

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA**

FACULTAD DE ZOOTECNIA



**“ENDOZOOCORIA POR CABRAS Y VENADOS: PATRÓN
TEMPORAL DE DEFECACIÓN, SOBREVIVENCIA Y
GERMINACIÓN DE SEMILLAS DE ALGARROBO (*Prosopis pallida*)”**

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE
INGENIERO ZOOTECNISTA**

JORGE DANIEL SALINAS MARCOS

LIMA – PERÚ

2021

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA
FACULTAD DE ZOOTECNIA
“ENDOZOOCORIA POR CABRAS Y VENADOS: PATRÓN
TEMPORAL DE DEFECACIÓN, SOBREVIVENCIA Y
GERMINACIÓN DE SEMILLAS DE ALGARROBO (*Prosopis pallida*)”**

Presentada por:

JORGE DANIEL SALINAS MARCOS

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE
INGENIERO ZOOTECNISTA**

Sustentada y aprobada ante el siguiente Jurado:

Dr. Julio Alegre Orihuela
Presidente

Dr. Javier Ñaupari Vasquez
Miembro

Ing. Carlos Bulnes Soriano
Miembro

Dra. Lucrecia Aguirre Terrazas
Asesora

DEDICATORIA

*A los bosques secos, ecosistemas que son pobremente conservados.
A los pequeños productores que con apoyo académico pueden ayudar a mantener estos
bosques.
A los que dedican sus esfuerzos para sostener y conservar la naturaleza
A las generaciones que vendrán, y que confían en nosotros para dejar un mundo mejor o
igual, pero no peor al que nosotros disfrutamos.*

AGRADECIMIENTO

A la Dra. Lucrecia Aguirre, por su asesoría, confianza y paciencia.

Al Laboratorio de Ecología y Utilización de Pastizales por permitirme utilizar sus instalaciones y equipos.

A La Oficina de Gestión de la Investigación de la UNALM, por financiar este proyecto.

A Pedro Vásquez, por recordarme a encontrar el equilibrio entre los grandes sueños y lo realizable, reflexión que inspiró esta idea de investigación.

A José, Grecia, Eliana y Úrsula por acompañarme en los trabajos de campo, a conocer al bosque seco y la gente que vive en él.

A los dirigentes y comuneros de la Comunidad Campesina José Ignacio Távara.

A Leo Lazo por hospedarnos y guiarnos en los días de campo.

Al Sr. Vicente, quien antes que vender la tierra prefirió ver el bosque en pie, del cual recolectamos las semillas.

A Alessandra y Pamela por ayudarme pacientemente con las semillas.

ÍNDICE GENERAL

RESUMEN	viii
ABSTRACT	ix
I. INTRODUCCIÓN	1
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
2.1. Los bosques secos de algarrobo	3
2.1.1. Los bosques secos tropicales	3
2.1.2. Los algarrobales	4
2.1.3. Importancia	4
2.1.4. Amenazas.....	5
2.2. El algarrobo: <i>Prosopis pallida</i>	5
2.2.1. Taxonomía y generalidades	5
2.2.2. Distribución	6
2.2.3. Frutos y semillas	7
2.3. La regeneración natural de <i>Prosopis</i>	9
2.3.1. La regeneración natural en los bosques secos	9
2.3.2. La dispersión de semillas	10
2.3.3. Los frutos y adaptación a la dispersión.....	10
2.3.4. Dispersores de <i>Prosopis</i>	11
2.3.5. Banco de semillas y la regeneración.....	11
2.4. La Endozoocoria	11
2.4.1. Ciclo de la dispersión.....	12
2.4.2. Pasaje de semillas por el tracto digestivo	13
2.4.3. Escarificación biológica.....	13
2.4.4. Recuperación de semillas	13
2.4.5. Patrón de temporal de defecación.....	14
2.5. Cabras y venados	15
2.5.1. El venado cola blanca (<i>Odocoideus virginianus</i>)	15
2.5.2. La cabra (<i>Capra aegagrus hircus</i>).....	16
2.5.3. Fisiología digestiva de rumiantes	17
2.5.4. Diferencias fisiológicas	20
2.6. Dinámica germinativa	23

2.6.1.	Dormancia física	23
2.6.2.	La germinación	24
2.6.3.	Porcentaje de germinación.....	25
2.6.4.	Velocidad de germinación	25
2.6.5.	Curvas de germinación	26
2.6.6.	Germinación en las especies de <i>Prosopis</i>	27
III.	MATERIALES Y MÉTODOS	29
3.1.	Recuperación de semillas.....	30
3.1.1.	Evaluación in situ: pastoreo en bosque.....	30
3.1.2.	Evaluación ex situ: Condiciones experimentales	33
3.2.	Patrón temporal de defecación de semillas	37
3.3.	Dinámica germinativa	37
3.3.1.	Instalaciones y equipos	38
3.3.2.	Preparación de semillas	38
3.3.3.	Condiciones de germinación.....	38
3.3.4.	Registro de datos.....	38
3.3.5.	Tratamientos	38
3.3.6.	Evaluación de la germinación.....	39
3.4.	Análisis de datos	40
3.4.1.	Recuperación de semillas	40
3.4.2.	Patrón temporal de defecación de semillas.....	40
3.4.3.	Dinámica germinativa.....	40
IV.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	42
4.1.	Recuperación de semillas.....	42
4.1.1.	In situ: Cabras y cabritos	42
4.1.2.	Ex situ: Cabras y Venados	45
4.2.	Patrón temporal de defecación Ex situ.....	49
4.2.1.	Patrón temporal de defecación.....	49
4.3.	Dinámica de la germinación	49
4.3.1.	Curvas de germinación	49
4.3.2.	Porcentaje de Germinación.....	50
4.3.3.	Velocidad de germinación	55
4.4.	Implicancias para la conservación de los bosques secos	56
4.4.1.	Recuperación y patrón temporal de defecación de semillas	56

4.4.2. Germinación	57
V. CONCLUSIONES	58
VI. RECOMENDACIONES	59
VII. BIBLIOGRAFÍA.....	60
VIII. ANEXOS.....	68

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Cantidad de semillas ingeridas por animal	35
Tabla 2: Descripción de tratamientos	39
Tabla 3: Parámetros morfológicos de frutos de algarrobo de bosque relicto	42
Tabla 4: Cantidad de semillas normales en 30 g de heces	44
Tabla 5: Características de semillas en frutos	45
Tabla 6: Parámetros para predicción de la dinámica de germinación de semillas de <i>Prosopis pallida</i> de acuerdo al modelo Morgan Mercer Flodin	50
Tabla 7: Capacidad germinativa de semillas de <i>P.pallida</i>	54

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: Distribución de <i>P. pallida</i> y otras especies de algarrobo en la zona costera peruano-ecuatoriana	7
Figura 2: Anatomía de <i>Prosopis juliflora</i>	8
Figura 3: <i>P. pallida</i>	8
Figura 4: El ciclo de la dispersión de semillas	12
Figura 5: Típico patrón de defecación para semillas de <i>R. sphaerocarpa</i> (arbustiva) ingeridas por ovejas	14
Figura 6: Típico sistema digestivo rumiante	17
Figura 7: Rumiantes de acuerdo al tipo alimentario, especies domesticas (blanco) y especies silvestres (sombreado)	20
Figura 8: Estómagos de rumiantes, independientemente del tamaño real	21
Figura 9: Características morfo fisiologías de los tipos de rumiantes	23
Figura 10: Fases de la germinación	25
Figura 11: Diferentes patrones que se encuentran a menudo en la germinación de las poblaciones de semillas	27
Figura 12: Actividades de estudio articuladas al logro de objetivos específicos	29
Figura 13: Vista panorámica de la vegetación del área de estudio	30
Figura 14: Cabritos en corral de antes de salir a pastorear, en Belén-Chulucanas	31
Figura 15: Cabras adultas en corral de antes de salir a pastorear, en Belén-Chulucanas	31
Figura 16: Cabras en corral de experimentación, Granja de Animales Menores de la Universidad Nacional Agraria La Molina	34
Figura 17: Venados en el cerco de experimentación, Zoocriadero, Venado Cola Blanca de la Pontificia Universidad Católica del Perú.	34
Figura 18: Cabras en corral de experimentación, Granja de Animales Menores de la Universidad Nacional Agraria La Molina.	35
Figura 19: Venado alimentándose de frutos de algarrobo, en el Zoocriadero Venado Cola Blanca - Pontificia Universidad Católica del Perú (PUCP).	36
Figura 20: Corte transversal de fruto de <i>P. pallida</i> , indicando sus estructuras	42
Figura 21: Cantidad de semillas en 30 g de heces	44
Figura 22: Desarrollo y parasitación de semillas de <i>P. pallida</i> por bruquidos	46

Figura 23: Fragmentos de endocarpio, endocarpio perforado, endocarpio sano, semilla negra y semilla normal (de izquierda a derecha)	46
Figura 24: Coloración de semillas recuperadas en heces	47
Figura 25: Patrón temporal de defecación de semillas	49
Figura 27: Ajuste de las curvas generadas por modelo (línea roja) y valores reales de los tratamientos (línea azul) para los seis tratamientos de escarificación	52
Figura 28: Germinación acumulada de <i>P. pallida</i> a los días 7, 15 y 30	53
Figura 29: Germinación acumulada al día 90.	54
Figura 30: Tiempo necesario para alcanzar el 25, 30 y 40 % de la germinación.	55

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1: Disponibilidad de frutos en el bosque	68
Anexo 2: Ganado caprino manejado en el bosque	69
Anexo 3: Acopio y comercialización de algarroba	70
Anexo 4: Plántulas de algarrobo en corral de cabras	71
Anexo 5: Alimentación experimental (Ex Situ)	72
Anexo 6: Recuperación de semillas a partir de heces	74
Anexo 7: Ensayos de germinación	77
Anexo 8: Plántulas en desarrollo	79
Anexo 9: Comparación de medias para densidad de semillas en heces de cabras y cabritos	80
Anexo 10: Comparación de medias para proporción de semillas normales y negras en heces cabras y cabritos	82
Anexo 11: Algoritmo para modelamiento de dinámica germinativa en Software R.....	84
Anexo 12: Ajuste de modelos para dinámica de germinación	86
Anexo 13: Germinación acumulada a los 7 días - Comparación de medias	92
Anexo 14: Germinación acumulada a los 15 días - Comparación de medias	94
Anexo 15: Germinación acumulada a los 30 días - Comparación de medias	96
Anexo 16: Germinación acumulada a los 90 días - Comparación de medias	98
Anexo 17: Análisis del T25	100
Anexo 18: Análisis del T30	101
Anexo 19: Análisis del T40	102

RESUMEN

Se evaluó la eficiencia de la endozoocoria de semillas de *Prosopis pallida*, en condiciones de pastoreo (In situ), y condiciones experimentales (ex situ). En ambas condiciones se midió la recuperación de semillas desde las heces, y el efecto de la escarificación biológica sobre la germinación. La recuperación in situ se evaluó a través de la cantidad de semillas encontrada en 30 g de heces, y ex situ se registró el porcentaje de recuperación relativo a la cantidad ingerida, cada 12 horas durante 5 días. Para evaluar el efecto de la escarificación biológica, además de los tratamientos in situ (cabras y cabritos) y ex situ (cabras y venados), se incluyó tratamientos con y sin escarificación, y se registró la germinación por 90 días. Los resultados in situ muestran una mayor recuperación de semillas desde heces de cabras respecto a cabritos, 8.9 ± 0.55 y 4.7 ± 0.38 semillas por 30 g de heces, respectivamente ($t = -6.2596$; $p\text{-value} < 0.0001$). Ex situ registró mayor porcentaje de recuperación de semillas en heces de venados (9.3%) que en cabras (3.6%), y mayor tiempo de retención en cabras (pico de 80 hrs) que en venados (48 horas). La escarificación biológica favoreció la germinación respecto a las semillas sin escarificar, primero por cabritos hasta los 7 días ($F=154.9$, $p\text{ valor} < 0.0001$), luego por cabritos y venados hasta 15 días; sin embargo hasta los 30 días fue favorecida por cabras y venados en condiciones experimentales ($F=96.97$, $p\text{ valor} < 0.0001$). La mayor intensidad de escarificación se relaciona con una mayor producción de ácido clorhídrico en el abomaso de cabritos y venados. Se concluye que existe una importante función de los rebaños de cabras y cabritos, en la liberación y escarificación de semillas de *P. pallida*, que favorece el establecimiento temprano durante la regeneración natural.

Palabras clave: *Prosopis pallida*, algarrobo, regeneración natural, escarificación, dormancia física.

ABSTRACT

The efficiency of the endozoocoria of *Prosopis pallida* seeds was evaluated, in grazing conditions (In situ), and experimental conditions (ex situ). In both conditions, the recovery of seeds from the feces, and the effect of biological scarification on germination were measured. Recovery in situ was evaluated through the amount of seeds found in 30 g of feces, and ex situ the recovery percentage relative to the amount ingested was recorded, every 12 hours for 5 days. To evaluate the effect of biological scarification, in addition to in situ treatments (goats and goats kids) and ex situ (goats and deer), treatments with and without scarification were included, and germination was recorded for 90 days. The in situ results show a higher recovery of seeds from goat feces compared to goats kids, 8.9 ± 0.55 and 4.7 ± 0.38 seeds per 30 g of feces, respectively ($t = -6.2596$; p -value <0.0001). Ex situ registered a higher percentage of seed recovery in deer feces (9.3%) than in goats (3.6%), and a longer retention time in goats (peak of 80 hrs) than in deer (48 hours). Biological scarification favored germination compared to seeds without scarification, first by goats kids up to 7 days ($F = 154.9$, p value <0.0001), then by goats kids and deer up to 15 days; however, up to 30 days it was favored by goats and deer in experimental conditions ($F = 96.97$, p value <0.0001). The greater intensity of scarification is related to a greater production of hydrochloric acid in the abomasum of goats and deer. It is concluded that there is an important role of goat and goats kid herds in the release and scarification of *P. pallida* seeds, which favors early establishment during natural regeneration.

