phoenix, Arizona, s.e. p. irr. Consultado 18 jul. 2020. Disponible en <https://www.fao.org/3/q2180s/Q2180S00.htm#TOC>
9. Ford – Lloyd, B.; Jackson, M. 1986. *Plant genetic resources: an introduction to their conservation and use*. Baltimore, Arnold. 146 p.
10. Frankel, O.; Bennet, E. 1970. *Genetic resources in plants: their exploration and conservation*. Oxford, Blackwell. 554 p.
11. Fros, R.; Petrullo, P. 2017. Evaluación de diferentes tratamientos para determinar la germinación de cuatro especies forestales nativas. Tesis Ing. Agr. Montevideo, Uruguay. Universidad de la República. Facultad de Agronomía. 85 p.

12. García Breijo, F. J.; Roselló Caselles, J.; Santamaria Ciurana, M .P. 2006. Introducción al funcionamiento de las plantas. Valencia, Universidad Politécnica de Valencia. 182 p.
13. Giacometti, D. 1987. Conservación de recursos fitogenéticos. In: Simposio Recursos Fitogenéticos (1984, Valdivia). Anales. Valdivia, Chile, PROCISUR. pp. 167 - 173.
14. Herrera, J.; Alizaga, R.; Guevara, E.; Jiménez, V. 2006. Germinación y crecimiento de la planta. San José, CR, Universidad de Costa Rica. 48 p.
15. INASE (Instituto Nacional de Semillas, UY). 2009. Manual de semillas del Uruguay. Canelones. s.p.
16. ISTA (International Seed Testing Association, IND). 2015. International rules for seeds testing, seed science and technology. New Delhi. 192 p.
17. MAPA (Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, BR). 2009. Regras para análise de sementes. Brasília, D.F. 148 p.
18. Matilla, A. 2008. Desarrollo y germinación de las semillas. In: Azcón-Bieto, J.; Talón, M. eds. Fundamentos de fisiología vegetal. Madrid, España, Mc Graw-Hill Interamericana. pp. 537 - 558.
19. MGAP. DGF (Ministerio de Ganadería Agricultura y Pesca. Dirección General Forestal, UY). 2018. Protocolo para la cosecha de semillas en el bosque nativo. (en línea) Montevideo. s.p. Consultado oct. 2021. Disponible en <https://www.gub.uy/ministerio-ganaderia-agricultura-pesca/politicas-y-gestion/protocolo-para-cosecha-semillas-bosque-nativo>
20. Ocaño, C.; Boffano, A.; Escudero, P; Garrido, J.; Balero, R.; Scaglia, C.; González, A. 2018. Manual de manejo de bosque nativo en Uruguay. Montevideo, Tradinco. pp. 13-17.
21. Owen, E. 1956. The Storage of seeds of maintenance of viability. Hurley, UK, Franham Royal. pp. 81-92.
21. Popinigis, F. 1985. Fisiologia da semente. 2ª. ed. Brasilia, D. F., s.e. 289 p.
22. Querol, D. 1988. Recursos genéticos, nuestro tesoro olvidado: aproximación técnica y socioeconómica. Lima, Perú, San Cristobal. 218 p.

23. Sabattini, J.; Sabattini, R.; Becker, R.; Bongiovanni, S. 2015. Área natural protegida. Reserva de usos múltiples. Estancia “Centella”. Gualeguaychú, Entre Ríos, Argentina, Ledesma. 20 p.
24. Stubsgaard, F.; Moestrup, S. 1997a. Humedad de las semillas y principios de secado. In: Guevara, R. ed. Secado, procesamiento y almacenamiento de semillas forestales. Turrialba, Costa Rica, Dandida Forest Seed Centre. pp. 39 – 49.
25. _____.; Poulsen, M. 1997b. Procesamiento de semillas. In: Guevara, R. ed. Secado, procesamiento y almacenamiento de semillas forestales. Turrialba, Costa Rica, Dandida Forest Seed Centre. pp. 1 – 15
26. Serrada, R. 2000. Apuntes de repoblaciones forestales. Madrid, FUCOVASA. 6 p.
27. Sierra Posada, J. O. 2005. Fundamentos para el establecimiento de pasturas y cultivos forrajeros. Antioquia, Universidad de Antioquia. 244 p.
28. Varela, S.; Arana, V. 2011. Latencia y germinación de semillas. INTA. Cuadernillo no. 3. 10 p.
29. Vásquez Yanes, R.; Orozco, A.; Rojas, M.; Sánchez, M.; Cervantes, V. 1997. La reproducción de las plantas. México, D. F., Fondo de Cultura Económica. 78 p.
30. Vernengo, R. 2000. Estudios de germinación en tres especies del género *Nothoscordum*. Tesis Ing. Agr. Montevideo, Uruguay. Universidad de la República. Facultad de Agronomía. 51 p.