Keywords: *Prosopis pallida*, mesquite, natural regeneration, scarification, physical dormancy.

I. INTRODUCCIÓN

La ganadería como actividad económica y de subsistencia se desarrolla en diferentes regiones del Perú y hace uso de la productividad de forraje de muchos ecosistemas. Gran parte de la población de caprinos se sustenta del bosque seco, matorrales y las lomas costeras (Flórez, 1992; Barrantes, 2015); la totalidad de camélidos y la mayoría de ovinos, en las praderas altoandinas (Flores, 2015). Los herbívoros pueden alterar profundamente la estructura y composición de las comunidades forestales, sea por pastoreo o dispersión de semillas (Rooney y Waller, 2002). La dispersión de semillas es crucial para el mantenimiento de las poblaciones vegetales, colonización de hábitats y para evitar su fragmentación (Eichberg et al., 2007; Schupp, 2010). Este proceso es aún más importante en tierras degradadas o desertificadas por deforestación y/o sobrepastoreo. Tal es el caso del bosque seco de Lambayeque, Piura y Tumbes, donde la tala indiscriminada del algarrobo (Cuentas, 2015), acompañado de un pastoreo inadecuado, ha desertificado muchas áreas. Para un manejo sostenible de estos ecosistemas por la ganadería, además de fijar una adecuada capacidad de carga, se debe poner atención a la dinámica de la vegetación y la regeneración natural a partir de la dispersión de semillas.

El algarrobo, *Prosopis pallida* (H. & B. ex Willd.) Kunth, es una especie dominante, de gran importancia económica y clave para el ecosistema del bosque seco. Sus semillas se encuentran contenidas en frutos maduros secos sobre el suelo y no alcanzan a germinar (Cossíos, 2005), requiriendo liberación de sus vainas y escarificación. Las semillas de leguminosas como el algarrobo no muestran una aparente adaptación morfológica a la dispersión (Pakeman y Small, 2009), por lo que la endozoocoria (dispersión de semillas a través del tracto digestivo) puede ser su principal mecanismo de dispersión. Los herbívoros silvestres y domésticos son importantes dispersores endozoócoros de las especies de algarrobo (*Prosopis* spp.) (Campos 2008), junto al zorro (Campos et al., 1997; Cossíos 2005), estos liberan las semillas de sus vainas, realizan una escarificación biológica (masticación y exposición a jugos gástricos) y transportan las semillas a otras áreas. El

venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*) es el único herbívoro nativo grande del bosque seco, hoy es poco abundante debido principalmente a la caza furtiva (Vásquez 2014). Este dispersa semillas de hasta 70 especies, en los bosques templados de los Estados Unidos (Myers, 2004), y podría cumplir la misma función en los bosques secos (Herrera 2014). Entre el ganado presente en el bosque, la cabra es la más común y al igual que el venado podría ser un importante dispersor endozoócoro, pues tiene similares hábitos alimenticios (Hofman, 1989) incluyendo el consumo de frutos de algarrobo.

Arroyo (1998) nos da algunas luces sobre la regeneración natural y el proceso de la dispersión endozoócora por las cabras, afirma que el 60% de los bosques existentes en Olmos (Lambayeque) para 1998, son producto de la regeneración natural propiciado por “El Niño” de 1983. Menciona que en esta región la disponibilidad de semillas de algarrobo en el suelo superó los 500 kg/ha, gracias al ganado caprino. Así muchas áreas desertificadas volvieron a ser bosque. La presente investigación pretende responder las interrogantes más importantes respecto a la regeneración natural asistida por cabras y venados, específicamente se enfoca en evaluar la eficiencia de la endozoocoria, a través de la retención y recuperación y escarificación biológica de las semillas de *P. pallida*.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Los bosques secos de algarrobo

2.1.1. Los bosques secos tropicales

Los bosques secos tropicales son aquellos donde hay varios meses de sequía severa e incluso absoluta. La evapotranspiración excede la precipitación lo suficiente en el año como para tener un efecto significativo en la vegetación, manifestándose predominantemente el hábito foliar de sequía-caducidad en las especies arbóreas (Bullock et al., 1995). Debido a la estacionalidad de la sequía es más apropiado llamarlos llamados Bosques Tropicales Estacionalmente Secos (BTES). Para el Neotrópico (región tropical del continente americano) son definidos como los bosques con una precipitación anual menor a 1600 mm, con temporada seca de al menos cinco a seis meses y precipitación anual menor a 100 mm. A consecuencia de que los procesos ecológicos son marcadamente estacionales, tienen menor productividad primaria, estatura y área basal que los bosques húmedos (Pennington et al., 2000). Para el Perú es necesario considerar un parámetro más a la definición de BTES del Neotrópico, la altitud, ya que también encontramos estos bosques en los valles secos interandinos hasta los 2500 msnm (Linares-Palomino, 2004).

La mayor extensión de las formaciones de bosque seco en Perú la se encuentra en el noreste, en los departamentos de Piura, Tumbes y Lambayeque. En estas regiones los bosques secos cubren 58.6% del área, unas 3 295 089 hectáreas (Proyecto Algarrobo, 2002, citado por Linares-Palomino 2004). Dos tipos de bosque son reconocidos para esta región de acuerdo a la altitud: los bosques secos montanos (1 514 390 ha) y bosques secos de planicies costeras (1 621 022 ha). Poco más del 60 % (más de 2 millones de hectáreas) de los bosques del Noreste, se encuentran en Piura y se componen principalmente de bosque seco de planicies costeras. En esta región existen extensos bosques homogéneos dominados por *Prosopis spp.*, con una densidad de hasta 180 árboles por hectárea, aunque son más comunes las densidades en el rango de 32 a 78 árboles por hectárea. *Prosopis spp.* se encuentra comúnmente asociada a *Acacia huarango* y *Capparis angulata* (Instituto Nacional de Recursos Naturales (INRENA), 1996; Linares-Palomino, 2002)

2.1.2. Los algarrobales

Los “algarrobales” son asociaciones compuestas por especies de *Prosopis spp.*, siendo dominante *Prosopis pallida* en los bosques secos del norte. Estos árboles o arbolillos son muy ramificados y mayormente espinosos, alcanzan una altura de 10 m y están distribuidos en diferentes grados de densidad sobre el terreno de cobertura herbácea anual (Tovar 1987, citado por INRENA 1995).

Los algarrobales son la cobertura predominante en los “bosques secos tipo sabana” que alcanzan unas 2 430 700 has (62% de los bosques secos). Estos bosques ocupan las llanuras costeras de Tumbes, Piura y Lambayeque; desde el nivel del mar hasta los 500 m.s.n.m., la temperatura promedio varía de 21 a 25 °C y la precipitación media anual de 160 a 240 mm (Instituto Nacional de Recursos Naturales (INRENA), 1996).

Los árboles de *Prosopis spp.* se encuentran asociados con otras especies como el zapote (*Caparis angulata*), faique (*Acacia macracantha*), palo verde (*Cercidium praecox*), espina de cristo (*Parkinsonia aculeata*) y arbustos como el bichayo (*Copporis ovalifolia*) y cun-cun (*Vallesia graba*). El algarrobal alcanza su mayor densidad y desarrollo, en áreas de mayor humedad como consecuencia de la influencia de los ríos, quebrados, vegas, canales de irrigación y demás fuentes de agua; donde los árboles son vigorosos y alcanzan alturas de 8 o 12 m (Ferreira, 1983; Instituto Nacional de Recursos Naturales (INRENA), 1996).

2.1.3. Importancia

De las 44 especies de *Prosopis* existentes, 40 son nativas de América y se extienden por la mayoría de sus regiones áridas y semiáridas formando bosques (Burkart, 1976). Los algarrobos tienen usos múltiples, toleran sequía, fijan nitrógeno y proveen de forraje, madera y leña; además son considerados “especies clave”, esenciales para el ecosistema tanto para comunidades animales y vegetales, como para la sobrevivencia de los grupos humanos. (García-sánchez et al., 2012; Kingsolver et al., 1977).

Se estima que 35,000 familias de Tumbes, Piura y Lambayeque dependen directamente de este ecosistema, aprovechando los productos maderables (madera, leña y carbón) y no maderables (hojas y frutos). Diversas actividades económicas son sustentadas por los

algarrobales, como la ganadería, apicultura y transformación de frutos en algarrobina, harina y otros (Arroyo, 1998; Otivo, 2015). De estas, la ganadería caprina es la principal actividad económica para el poblador de bosque seco, el 37 % de la población de ganado caprino nacional se concentra en Tumbes, Piura, Lambayeque (INEI, 2012), las cabras criadas en rebaños al pastoreo se alimentan en los algarrobales (Florez et al., 1992). La hojarasca del algarrobo, comúnmente llamado “puño” es de alta calidad proteica, alcanza un 32 %, mientras que la vegetación nativa apenas un 9 % (Salah & Yagi, 2011); además los frutos son altamente energéticos, se consumen directamente por las cabras o son almacenados por los ganaderos. La hojarasca y los frutos son recursos claves, para la alimentación durante la época seca.

2.1.4. Amenazas

Según la legislación nacional *P. pallida* se encuentra en categoría de vulnerable (VU) por el decreto supremo N° 046 – 2006-AG. La especie se ve amenazada principalmente por la extracción para leña, que abastece el mercado local de la ciudad y la producción de carbón para las grandes ciudades costeras incluida Lima (Cuentas Romero, 2015; Osiris 1997 citado por Rodriguez et al. 2005). A la deforestación también le siguen el cambio de uso de suelo para agricultura, que amplía la frontera agrícola en las áreas donde hay acceso agua (Llanos, 2017). El pastoreo del ganado caprino no representaría una amenaza sobre el bosque en pie (Perevolotsky, 1991; Rodriguez, Alvarez, et al., 2005; Sabogal, 2012), sin embargo es evidente el daño por defoliación a las plántulas que afectan la regeneración natural, pues eliminan y disminuyen el vigor de plántulas en crecimiento.

2.2. El algarrobo: *Prosopis pallida*

2.2.1. Taxonomía y generalidades

Un total de 45 especies son comprendidas en el género *Prosopis* (Fabaceae), 44 reconocidas por Burkart (1976), son conocidos como “Algarrobos”, nombre dado por los españoles debido a su parecido con el “algarrobo europeo” (*Ceratonia siliqua*), también como “mesquites” del nauatl “mizquitl”. 41 de estas especies son nativas de las regiones áridas y semiáridas de América (considerando la adición de Monm et al., 2002) y los 4 restantes de África, Medio Oriente y Paquistán (Campos & Vélez, 2015). *P.pallida*, es la especie dominante en los bosques secos de algarrobo (Monm et al., 2002), y se encuentra en categoría de vulnerable (VU) según la legislación nacional de acuerdo al decreto supremo

N° 046 – 2006-AG.

a. Taxonomía

Familia: Fabaceae,

Subfamilia: Mimosaceae

Nombre científico: *Prosopis pallida* (Humb. & Bonpl. Ex Willd.) Kunth

Nombre común: Algarrobo, Huarango.

b. Descripción botánica

Mom et al. (2002) describen a *P. pallida* como un árbol con ramas principales algo fastigiadas (45° o menos), ramas terminales casi rectas, horizontales; braquiblastos poco desarrollados, con pocas hojas (1–3); hojas en general mayores de 6 cm long; folíolos en general mayores de 7 mm long (7–10 mm). Las ramificaciones basales son algo fastigiadas y las últimas más o menos paralelas al terreno, ramas jóvenes casi rectas, braquiblastos poco manifiestos, follaje difuso ligeramente glauco, pocas hojas (1-3) por braquiblasto, hojas 6.3 – 8.5 cm long. con 2-4 de pares de pinas, peciolo 1.0 – 2.5 cm long., pinnas 3.5 – 4-8 cm long., con 10 a 13 pares de folíolos, folíolos elípticos a elípticos-angosto; esparcidamente estrigoso, ápice mucronado, mayores de 7 mm long. x 2.0-2.5 mm lat.; distancia entre folíolos 3.2 a 4.6 mm. Inflorescencias de más de 10 cm. Que superan, en largo ampliamente a las hojas. Frutos de unos 14 a 22 cm long. x 1.0 -1.5 cm lat., en general rectos, amarillos, adelgazados hacia el ápice, con 18 a 27 artejos; semillas elípticas anchamente ovadas, de 4.8 – 6.8 mm long. x 3.7 – 4.6 mm lat x 1.8-3-2 mm espesor.

2.2.2. Distribución

Durante muchos años existió confusión acerca de la distribución de las especies de *Prosopis* en el Perú, diferentes estudios señalaban la existencia de 2 o 3. En adición, algunos taxónomos creían que algunas de las especies conocidas separadamente, pudiesen ser la misma entidad. Así se incluyó a *P. limensis* como sinonimo de *P. pallida* (Burkart, 1976), aunque recientemente se demostró que son entidades diferentes (Mom et al., 2002). Burghardt et al. (2010) aclaran esta situación, mediante separación de entidades por análisis cuantitativo de caracteres, de diversos especímenes recolectados a lo largo de la costa de Perú y Ecuador. Según este estudio, en Perú, existirían 3 especies, *P. pallida*, *P. limensis* Bentham, distribuidas ampliamente y *P. chilensis* (Molina) Stuntz emend Burkart,

restringido al valle del río Camaná. Se excluyen la presencia de *P. juliflora* y *P. affinis*, señalando claramente la distribución de *P. Pallida* y su estatus de especie dominante en los bosques secos del Noreste de Perú (ver Figura 1).

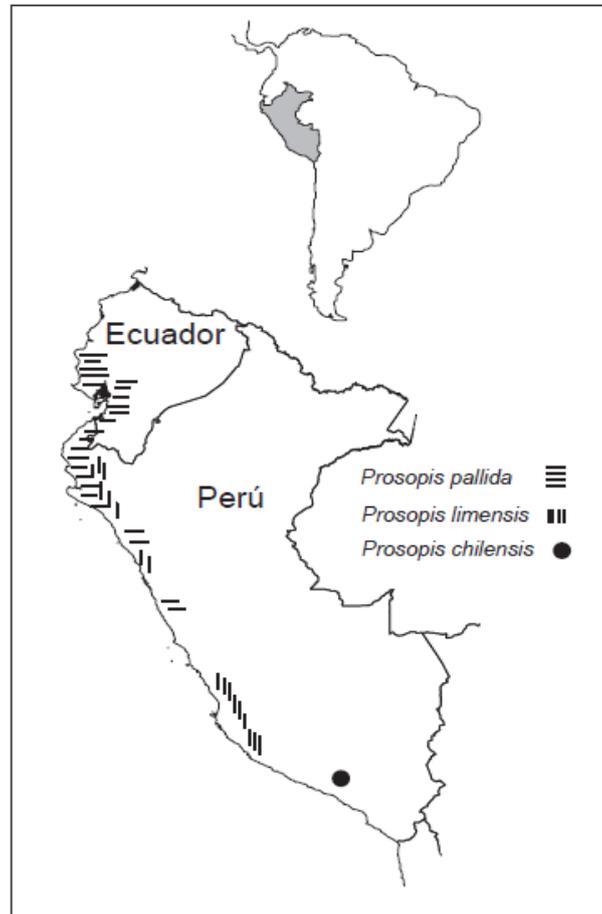


Figura 1: Distribución de *P. pallida* y otras especies de algarrobo en la zona costera peruano-ecuatoriana

FUENTE: Burghardt et al. (2010).

2.2.3. Frutos y semillas

Es una leguminosa recta o curvada de color amarillo pajizo cuando está madura, con márgenes paralelos, carnosa, dulce, comestible, subcompresada, larga o corta, con una base redondeada y acuminado; de 10 - 25 cm de largo, 1.15cm. de ancho y 5-9 mm. de grosor; hasta 30 segmentos de endocarpio, más anchos que largos; semillas oblongas marrones de 6,5 mm. largo.(Burkart, 1976). En la Figura 2, se ilustra la anatomía de *Prosopis juliflora*, cuya morfología es muy similar a *P. pallida*. Las capas que conforman el epicarpio: el exocarpo, metacarpo y endocarpio protegen a la semilla. El exocarpo y mesocarpo, pueden

desintegrarse liberando así los endocarpios, que persisten conteniendo las semillas (Gunn, 1986).

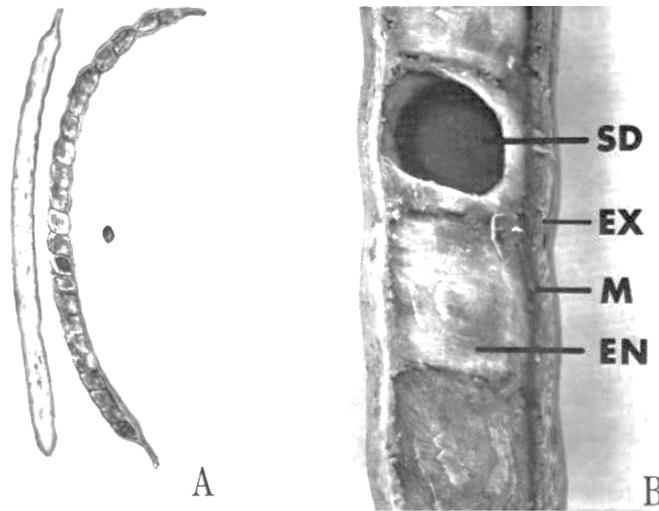


Figura 2: Anatomía de *Prosopis juliflora*

Nota: A: fruto entero, descubierto del exocarpo y mesocarpo y semilla pequeña; B: Detalle de las capas del epicarpio: exocarpo (EX), mesocarpo (M) y endocarpo (EN) y Semilla (SD).

FUENTE: Meyer et al. (1971).

Las semillas miden aproximadamente 6.5 mm de largo, y están cubiertas por endocarpio, mesocarpo y exocarpo (Burkart, 1976).

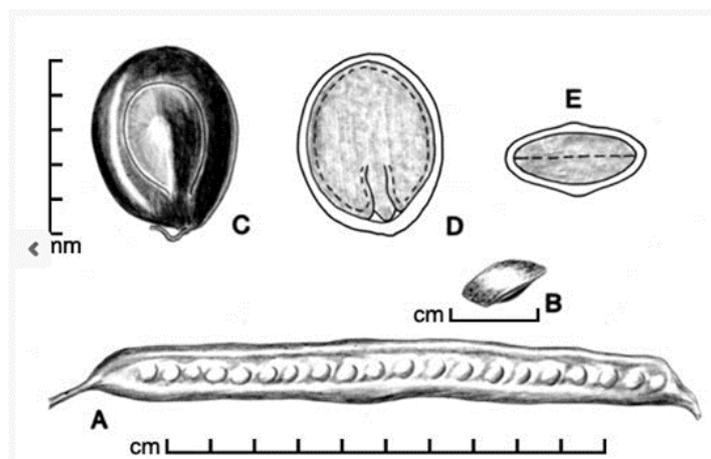


Figura 3: *P. pallida*

Nota: A: fruto, B: segmento de endocarpio con una semilla, C: Semilla, D: corte longitudinal mostrando el embrión y E: corte transversal de.

FUENTE: Chandler (2015).

2.3. La regeneración natural de *Prosopis*

2.3.1. La regeneración natural en los bosques secos

Antes de que tenga lugar la germinación, las semillas deben primero superar la depredación, que ocurre luego de la caída de frutos. Las de tamaño mediano, (0.2 – 4 g), son generalmente más susceptibles a ser depredadas por roedores, debido a que son más fáciles de encontrar y manipular que las semillas grandes, en tanto las semillas pequeñas son principalmente depredadas por insectos (Holl & Lulow 1997, Nepstad et al. 1996). Las semillas que sobreviven a la ingestión por animales son, dispersadas durante la estación lluviosa, sin embargo, la mayoría de estas, permanecen latentes hasta el comienzo de la próxima (Frankie et al 1974, Garwood 1983).

La dormancia ayuda a maximizar la duración de la primera estación lluviosa para la plántula, que incrementa el crecimiento y la probabilidad de sobrevivencia (Garwood 1983). En los bosques secos no se puede predecir llegada de las lluvias constantes, al inicio de la temporada de lluvias puede haber periodos secos de hasta 2 semanas (Blain & Kellman, 1991). Estos retrasos en las primeras lluvias y la existencia de periodos secos, son fuentes importantes para la mortalidad por desecación de semillas y plántulas, recién germinadas (Blain & Kellman, 1991; Vieira & Scariot, 2006). Si las semillas no germinan durante la primera estación lluviosa, su germinación se retrasa hasta la segunda estación. Aunque algunas especies son capaces de germinar bajo condiciones de estrés hídrico, debido a que las especies tropicales de las zonas áridas han experimentado históricamente sequías impredecibles (Vieira & Scariot, 2006).

Las altas temperaturas en los bosques secos tropicales, favorecen la desecación y pérdida de humedad en el suelo, debido a esto, la germinación de semillas y establecimiento temprano de plántulas, están altamente limitados por el agua (Lieberman & Li, 1992; Marod et al., 2002). Los sitios sombreados se convierten en sitios seguros porque la sombra contrarresta la limitación de agua en periodos de poca lluvia y reduce la desecación (Vieira & Scariot, 2006). La sobrevivencia de plántulas puede mejorar en 3 o 4 veces más en las áreas sombradas (McLaren & McDonald, 2003), así por ejemplo se pueden encontrar mayor densidad y diversidad de plántulas bajo los rodales de especies pioneras agresivas (Honu & Dang, 2002).

2.3.2. La dispersión de semillas

Los herbívoros pueden alterar profundamente la estructura y composición de las comunidades forestales, sea por pastoreo o dispersión de semillas (Fenner & Tompson, 2005; Rooney & Waller, 2003). La dispersión de semillas es crucial para el mantenimiento de las poblaciones vegetales, colonización de hábitats, así como para evitar su fragmentación (Schupp et al., 2010). Además de colonizar nuevos ambientes (Howe & Smallwood, 1982), la dispersión permite evitar la competencia cerca de la planta madre (Janzen, 1970). La endozoocoria es la dispersión mediada por animales, a través de la ingesta y defecación de semillas, y es común para las especies de *Prosopis* (Campos & Vélez, 2015). Entre un 27 a 59 % de las especies leñosas, de los bosques secos neotropicales, presentan este tipo de dispersión (Jordano, 2014).

2.3.3. Los frutos y adaptación a la dispersión

Los frutos de *Prosopis*, son legumbres indehiscentes, tienen cubiertas gruesas, que protegen las semillas, las capas que conforman el epicarpio: el exocarpo, metacarpo y endocarpo protegen a la semilla (Gunn, 1986). Las semillas de *Prosopis* mantienen dormancia física, por medio de una capa impermeable, es así que sin escarificación, al día 21 solo germina el 3, 6 y 7 % de semillas de *P. juliflora*, *P. lageviata* y *P. tamarugo*, respectivamente (D'Aubeterre et al., 2002).

Luego de la caída de frutos, ocurre una rápida remoción por distintos animales (Campos, 1997; Campos & Vélez, 2015), durante la masticación en el consumo, pueden tragar fortuitamente las semillas, liberando las semillas, del exocarpo, mesocarpo, e incluso del endocarpo (Campos & Ojeda, 1997; Ortega-Baes et al., 2001). Estas características del fruto y semillas relacionan a las especies de *Prosopis* con la dispersión endozoocórica, así por ejemplo, pueden llegar a un 40% de germinación cuando sobreviven a la digestión en guanacos (Campos, 1997). Sin la remoción los frutos permanecerían en el suelo bajo la planta madre, y la germinación sería poco probable. Eso se explica porque que la ruptura del fruto y escarificación por abrasión de partículas, ocurre muy lentamente, lo que da lugar a una larga exposición a generaciones sucesivas de brúquidos, que depredan las semillas (Ortega-Baes et al., 2001).

2.3.4. Dispersores de *Prosopis*

Los dispersores de las especies de *Prosopis* se pueden dividir en dos grupos importantes, los pequeños mamíferos, que hacen cúmulos dispersos y los frugívoros oportunistas, compuestos por mamíferos medianos y grandes (Campos & Vélez, 2015). En los bosques secos de Argentina se conoce que diversos mamíferos dispersan las semillas de *P. flexuosa*, vizcachas, zorro gris, maras, guanacos burros, vacas y caballos, son capaces de ingerir y defecar cantidades variables de semillas (Campos et al., 2008; Campos & Ojeda, 1997). De manera similar las cabras del bosque seco de Lambayeque, podrían aportar importantes cantidades de semillas al suelo para la regeneración natural (Arroyo, 1998). La eficacia de la dispersión endozoócora, depende de la sobrevivencia y tiempo de retención de las semillas que pasan, por el tracto intestinal, así como la distancia que viajan los animales (Stiles, 2000). La masticación de semillas depende del tamaño y la dureza, el papel de los procesos digestivos para romper la latencia, aún se desconoce parcialmente. Para evaluar los posibles beneficios de la endozoocoria, se debe cuantificar la pérdida de las semillas, por masticación y digestión (Manzano et al., 2005).

2.3.5. Banco de semillas y la regeneración

En la región de los montes central en Argentina, la presencia de *Prosopis* en los bancos de semillas, puede ser muy escasa (Marone & Horno, 1997), aunque se pueden encontrar densidades de entre 1 a 2 semillas por cada gramo de heces, de guanacos y burros (Campos et al., 2008). Por otro lado, en Lambayeque, según Arroyo (1998), la disponibilidad de semillas de algarrobo en el suelo superó los 500 kg/ha, gracias al ganado caprino, poco antes de “El Niño” de 1983. Así el 60% de los bosques existentes en 1998, eran producto de la regeneración natural, que se dio a partir de ese banco de semillas.

2.4. La Endozoocoria

La endozoocoria es la dispersión de semillas viables que fueron regurgitadas o defecadas luego del paso por el tracto intestinal (Janzen, 1984), implica una compleja relación mutualista, en la que el animal recibe alimento y la planta es dispersada (Herrera, 2002). Este tipo de dispersión es frecuente en las especies que tienen semillas aparentemente, sin ninguna adaptación morfológica a la dispersión (R. J. A. Pakeman & Small, 2009) y una gran fracción de especies de plantas depende de ella, así, alrededor de un 64% y 27% de las gimnospermas y angiospermas respectivamente, producen frutos que atraen animales

(Herrera & Pellmyr, 2002).

2.4.1. Ciclo de la dispersión

El ciclo de la dispersión, es una sucesión de procesos, por el cual las semillas de una planta adulta, es transportada desde la planta madre, germina, se convierte en plántula y se recluta como planta adulta, influenciando así la disponibilidad de semillas y frutos de la siguiente generación (Wang & Smith, 2002). La interacción de las plantas con frutos y sus agentes dispersantes dependerá de la efectividad de la dispersión para influir en los patrones de reclutamiento de la población (Howe & Smallwood, 1982). El reclutamiento, es producto de las etapas de dispersión, la caída de semillas, germinación y establecimiento de plántulas conectadas secuencialmente; de esta manera puede ser susceptible a la influencia de algún factor que lo reduzca o sea cercano a cero (Herrera et al., 1994). Este factor podría ser la destrucción de semillas como principal cuello de botella en la dispersión endozoócora (Ramos-Font et al., 2015). El papel de la dispersión endozoócora, dentro del ciclo de la vida de las plantas y el establecimiento de su descendencia se puede ver en la Figura 4.

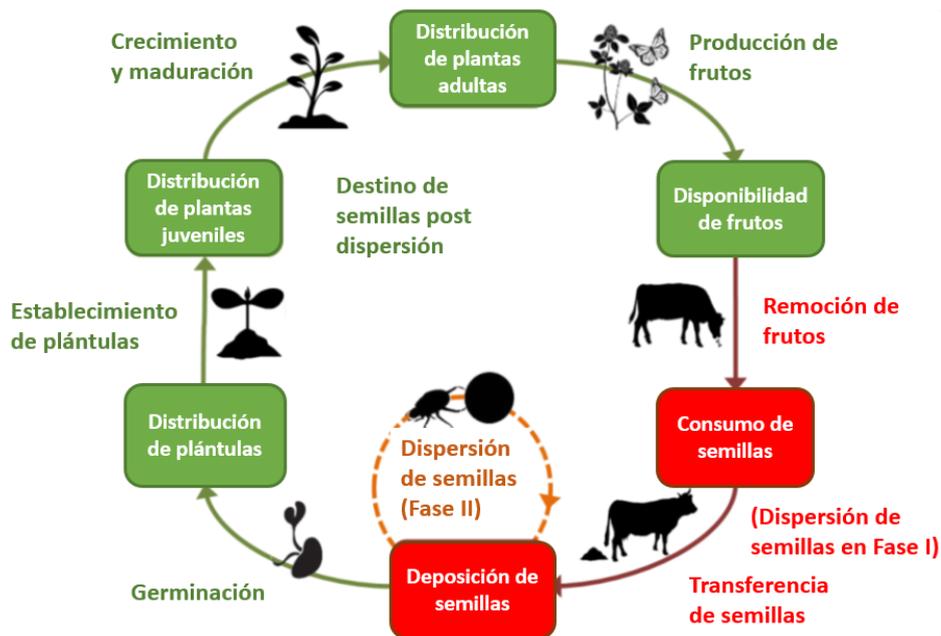


Figura 4: El ciclo de la dispersión de semillas

Nota: En rojo, los procesos consecutivos de la dispersión en sentido estricto; en verde, el destino posterior a la dispersión y en naranja, posible dispersión secundaria.

FUENTE: Wang & Smith (2002), modificado por Milotic (2017).

2.4.2. Pasaje de semillas por el tracto digestivo

El paso por el tracto digestivo comienza en la ingestión y finaliza con la defecación, el papel de los procesos digestivos para romper la dormancia, aún se desconoce parcialmente. Para evaluar los posibles beneficios de la endozoocoria, se debe cuantificar la pérdida de las semillas, por masticación y digestión. (Manzano et al., 2005). Luego del paso por el tracto intestinal, la tasa de germinación puede acelerarse o ralentizarse, dependiendo tanto de la semilla como del dispersor (Traveset, 1998).

2.4.3. Escarificación biológica

La cubierta de la semilla es escarificada mecánica y/o físicamente, en un grado variable, cuando la semilla pasa por el tracto digestivo de un frugívoro. El mecanismo de escarificación, se hace evidente cuando se compara los patrones de germinación, entre semillas digeridas e indigeridas de algunas especies (Samuels & Levey, 2005). El nivel de escarificación depende del frugívoro y las características propias de los frutos y semillas (Traveset et al., 2007). En los frugívoros, las características morfológicas y fisiológicas, y los tiempos de retención en el tracto digestivo, determinan la medida en que se altera la cubierta de la semilla (Traveset, 1998; Traveset et al., 2007). Las características morfológicas, incluyen la longitud del tracto digestivo o presencia de molleja y características fisiológicas como fluidos digestivos, contenido de agua, pH y proporción de material de plantas (Traveset, 1998). La germinación, puede ser incrementada, disminuida o incluso no cambiada (Baskin & Baskin, 2014; Samuels & Levey, 2005), aunque en general se puede incrementar en al menos un 5%, y hasta un 60%, en semillas con dormancia física (Soltani et al., 2018).

2.4.4. Recuperación de semillas

La destrucción de semillas es el principal cuello de botella en la dispersión endozoócica (Ramos-Font et al., 2015). En esta etapa crucial, las semillas deben sobrevivir a la masticación, fluidos digestivos y bacterias; la recuperación de semillas se relaciona negativamente con el tamaño, forma y masa (Janzen, 1984). La recuperación de semillas luego del pasaje por el tracto intestinal, puede variar dependiendo de la especie del dispersor, su tipo de masticación y digestión (Janzen, 1984); así las heces de pequeños herbívoros contienen una alta densidad de semillas de *Prosopis spp*, respecto a grandes herbívoros, de 4 a 5 y 1 a 2 semillas/g., respectivamente (Campos et al., 2008). En cabras, menos del 30%

de semillas de arbustivas son recuperadas tras la ingestión (Mancilla-Leytón et al., 2011). Por otra parte las vacas, en los bosques de algarrobo del monte argentino, pueden movilizar entre 70 a 200 semillas de *P. flexuosa* en 100 g de excremento (Campos et al., 2008; Campos & Ojeda, 1997).

2.4.5. Patrón de temporal de defecación

El conocimiento del tiempo de retención medio de semillas, y del uso selectivo de los hábitats, permite asumir su capacidad para la dispersión endozoócora (Cosyns et al., 2005). El tiempo de retención puede variar dependiendo de la masa corporal y sistema digestivo (Illius & Gordon, 1992), la escarificación química puede depender del tiempo de retención, una larga retención podría causar un mayor o menor porcentaje de germinación. La retención de semillas describe un claro pico en la defecación en rumiantes, por ejemplo para ovejas, la defecación de semillas de 5 especies arbustivas se concentra entre las 24 y 40 horas, luego de ingeridas (Manzano et al., 2005) y a en cabras entre las 24 y 48 horas, para 7 especies de arbustivas (Mancilla-Leytón et al., 2015). El venado podría tener un tiempo de retención relativamente largo (Myers et al., 2004).

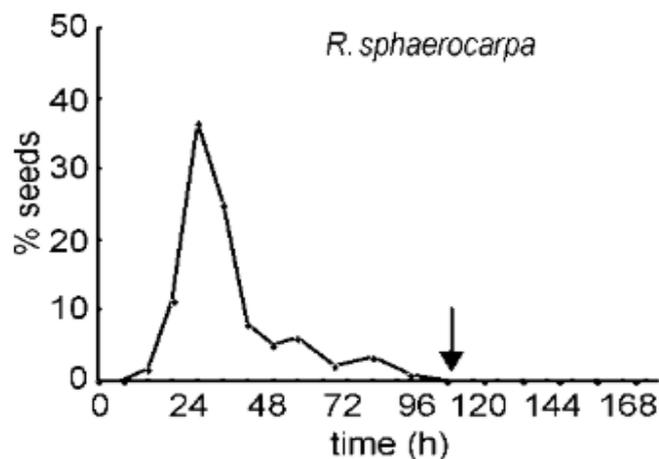


Figura 5: Típico patrón de defecación para semillas de *R. sphaerocarpa* (arbustiva) ingeridas por ovejas

FUENTE: Manzano et al. (2005)

2.5. Cabras y venados

Los rumiantes se caracterizan por su capacidad para aprovechar los carbohidratos estructurales y proteínas atrapadas, de los forrajes de gramíneas, hierbas, arbustos y árboles; que son poco digeribles para los no rumiantes. Los animales de este suborden de mamíferos, han ido evolucionando, diferenciándose y ocupando nichos ecológicos, geográfica y climáticamente diversos. Las variaciones morfofisiológicas y adaptaciones existentes, están relacionadas con el comportamiento alimenticio y la interacciones entre plantas y rumiantes (Hofmann, 1989).

2.5.1. El venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*)

El venado cola blanca *Odocoileus virginianus* (Zimmermann 1780) es el cérvido con mayor distribución en el continente americano. Habitan en una amplia gama de hábitats en ambientes templados desde el sur de Canadá y los Estados Unidos, en zonas subtropicales y semiáridas de América central, hasta los Bosques tropicales del norte de Sudamérica y los andes de Perú (Mandujano et al., 2013; Smith, 1991). Existen un total de 38 subespecies, las de mayor tamaño se encuentran a mayor latitud o en zonas de mayor elevación, mientras que las subespecies más pequeñas están más cercanas al ecuador o a menor elevación (Baker, 1984). Tres de estas subespecies están presentes en Perú *Odocoileus virginianus peruvianus*, *O.v. ustus* y *O.v. tropicalis* (CCPTP, 2016).

a. Ecología

Los venados cola blanca habitan el noroeste peruano, en los bosques secos densos de la cordillera de los Amotapes, en los algarrobales y bosques secos de Olmos (CCPTP, 2016). También tiene presencia a lo largo de los Andes, en los valles de las vertientes occidentales y valles interandinos, donde son de mayor tamaño y pelaje más denso (Berehd 1960 citado por CCPTP 2016).

b. Presencia en el bosque seco

Los venados cola blanca habrían sido abundantes en los bosques durante la época prehispánica, ya que aparecen con bastante frecuencia en las representaciones iconográficas de caza moche. Sin embargo, no era una actividad que practicarán la sociedad común, sino más bien reservada para los nobles como un ritual importante para la sociedad mochica (Golte, n.d.). La presión de caza habría sido mínima ya

que solo se casaban a los machos, dejando a las hembras en libertad. Con el tiempo la creciente ocupación humana de las partes bajas de los valles habrían reduciendo su rango de distribución, confinándolos hacia las zonas más altas de los mismos. Actualmente tiene escasa presencia en los bosques secos y solo es común en el Coto de Caza el Angolo – CCEA, en el departamento de Piura, donde gracias al manejo cinegético la población es abundante y oferta una cuota aproximada de 100 venados al año (CCPTP, 2016).

2.5.2. La cabra (*Capra aegagrus hircus*)

El ganado exótico fue introducido desde 1550 y se multiplicó rápidamente, la oveja en el siglo XVI, cabras y mulas en el siglo XVII (Rivasplata, 2014). Los numerosos obrajes en Quito, demandaban gran cantidad de lana de oveja durante el siglo XVI; cuando esta actividad desapareció en el siglo XVIII, se reemplazó por la cabra para el desarrollo de la agroindustria. Se criaron cabras desde Piura hasta Lambayeque, su carne se consumía como fresca o cecina, de su piel se elaboraban cueros y cordobanes, y su grasa era ingrediente para la elaboración de jabón (Peralta, 1998, citado por Rivasplata 2014). Hoy la cría de ganado caprino en el bosque, es una de las principales actividades económicas.

a. Presencia en el bosque seco

La crianza de caprinos está caracterizada por el minifundio, los rebaños de los pastores en el bosque seco podrían tener entre 66 a 102 animales (Perevolotsky, 1990). En las provincias y caseríos la ganadería es extensiva y trashumante, sin aplicación de prácticas de manejo pecuario. La falta de pasto fresco en temporada seca, obliga al criador a liberar su ganado en busca de alimento, (Leal-Pinedo y Linares-Palomino 2005), al atardecer las cabras regresan a sus corrales. El mal manejo del pastoreo puede reflejarse en suelos degradados y en la aparición del arbusto invasor “borrachera”, *Ipomoea carnea* Jacq. (Convolvulacea) (Leal-Pinedo y Linares-Palomino 2005), esta planta abunda en la época seca y es tóxica para las cabras (Perevolotsky, 1990 y Sabogal, 2011).

2.5.3. Fisiología digestiva de rumiantes

El estómago rumiante está compuesto por cuatro cámaras complejas o compartimentos: retículo, rumen, omaso y abomaso. El abomaso es el verdadero estómago y es similar al que se encuentra en los monogástricos, como equinos y carnívoros (Mansour et al., 2018).

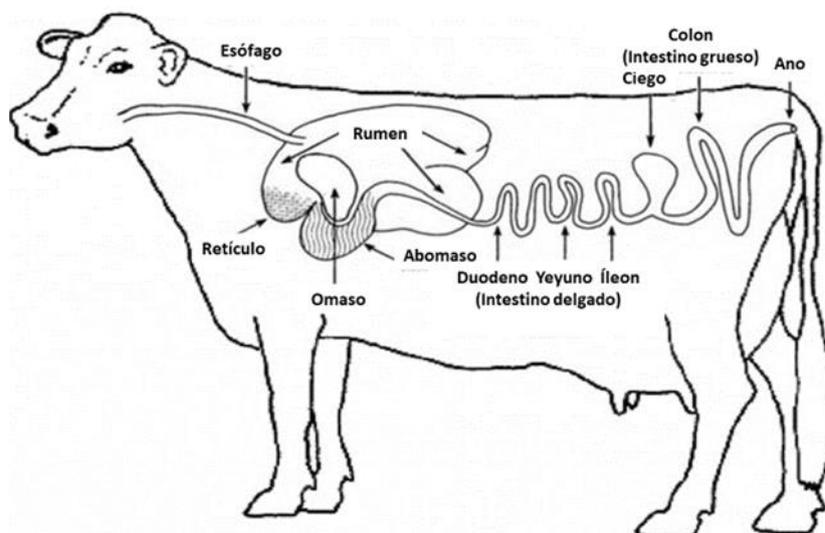


Figura 6: Típico sistema digestivo rumiante

FUENTE: Adaptado de <https://perl-ecosystem.org/explore/Cow-digestive.html>

El funcionamiento del tracto digestivo rumiante puede resumirse en los siguientes pasos:

a. Masticación:

En el caso de los bovinos, el pasto se enrosca con la lengua, se jala y conduce al interior de la boca; los ovinos caprinos y cérvidos lo hacen con los labios y dientes. La masticación se reduce el alimento, mediante movimientos laterales, y ocupa hasta la tercera parte del tiempo del animal (Shimada, 2003).

b. Secreción: función de glándulas salivales

Las glándulas salivales funcionan como productores de tampones, estos compuestos mantienen estable el pH ruminal alrededor de 6.5, aun cuando la liberación de ácidos grasos de cadena corta, tiende a reducir este pH (Hofmann, 1989).

c. Deglución

El bolo alimenticio es conducido por movimientos peristálticos, por el esófago hacia el rumen-retículo,

d. Fermentación: retículo-rumen

El retículo y rumen están anatómicamente separados ligeramente por un pliegue, pero fisiológicamente se pueden tomar a ambos órganos como una unidad, ya que existe libre paso de un lado al otro. En el rumen-retículo (al igual que en el omaso e intestino grueso), tiene una superficie epitelial y no mucosa, por lo que no se producen secreciones. Los movimientos retículo-rumen promueven la mezcla de la ingesta y la mantiene en contacto con los microbios, facilita el eructo, la regurgitación y el paso hacia el abomaso (Shimada, 2003). El material vegetal es fermentado por microbios en el rumen, un proceso en el cual se originan productos de fermentación, como los ácidos grasos volátiles, que son absorbidos a través de la pared del rumen y utilizados por el animal (Clauss & Hofmann, 2010).

e. Clasificación de la digesta

La digesta se clasifica en el retículo mediante un mecanismo de separación que se basa en la densidad de partículas: partículas más grandes, más livianas y aún no digeridas flotan en el contenido húmedo del retículo y son rechazadas de vuelta al rumen, mientras que las partículas pequeñas, densas y en su mayoría digeridas son pasó junto con fluido al omaso (Baumont & Deswysen, 1991; Clauss & Hofmann, 2010).

f. Rumia

La rumia consiste en la regurgitación de la ingesta desde el retículo-rumen; la redegglución de la porción líquida, la remasticación de la porción sólida y la redegglución del bolo. Este reflejo se inicia con el contacto de alimento grueso con los receptores nerviosos de la pared retículo-ruminal. El retículo se contrae e inunda el orificio de los cardias, se crea una presión negativa en el torax, se abre el cardias y el bolo es transportado por movimientos anti-peristálticos. En la boca, el fluido excedente se separa del bolo y se redegglute, comienza la remasticación y al terminar el bolo se redegglute, y se reinicia el proceso (Shimada, 2003).

g. Omaso: reabsorción de líquidos

A este órgano esférico entra el material semilíquido desde el retículo, los líquidos pasan hasta el abomaso, mientras los sólidos se retienen. Tiene “hojas” que aumentan la superficie de absorción, función principal del órgano es extraer los líquidos de la digesta retenida, y absorber agua, NH₃, ácidos grasos y electrolitos (Shimada, 2003).

h. Abomaso: digestión

El abomaso o estómago glandular tiene la función similar a la del estómago, secreta ácido clorhídrico, se destruye los microbios y se inicia la digestión enzimática (pepsina hidroliza la proteína) de los microbios y los restos de la dieta. A diferencia del estómago simple el abomaso tiene pliegues que evitan la estratificación de la ingesta (de naturaleza semilíquida) y hace que la hidrólisis tome menos tiempo (Clauss & Hofmann, 2010; Shimada, 2003).

i. Intestino delgado

Continúa la digestión enzimática y se absorben los nutrientes, las secreciones son similares a las de aves y cerdos. El flujo de jugo digestivo es más o menos constante (jugo gástrico, pancreático, intestinal y la bilis), ya que el proceso digestivo es una función relativamente continua (Shimada, 2003).

j. Intestino grueso

La primera parte del intestino tiene una función digestiva complementaria a la del retículo-rumen, pues produce y absorbe ácidos grasos volátiles (Shimada, 2003). La fermentación es altamente importante en CS, medianamente en IM y mínima en GR (Hofmann, 1989). En la primera parte del intestino grueso, la fermentación secundaria de material vegetal hasta ahora refractario tiene lugar en el ciego y el colon proximal. En la segunda parte del intestino grueso, el líquido se reabsorbe de la digesta para reducir las pérdidas de agua fecal. Movimientos peristálticos y antiperistálticos del ciego y proximal, conducen la digesta hasta el colon distal, esto junto a las diferencias anatómicas, producen las diferentes formas de la materia fecal (Shimada, 2003).

2.5.4. Diferencias fisiológicas

Los rumiantes pueden ser clasificados en tres tipos de tipos alimentarios, según su morfo fisiología. Esta clasificación tiene una gran importancia para entender su ecología y fisiología digestiva. Estos tipos son los selectores de concentrado (CS), consumidores intermedios u oportunistas (IM) y consumidores de gramíneas y fibra celulósica (GR); representan, respectivamente el 40, 35 y 25 % de las especies de rumiantes. Su hábitos alimenticios están relacionados con el comportamiento de alimentación, fisiología digestivas, y la diversidad de nichos ecológicos de los rumiantes (Hofmann, 1989). El venado cola blanca (*O. virginianus*) es un selector de contenido celular, de arbustivas y hierbas, mientras que las cabras (*C. aegagrus. hircus*) son intermedios pudiendo incluir en su dieta tanto gramíneas como hierbas y arbustos.

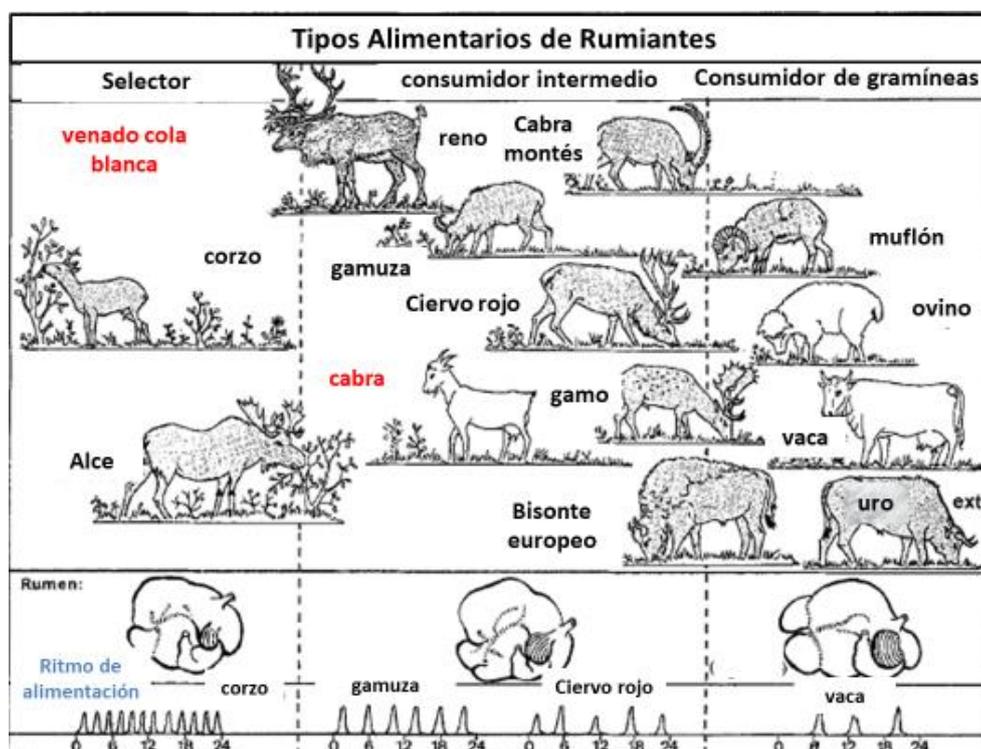


Figura 7: Rumiantes de acuerdo al tipo alimentario, especies domésticas (blanco) y especies silvestres (sombreado)

FUENTE: según Hofmann (1989). Cuanto más a la derecha mejor será la adaptación de una especie para digerir fibra/pared celular de la planta en RR (rumen retículo); más a la izquierda mayor es la selección por contenido celular

a. Glándulas salivales

Los CS, tienen altas tasas de fermentación y un flujo rápido a través de un rumen-retículo más pequeño, por lo que las glándulas salivales son más grandes en CS; por otra parte en los IM son de tamaño intermedio y mucho más pequeñas en GR, (Hofmann, 1989). En los ramoneadores (CS e IM) la saliva se torna más viscosa y más proteica, lo que protege al animal de los efectos nocivos de los compuestos secundarios; mientras que los GR, solo requieren mayor volumen, con poca viscosidad y proteínas (Hofmann et al., 2008).

b. Estómago rumiante

El estómago de los CS tiene peso y capacidad relativamente más pequeño, cuando mayor es el retículo-rumen (cámara de fermentación proximal), menor es el intestino posterior, ciego-colón (cámara de fermentación distal) y viceversa (Hofmann, 1989).

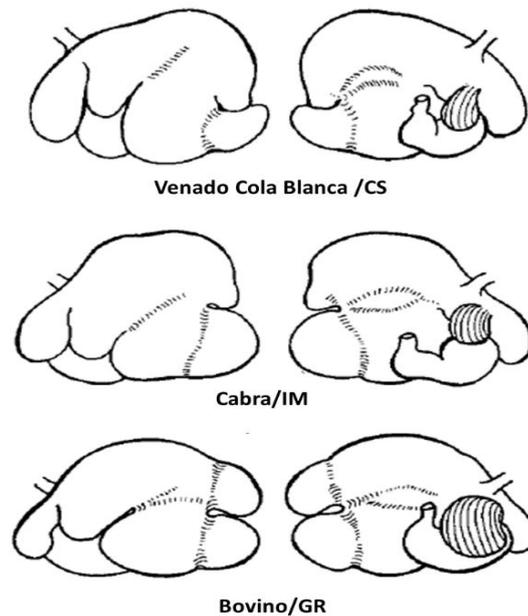


Figura 8: Estómagos de rumiantes, independientemente del tamaño real

Nota: Observe las diferencias en el tamaño relativo del omaso, entre venado cola blanca, cabra y bovinos (CS: selector de concentrado, IM: consumidor intermedio y GR: Consumidor de gramíneas y fibra)

FUENTE: Hofmann (1989).

c. Intestino grueso

Tradicionalmente la investigación se centra sobre en los estómagos de rumiantes, dejando de lado el tracto inferior (intestino delgado y grueso), aun cuando es más importante de lo que se cree (Hofmann, 1989; Van Soest, 1982). Así según (Van Soest, 1982), más hemicelulosa escapa a la fermentación del rumen que la celulosa, y gran parte de ella se digiere en el tracto inferior, la porción anterior de los CS, está mejor adaptada para esta función. Los CS, e IM no han descartado la fermentación en el intestino posterior en su evolución, por lo que practican con éxito una fermentación fraccionada de materia vegetal; una parte en el proximal (Rumen) y otra en la cámara de fermentación distal (ciego-colon). Dado este tamaño diferencia existe una mayor absorción de nutrientes en el intestino posterior en CS e IM. Sin embargo la función del ciego-colon puede incrementarse dependiendo de la época del año (Hofmann, 1989).

d. Implicancias fisiológicas

En los extremos de los tipos alimentarios, identificamos a los CS, con una alta selectividad por el contenido celular de plantas, mayor tejido productor de ácido clorhídrico en el abomaso y alta amilosis ruminal. Los GR, tendrían cualidades diferenciadas priorizando la mayor digestión de fibras en el rumen, mayores estructuras y mecanismos para el retraso de la fibra y una mayor capacidad rumino-reticular. Los IM mantienen cualidades intermedias, comportándose de manera oportunista, dependiendo de los recursos disponibles. Las características del intestino posterior, hacen que los CS, tengan una capacidad superior para la digestión de proteínas vegetales y bacterianas, seguidos de los IM y GR. (Hoffman, 1989). Estas diferencias morfofisiológicas en los tipos de rumiantes se ilustran en la Figura 9.

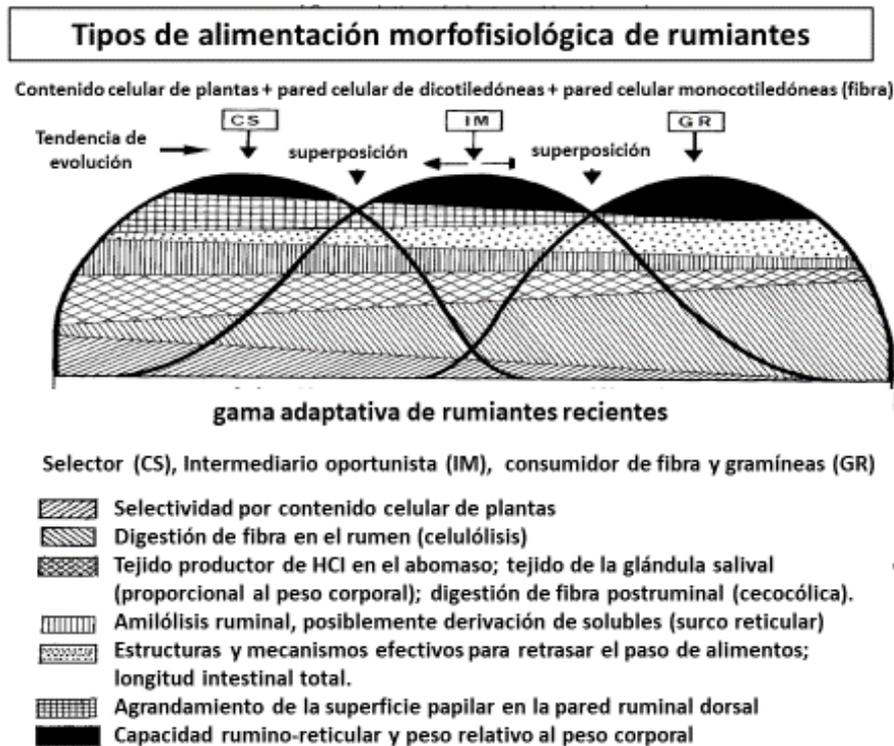


Figura 9: Características morfo fisiologías de los tipos de rumiantes

FUENTE: Adaptado de Hofmann (1989).

2.6. Dinámica germinativa

La germinación es la primera y una de las más importantes etapas en el crecimiento de las plantas. El estudio la dinámica germinativa es muy importante debido a que el porcentaje y la tasa de germinación, pueden variar entre individuos y poblaciones de una especie, y para semillas en diferentes etapas de ruptura de la dormancia (*Germination Ecology of Seeds with Morphophysiological Dormancy*, 2014; Soltani et al., 2015).

2.6.1. Dormancia física

La dormancia se define esencialmente como el fracaso de una semilla viable intacta para completar la germinación en condiciones favorables, y permite la dispersión de semillas en el espacio y tiempo (Bewley, 1997; Bewley et al., 2012). Se pueden identificar cinco tipos de dormancia: la dormancia fisiológica (PD), dormancia morfológica (MD), morfofisiológica (MPD), dormancia física (PY) y una dormancia combinada (PY +PD). Las fabáceas como el algarrobo y otras 14 familias tienen dormancia física, en estas especies la testa o cubierta es impermeable al agua e impide la germinación (Baskin & Baskin, 2014; Gunn, 1986). Esta impermeabilidad se logra gracias a que la cubierta contiene células en empalizadas

fuertemente empaquetadas, impregnadas de sustancias repelentes al agua (Baskin & Baskin, 2014; Jayasuriya et al., 2009). Se ha identificado diversas formas para liberar la dormancia física, estos incluyen temperaturas fluctuantes altas y frías, exposición al calor seco de incendios, calor húmedo, secado alternativo entre otros (Van Klinken & Goulier, 2013).

2.6.2. La germinación

El proceso de germinación comienza con la absorción de agua y se completa con la aparición del embrión, en la mayoría de especies esta se evidencia con la aparición de la radícula, a través de las estructuras circundantes o cubierta de la semilla (Bewley et al., 2013; Nonogaki et al., 2010). Por otra parte, la Asociación Internacional de Pruebas de Semillas (ISTA 2016), define la germinación como: “la aparición y el desarrollo de la plántula en una etapa en la que el aspecto de sus estructuras esenciales indica que si puede desarrollarse más en una planta satisfactoria en condiciones favorables”. Germinación en el sentido estricto no incluye el crecimiento de la plántula (Bewley et al., 2013).

El progreso de la germinación se puede entender en tres fases (Figura 10); primero mediante un proceso físico, hay una rápida imbibición de agua por la semilla seca, y se da inicio a los procesos fisiológicos (Fase I); luego un periodo de absorción limitada de agua, la transcripción de genes se da un aumento de las actividades metabólicas, se movilizan nutrientes y finalmente la radícula emerge señalando el final de la germinación (Fase II); Otra etapa de mayor absorción de agua se inicia para el establecimiento de la plántula joven, utilizando las reservas almacenadas (Fase III). Las fases 1 y 2 forman parte de la germinación en sentido estricto, mientras que la Fase III es parte de la post germinación (Bewley et al., 2013; Nonogaki et al., 2010).

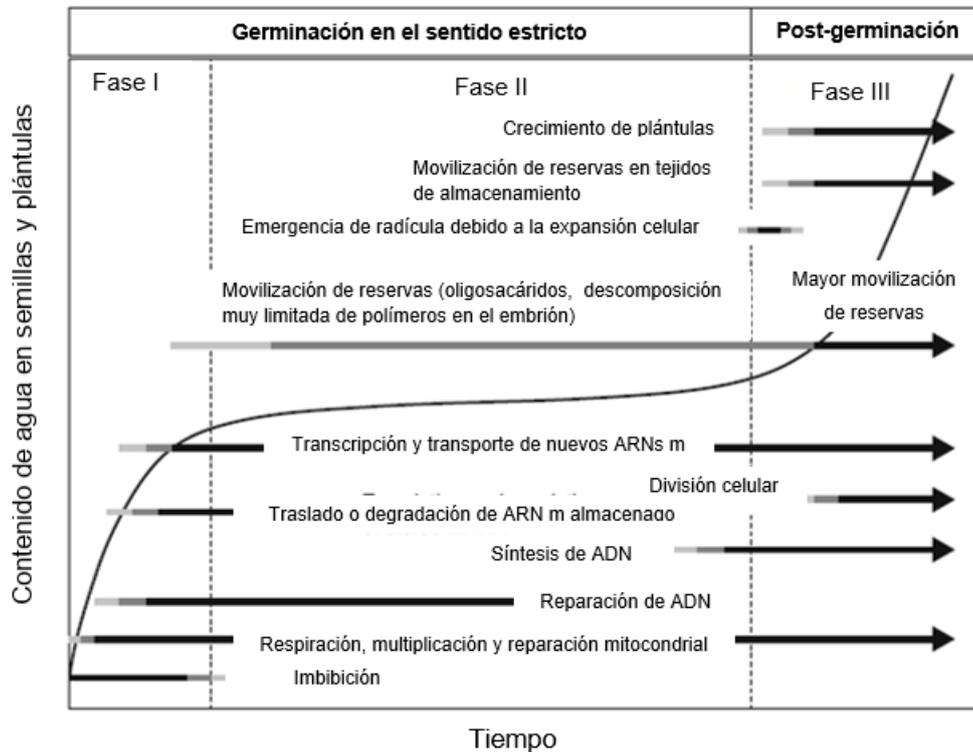


Figura 10: Fases de la germinación

FUENTE: Nonogaki et al. (2010).

2.6.3. Porcentaje de germinación

La capacidad de germinación o porcentaje de germinación generalmente es el parámetro más importante para determinar la idoneidad de un lote de semillas para su uso. El final de la germinación se marca claramente con la emergencia de la radícula, momento en el que también se inicia el crecimiento de las plántulas. Dado que el interés se pone sobre un conjunto de semillas producidas por una planta, una población, muestra de suelo o las semillas afectadas con algún tratamiento experimental, se emplea el porcentaje de germinación para un momento dado como medida de la capacidad germinativa. La representación de las curvas de evolución temporal de la germinación proporciona la información importante sobre la velocidad y uniformidad de la germinación (Bewley et al., 2012).

2.6.4. Velocidad de germinación

La velocidad o tasa de germinación se define como la inversa del tiempo para alcanzar el 50% de la germinación (Bewley et al., 2012; Soltani et al., 2015), y se puede calcular de a través de funciones matemáticas o través de la tasa media de la germinación (TMG). La

TMG tiene problemas para su interpretación y análisis ya que se refiere al tiempo medio de germinación para el 50% del porcentaje de germinación final. En su lugar se recomienda emplear el t50, que representa el tiempo que toma alcanzar el 50% de germinación de las semillas del lote. El t50 no tiene los problemas de análisis del TMG y tiene los mismo beneficios (Soltani et al., 2015). Las funciones matemáticas también pueden describir el comportamiento de la germinación en el tiempo ya cada especie suele tener patrones característicos de germinación. El modelo Morgan Merced Flodin se ha empleado exitosamente para modelar la dinámica y la velocidad germinativa en *P. juliflora* (Alvarez et al., 2017).

2.6.5. Curvas de germinación

Las poblaciones de semilla tienden a germinar en un patrón característico en el tiempo, una curva sigmoidea. Así los tiempos de germinación se distribuirían normalmente o al menos presentan una distribución de forma acampanada. Algunas semillas de una población completarán la germinación rápidamente, la mayoría lo hará en el tiempo promedio y algunas serán más lentas que el promedio. En tiempos de germinación largos, la curva se presentará algo sesgada, mostrando que el tiempo requerido para la germinación de la primera mitad más corto que para la segunda mitad (Bewley et al., 2012).

En la Figura 10, se representan las diferentes curvas de germinación descritas por Bewley et al. (2012), la curva “a” ilustra el comportamiento de la germinación rápida y uniforme para una población, la curva “b” representa a una población con el periodo de imbibición y germinación menos uniforme, que alcanza el 100% de germinación. La curva “c” ilustra un caso en que la población de semillas no es uniforme, algunas semillas alcanzan la germinación temprano y otras mucho tiempo después, y se requiere muchos más días de evaluación para la germinación. El tipo de curva “c” es representa a menudo el comportamiento de las semillas silvestres que tienen ciclos de germinación más largos, ya que las poblaciones silvestres albergan toda la amplia gama de potenciales de germinación de las semillas. El patrón “d” representa las poblaciones parcialmente inviables y la “e”, los ciclos de germinación con patrones complejos en los que la población total de semillas puede estar compuesta por dos subpoblaciones con diferentes características de germinación.

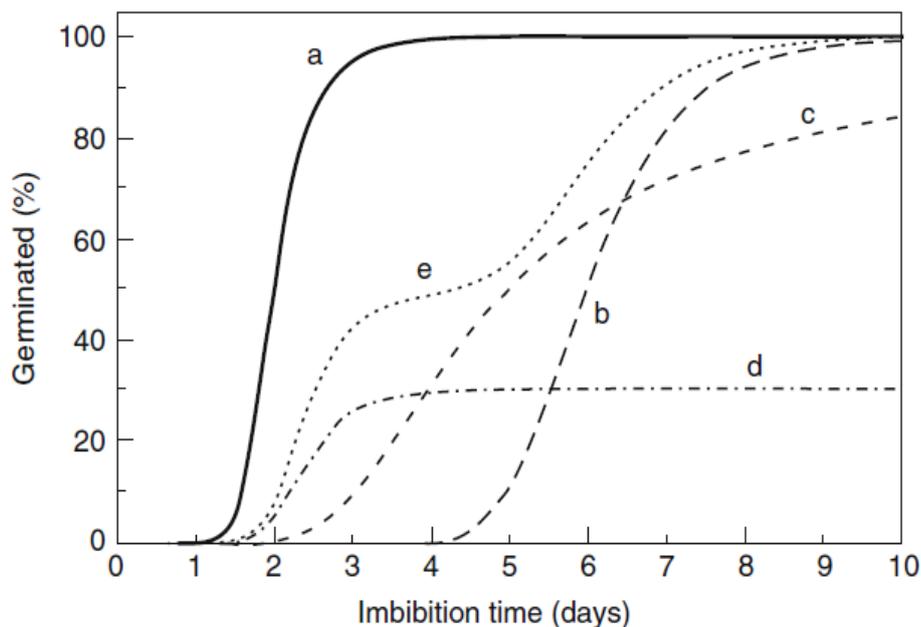


Figura 11: Diferentes patrones que se encuentran a menudo en la germinación de las poblaciones de semillas

FUENTE: Bewley et al. (2012).

2.6.6. Germinación en las especies de *Prosopis*

Dado que los frutos de *P. pallida*, no se abren naturalmente para liberar las semillas, es necesario conocer la posibilidad de germinación en el interior del fruto. Cossíos (2005) evaluó la germinación en frutos por un periodo de 50 días, no se registró germinación, tampoco se registró germinación desde frutos para *P. juliflora* (Alvarez et al., 2016) y *P. caldenia* (Peinetti et al., 1993).

Una vez liberada de la vaina (exocarpio y mesocarpio), el revestimiento de la semilla interfiere con la absorción de agua, siendo el factor que causa latencia y retrasa la germinación en la mayoría de especies de leguminosas de semillas duras (Bewley y Black, 1982), Seguramente por a esta razón, la escarificación física (desgaste de la cubierta) es el mejor tratamiento pre germinativo para *P. pallida* (Frías, 1989; Vilela, 2015) y otras especies de algarrobo.

Los estudios publicados sobre la germinación de *P. pallida* indican que la germinación se produce antes del día 21 (Lynes y Cambell 2000) o 23 (Cossíos, 2005). La germinación no

está regulada por la luz para *P. caldenia* (Scifres and Brock, 1972; citado por Peinetti et al., 1993) y *P. glandulosa* (Peinetti et al., 1993). Campos et al., (2008) evaluó la germinación de *P. flexuosa*, *P. chilensis* y *P. torquata* con luz y temperatura constante (30°C) sin observar limitaciones en la germinación. Al parecer la luz no regula la germinación para las especies de *Prosopis* aún en zonas con mayor variación de horas luz (mayor latitud). *P. pallida* puede llegar a alcanzar un 58 % a los 29 días sin ningún tratamiento pre germinativo (Vilela, 2015).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

La evaluación de la eficiencia de endozoocoria se realizó en dos condiciones de estudio, in situ y ex situ. In situ se evaluó la endozoocoria realizada, como consecuencia del pastoreo por cabras y cabritos. En condiciones ex situ se evaluó la endozoocoria por cabras y venados adultos. La Figura 10, esquematiza el flujo de actividades realizadas en ambas condiciones de estudio.

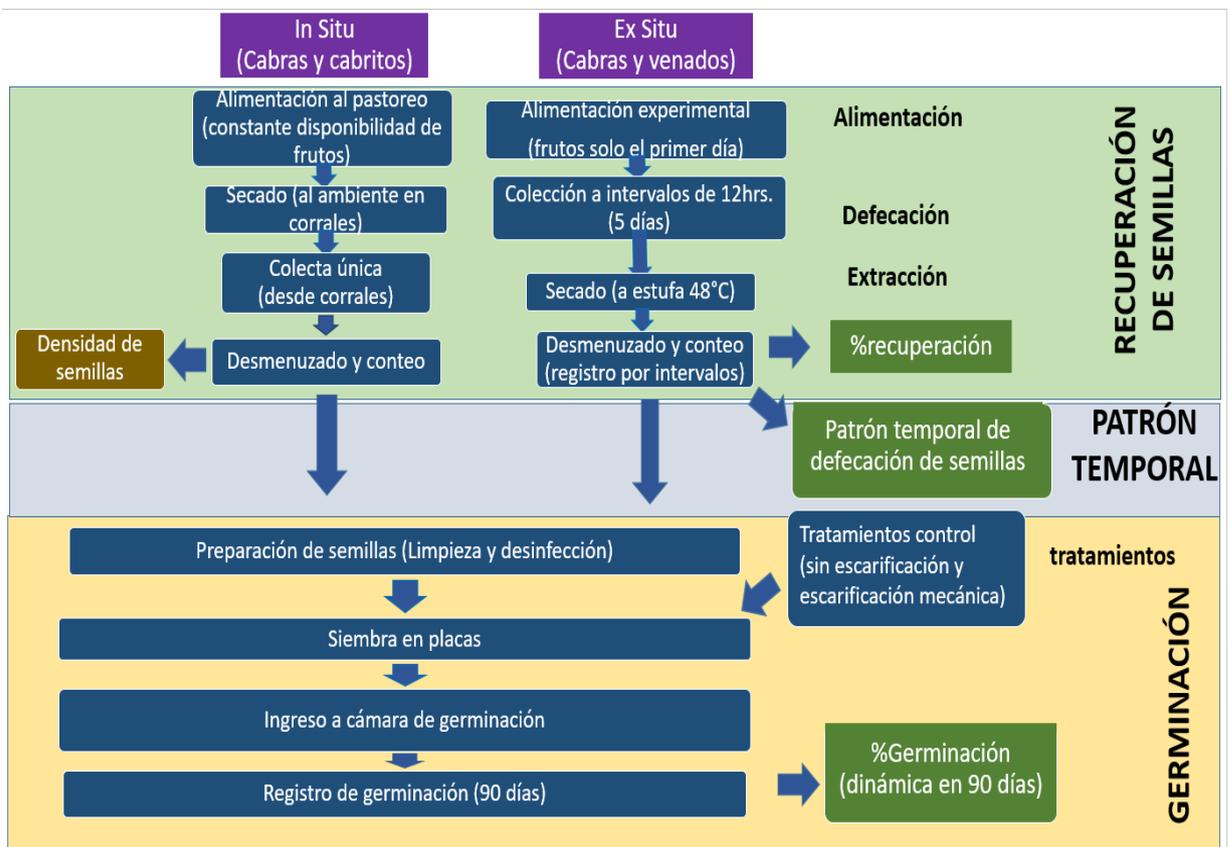


Figura 12: Actividades de estudio articuladas al logro de objetivos específicos

3.1. Recuperación de semillas

3.1.1. Evaluación in situ: pastoreo en bosque

a. Lugar

La recuperación de semillas in situ se realizó en una unidad agropecuaria localizada en el anexo de Belén, provincia de Chulucanas del departamento de Piura ($5^{\circ} 01'42.9''$ S, $80^{\circ} 09'31.41''$ O, 104 m. s. n. m), en la zona de vida de matorral desértico premontano tropical transicional a matorral desértico tropical (md-PT/md-T). El área elegida para el pastoreo de las cabras y cabritos, es un bosque relicto de 9 ha, dominado principalmente por *Prosopis pallida* (Figura 13). La precipitación promedio es de 90 mm al año y la temperatura media 27°C (Senamhi, 2020).



Figura 13: Vista panorámica de la vegetación del área de estudio

b. Animales

Los animales incluidos en el estudio fueron 8 cabritos de entre 3 y 6 meses, y 11 cabras adultas. El rebaño descansaba en dos corrales separados, según el manejo del ordeño; un corral para las cabras adultas, y otro corral para las crías en crecimiento. Luego del ordeño, alrededor de las 7 am eran conducidas hacia la parcela de bosque para pastorear durante el resto del día, hasta las 5 pm, hora en que retornaban para descansar y dormir en los corrales (Figura 14 y 15).



Figura 14: Cabritos en corral de antes de salir a pastorear, en Belén-Chulucanas

Nota: Tomada en el mes de Abril al final de la época de lluvia del año 2018.



Figura 15: Cabras adultas en corral de antes de salir a pastorear, en Belén-Chulucanas

Nota: Tomada en el mes de Abril al final de la época de lluvia del año 2018.

c. Alimentación

El rebaño (cabras y cabritos) pastoreaba conjuntamente, ambos tuvieron las mismas condiciones de alimentación es decir tenían la misma oferta de alimento constituida

por frutos de algarrobo y forraje, estrato bajo del bosque.

d. Colección de semillas escarificadas

Se tomó una muestra compuesta de 3 kg de heces de cada corral, al final del periodo de lluvias (última semana del mes de abril) para su posterior evaluación. El secado en estufa, no fue necesario, debido a que las condiciones cálidas del bosque seco permiten que las heces sequen rápidamente y se mantengan formando pellets. Las heces colectadas fueron conservadas en bolsas selladas herméticamente al ambiente, se transportaron y almacenaron en las instalaciones del LEUP – UNALM.

e. Evaluación de semillas recuperadas

La recuperación de semillas se realizó en el Laboratorio de Ecología y Utilización de Pastizales, a partir de las muestras compuestas de 3kg de cada categoría (Cabras adultas y cabritos). Se extrajo 33 submuestras de heces individuales de 30 g, se procedió a desmenuzar cuidadosamente los pellets de heces a fin de no dañar físicamente las semillas. En cada muestra se registraba el número de semillas, y se expresó en términos de número de semillas por 30g de heces.

$$\text{Densidad de semillas} = \frac{\# \text{ semillas encontradas}}{\text{submuestra}}$$

f. Caracterización de semillas pre ingestión

La caracterización de las semillas es fundamental por cuanto analizar el grado de escarificación que estas reciben en el tracto digestivo de los animales requiere tener en cuenta la estructura natural de las semillas. Para este propósito se colectaron frutos inmediatamente después del periodo de lluvias debido a que es la época de mayor producción de frutos en el año (entre mediados del mes de marzo y abril del 2018). La colección se realizó al interior una parcela de producción de algarroba en bosques relictos excluida del pastoreo. Se registró las variables peso (g), longitud (cm), espesor medio del fruto (cm) y peso medio de semillas. Debido a la parasitación existente en las semillas de *Prosopis* por insectos de la familia Bruchinae (Velez et al., 2016), también se estimó el rendimiento, expresado como el número de semillas sanas por gramo de fruto (semillas sanas/g), se consideró

como semillas sanas a aquellas libres de presencia de insectos.

$$\text{rendimiento} = \frac{\# \text{ semillas sanas}}{\text{g de fruto}}$$

g. Caracterización de semillas post ingestión

Se reconocieron las características generales de los fragmentos y las semillas encontradas en las heces, y se definieron los criterios para considerar una semilla normal, aparentemente viable. Una semilla fue considerada normal cuando tenía la coloración inicial similar a una semilla no ingerida, pero se admitían ligeras manchas oscuras (no se encontraron semillas fragmentadas). Las semillas negras fueron consideradas como no viables debido a que eran consecuencia de una reacción de imbibición, por lo que tampoco mostró germinación luego de ensayos previos.

3.1.2. Evaluación ex situ: Condiciones experimentales

a. Lugar

Los ensayos de alimentación y recuperación de semillas se realizaron en cabras y venados en condiciones experimentales, en los campus de la Universidad Nacional Agraria La Molina y La Pontificia Universidad Católica del Perú.

b. Animales

Se emplearon 5 cabras adultas secas, de 42 kg en promedio de propiedad de la Universidad Nacional Agraria La Molina (UNALM) y 3 venados adultos (2 hembras y un macho) con peso promedio de 30 kg de propiedad del zocriadero “Venado Cola Blanca de la Pontificia Universidad Católica del Perú (PUCP).

c. Instalaciones

Para los ensayos con cabras se utilizaron los corrales de la Granja de Animales Menores (GAM) de la Universidad Nacional Agraria La Molina (UNALM); y para los ensayos con venados, se acondicionó un cerco perimétrico de 150 m², dentro del área del zocriadero “Venado Cola Blanca” de la Pontificia Universidad Católica del Perú (PUCP). Las cabras 5 permanecieron en un corral de 40 m², con un amplio comedero y agua a disposición (Figura 16). Los 3 venados

permanecieron en el corral de 150 m² (Figura 15), donde permanecieron aislados y sin ocurrencia de agresiones, es decir estables socialmente.



Figura 16: Cabras en corral de experimentación, Granja de Animales Menores de la Universidad Nacional Agraria La Molina



Figura 17: Venados en el cerco de experimentación, Zoocriadero, Venado Cola Blanca de la Pontificia Universidad Católica del Perú

d. Alimentación

La base de la dieta de las cabras fue maíz chala y sorgo, mientras que para los venados, alfalfa y habas verdes. La introducción de frutos de algarrobo en la dieta requirió de un periodo de acostumbramiento al alimento nuevo. El periodo de

acostumbramiento incluyó frutos de algarrobo razón de 600 g por animal durante 14 días. Pasado este tiempo se inició el periodo de retiro, en el que se suspendió la inclusión de frutos de algarrobo en la dieta y se alimentó solo con forraje por 14 días más, con la finalidad de dar el tiempo suficiente para evacuar todas las semillas. Una vez culminado el periodo de retiro se procedió a alimentar a los animales por una única vez, con una cantidad conocida de frutos, que equivalían a una cantidad de semillas estimadas (Tabla 1).

Tabla 1: Cantidad de semillas ingeridas por animal

	Cantidad de fruto ingerido (g /por animal)	Cantidad estimada de semillas (semillas / animal)
Venados	940 g	2014 semillas
Cabras	894 g	1912 semillas

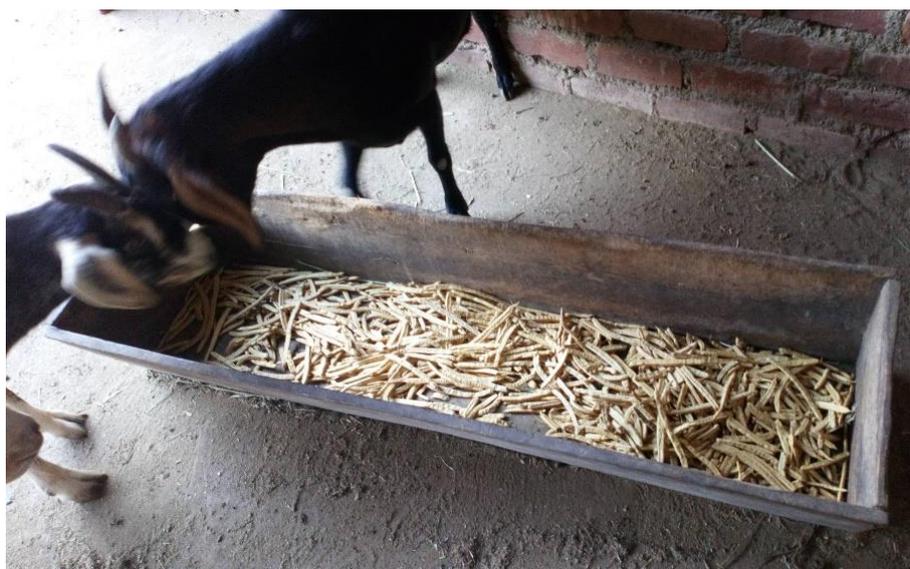


Figura 18: Cabras en corral de experimentación, Granja de Animales Menores de la Universidad Nacional Agraria La Molina



Figura 19: Venado alimentándose de frutos de algarrobo, en el Zoocriadero Venado Cola Blanca - Pontificia Universidad Católica del Perú (PUCP)

e. Caracterización de semillas preingestión

Para los ensayos de alimentación, se emplearon frutos que se adquirieron a los acopiadores de algarroba del “bajo Piura” proveniente de los Catacaos, debido a que es el más común para los criadores de ganado caprino, quienes lo compran, para alimentar al ganado en tiempos de escasez de forraje. Debido a la parasitación existente en las semillas de *Prosopis* por insectos de la familia Bruchinae (Velez et al., 2016), también se estimó el rendimiento, expresado como el número de semillas sanas por gramo de fruto (semillas sanas/g),

$$\text{rendimiento} = \frac{\# \text{ semillas sanas}}{\text{g de fruto}}$$

f. Caracterización de semillas post ingestión

Los criterios fueron los mismos definidos en el ensayo in situ.

g. Colección de semillas escarificadas

La colección de heces se realizó en cabras y venados, cada 12 horas, durante 5 días. Cada muestreo consistió en un periodo de 60 minutos, tiempo en el cual se recolectaba la totalidad de las heces que se encontraban dentro del corral de cada

especie, se procedía a la rotulación de las muestras por periodo de defecación y especie animal. Esta colección a intervalos, proporcionó el material necesario para describir el patrón temporal de defecación o recuperación de semillas. Luego de la colección diaria las heces se trasladaron al LEUP, donde fueron secadas en estufas dentro de bandejas de cartón, a temperatura constante de 40 °C. La temperatura superficial de las heces se mantuvo entre 34 a 38 °C, monitoreadas mediante termómetro laser. El secado fue necesario a fin de simular la rápida desecación que sufren las heces en el bosque seco tras la defecación en el verano que evita la germinación de semillas dentro de los pellets de heces.

h. Evaluación de semillas recuperadas

El porcentaje de recuperación se expresó como la proporción porcentual, entre la cantidad acumulada de semillas defecadas y la cantidad de semillas ingeridas.

$$\% \text{ recuperación} = \frac{\# \text{ semillas defecadas}}{\# \text{ semillas ingeridas}} \times 100\%$$

3.2. Patrón temporal de defecación de semillas

Para la descripción del patrón temporal en condiciones experimentales, se emplearon los registros de recuperación de semillas desde las heces colectadas durante el ensayo de alimentación ya descrito. Los registros a intervalos de 12 horas, se diagramaron en la línea temporal comprendida entre el momento de alimentación y último registro de aparición de semillas en las heces, es decir las 0 y 120 horas, la recuperación se expresó como el porcentaje recuperado respecto a la ingesta inicial de semillas.

$$\% \text{ recuperación}(n) = \frac{\# \text{ semillas defecadas en el intervalo } n}{\# \text{ semillas ingeridas al inicio}} \times 100$$

3.3. Dinámica germinativa

La eficiencia de la escarificación biológica por los herbívoros en estudio finalmente se expresa en la dinámica germinativa de las semillas. Para las pruebas de germinación se utilizaron las semillas recuperadas en condiciones In situ y Ex situ. Las semillas que ingresaron al ensayo de germinación fueron las que cumplían los criterios de semillas normales, descritas previamente.

3.3.1. Instalaciones y equipos

Las pruebas de germinación se realizaron en el área de semillas del Laboratorio de Ecología y Utilización de Pastizales (LEUP) de la UNALM. Se empleó una cámara climática para germinación y crecimiento, BINDER modelo KBWF 720, donde se simularon las condiciones de humedad y temperatura del bosque seco (Piura) durante la estación lluviosa.

3.3.2. Preparación de semillas

Las semillas recuperadas a partir de las heces, fueron limpiadas manualmente, separando el remanente de las heces sobre las semillas. Antes de colocar las semillas en placas, se desinfectaron con agua con hipoclorito de sodio al 1%, por 3 minutos, luego fueron enjuagadas con abundante agua e inmediatamente sembradas en las placas.

3.3.3. Condiciones de germinación

Las semillas fueron mantenidas, simulando las condiciones de humedad, temperatura y luz, durante la estación lluviosa de la región de Piura. Las condiciones fueron ciclos diarios de, 12 horas de luz y 12 de oscuridad, temperatura mínima de 15 °C y 30 máxima, la humedad, se mantuvo constante en 70%.

3.3.4. Registro de datos

La germinación de las semillas se registró diariamente durante un periodo de 90 días desde iniciado el ensayo, una semilla se consideró germinada cuando la radícula alcanzaba los 2 mm de longitud.

3.3.5. Tratamientos

Los tratamientos incluyeron las semillas escarificadas biológicamente por cabras y cabritos en condiciones de pastoreo, (In situ), y por cabras y venados adultos, en condiciones experimentales (Ex situ). Se conformaron un total de 6 tratamientos (Tabla 2), se utilizaron 300 semillas por tratamiento, separadas en 6 grupos de 50 para cada placa o réplica. Para el tratamiento de escarificación por cabritos, se utilizaron 25 semillas por placa debido a la baja cantidad de semillas recuperada, haciendo un total de 150 semillas, para este tratamiento. Para evaluar el efecto de la escarificación biológica, se incluyó un control cero (semillas sin escarificación, liberadas manualmente desde los frutos) y un control positivo (semillas con

escarificación mecánica con lija fina).

Tabla 2: Descripción de tratamientos

Tratamiento		Descripción	Semillas / placa	Réplicas (placas)	Total de semillas
T1	Cabras ES	Semillas recuperadas de heces de cabras	50	6	300
T2	Venados ES	Semillas recuperadas de heces de venados	50	6	300
T3	Cabras IS (campo)	Semillas recuperadas de heces de cabras al pastoreo en bosque	50	6	300
T2	Cabritos IS (campo)	Semillas recuperadas de heces de cabritos al pastoreo en bosque	25	6	150
T0	Control	Semillas intactas extraídas de los frutos.	50	6	300
T+	Escarificación con lija	Semillas escarificadas mecánicamente con lija.	50	6	300

3.3.6. Evaluación de la germinación

a. Curvas de germinación

Para describir las curvas de dinámica germinativa, se tomaron datos totales de las 6 réplicas de cada tratamiento en el periodo de los 90 días de evaluación. El objetivo de registrar los 90 días fue para identificar el máximo de germinación alcanzado (asíntotas), en un periodo de lluvias simulado (3 meses). La dinámica de la germinación fue descrita a través del modelo Morgan Mercer Flodin, un modelo no lineal, de forma sigmoideal, cuya asíntota representa el máximo de germinación (Tjørve, 2003).

$$g = \frac{A * t^m}{B + t^m}$$

Donde g es la germinación acumulada, t es el tiempo en días, A es la asíntota o máximo de germinación, m tasa de crecimiento y B parámetro que controla el punto de inflexión (Tjørve, 2003). Se empleó el software R (<https://www.r-project.org/>), con el uso del paquete growthmodels, para desarrollo de los modelos y minpack.lm, para el ajuste por mínimos cuadrados no lineales.

b. Porcentaje de germinación

El porcentaje de germinación acumulado se calculó a partir de los registros de germinación diaria, para los tiempos de 7, 14, 30 y 90 días.

$$\% \text{ Germinación } (t) = \frac{\# \text{ semillas } (t)}{\# \text{ Total de semillas}}$$

c. Velocidad de germinación

La velocidad de germinación se midió a través de T25, T30 y T40, que representan respectivamente el tiempo necesario para que el 25, 30 y 40 % de semillas alcancen la germinación.

3.4. Análisis de datos

3.4.1. Recuperación de semillas

a. In situ: Densidad de semillas

La comparación de la densidad de semillas recuperadas en heces de cabras y cabritos, se realizó mediante la prueba t de Welch, una adaptación de la prueba t student, para poblaciones con varianzas desiguales, debido a que se verificó la normalidad pero no la homogeneidad de varianzas.

b. Ex situ: Porcentaje de recuperación de semillas

El porcentaje de recuperación, solo se comparó numéricamente, para cada especie, debido a la imposibilidad de aislamiento individual de animales para la generación de réplicas.

3.4.2. Patrón temporal de defecación de semillas

a. Ex situ: Recuperación de semillas

Se realizó un análisis comparativo de los patrones generados, identificando el tiempo en el que se dio la máxima defecación de semillas.

3.4.3. Dinámica germinativa

Para evaluar la dinámica de germinación de las semillas escarificadas *in situ* y *ex situ*, se siguió el mismo procedimiento. La separación de las evaluaciones en dos grupos (*in situ* y

ex situ), se debe a que *in situ* los animales tenían disponibilidad diaria de frutos en el bosque, mientras que en condiciones experimentales solo ingirieron las semillas una única vez. De esta manera, consideramos que la intensidad de escarificación, entre la escarificación realizada *in situ* difiera de la de *ex situ* difieren y no pueden ser comparables.

a. Curvas de germinación

La idoneidad de los modelos en cada tratamiento se evaluó mediante el coeficiente de correlación de Pearson (R^2), entre los valores predichos y valores observados.

b. Porcentaje de germinación

El porcentaje de germinación fue comparado mediante Análisis de Varianza y el test de Tukey como prueba post hoc, usando los datos transformados por raíz de arc-sen.

c. Velocidad de germinación

Los valores T25, T30 y T40 cumplieron los requisitos de normalidad pero no homogeneidad de varianzas, por lo que se compararon mediante la prueba de Kruskal Wallis y el test de Dunn como prueba post hoc.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Recuperación de semillas

4.1.1. In situ: Cabras y cabritos

a. Frutos y semillas de *Prosopis*

La apariencia de los frutos colectados, indican que no existe dehiscencia o liberación natural de las semillas, en muestreos realizados solo se registraron frutos depredados y/o semillas muertas, las plántulas encontradas, se hallaban sobre heces de ganado. Lo que sugiere que la liberación de la semilla a partir de frutos sea uno de los principales procesos en que intervienen los herbívoros para las especies de *Prosopis*. Los frutos de *Prosopis* colectados en el bosque relicto muestran vainas de buena longitud y peso que favorecerían la conservación in situ de semillas (Tabla 3). Las semillas están protegidas a su vez por una estructura que presenta exocarpio, mesocarpio y endocarpio (Figura 18).

Tabla 3: *Parámetros morfológicos de frutos de algarrobo de bosque relicto*

Variable	N	Media \pm ES (g)	CV (%)
Peso del fruto (g.)	75	6.57 \pm 0.30	32.8%
Longitud de fruto (cm)	75	17.6 \pm 0.32	15.7%
Espesor medio del fruto (mm)	30	6.35 \pm 0.17	14.8%

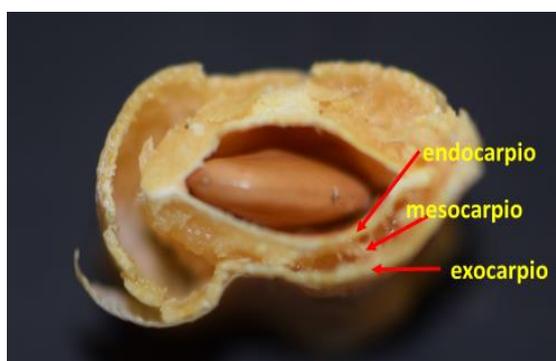


Figura 20: Corte transversal de fruto de *P. pallida*, indicando sus estructuras

El rendimiento medio de semillas sanas por fruto, es decir semillas libres de brúquidos (tipo de insecto cuya larva se alimentan del endospermo semillas) fue de 7.65 % del peso del fruto, 60% de semillas estaba sin parasitar por estos en el fruto, el peso medio de la semilla fue 40 ± 13 mg ($n = 156$) se estimó un número de 1987 semillas sanas por kilogramo de fruto. Con 40 mg y 6.5 mm de longitud de las semillas (Burkart, 1976) observamos que *P. pallida* es relativamente superior en tamaño respecto a otras especies dispersadas por cabras, Mancilla-Leytón et al (2011), solo reportan recuperación de semillas de especies más pequeñas de 1.41 a 8.9 mg y 1.55 y 3.45 mm.

b. Semillas defecadas

Dos tipos de semilla se identificaron en las heces, unas claras y otras oscuras, las primeras aún no habían empezado el proceso de germinación y las segundas correspondían a semillas en etapa de imbibición (ver Figura 24, observaciones de la sección In situ), por esta razón solo se consideraron las semillas claras en el conteo de semillas recuperadas.

c. Densidad de semillas en heces

Debido a que se demostró la normalidad de los datos, pero no la homogeneidad de varianzas, se empleó el test de Welch Two Sample t-test, también llamado prueba t para muestras de varianzas desiguales. Se demostró que existen diferencias significativas en la cantidad de semillas presentes en heces de cabritos y cabras adultas ($t = -6.2596$; $p\text{-value} < 0.0001$), la cantidad de semillas recuperadas en heces de cabras fue de casi dos veces la recuperada desde heces de cabritos (Figura 21).

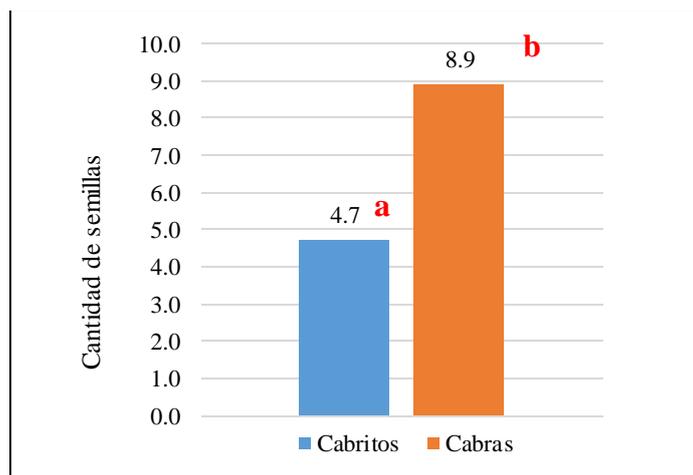


Figura 21: Cantidad de semillas en 30 g de heces

Asumiendo que tanto cabras como cabritos ingieren cantidades proporcionales a su peso, la densidad de semillas en heces (semillas/muestra de 30 g), debieran ser similares, pero esto no sucede. Esta gran diferencia puede deberse a que las semillas ingeridas por cabritos tienen mayor tamaño relativo a sus molares, lo que supone una mayor probabilidad de destrucción de las semillas en cabritos que en cabras. Estas observaciones son concordantes con las de otros ensayos en los cuales se evidencia la correlación negativa entre el tamaño de las semillas y su recuperación (Janzen, 1984; Mancilla-Leytón et al., 2011; Manzano et al., 2005; Mouissie et al., 2005; R. J. Pakeman et al., 2002).

La cantidad de semillas estimada que podríamos encontrar en 100 g de heces de cabras (Tabla 4) se aproxima a 30 en cabras y 16 en cabritos, que indican una mejor recuperación de semillas desde los corrales de cabras.

Tabla 4: Cantidad de semillas normales en 30 g de heces

	Semillas/30g (Media ± EE)	Equivalente en semillas/100g
Cabritos (n=36)	4.7 ± 0.38 (a)	15.7
Cabras (n=37)	8.9 ± 0.55 (b)	29.6

4.1.2. Ex situ: Cabras y Venados

a. Frutos y semillas ingeridos

Los frutos empleados en la alimentación de las cabras y venados fueron de menor espesor y peso (4.91 ± 1.7 g, CV: 35% y N: 105). Estas diferencias probablemente se debe a la procedencia de los frutos para este ensayo (Bosque de llanura de Catacaos), en comparación a los frutos de bosques relictos de Belén, donde los árboles son de mayor tamaño y edad, y se encuentran sobre suelos de textura menos arenosa y de mayor fertilidad, factores que influirían también en las características del fruto.

El rendimiento medio de semillas sanas por fruto fue de 8.1% del peso del fruto. Un 60% de semillas estaba sin parasitar por bruquidos y su el peso medio de la semilla sana fue 38 ± 6 mg (n = 249) se estimó un número de 2140 semillas sanas por kilogramo de fruto (Tabla 5).

Tabla 5: Características de semillas en frutos

Variable	N	Media \pm DS	CV (%)
Número total de semillas / fruto (und.)	20	21 \pm 4.8	22.6%
Número de semillas sanas / fruto (und.)	20	12 \pm 5.6	44.9%
Proporción de semillas sanas (%)	20	0.6 \pm 0.2	33.8%
Peso medio de semillas sanas en fruto (mg)	20	38 \pm 6.0	16.2%
Relación peso semillas sanas/peso fruto	20	0.081 \pm 0.02	30.4%
Número de semillas sanas/gramo de fruto (semillas/g.)	20	2.24 \pm 0.98	43.5%

El alto porcentaje de parasitación de semillas (39.9%) se debe a la rápida reproducción de bruquidos, que se desarrollan dentro de la semilla. Estos se nutren de los cotiledones y destruyen completamente la semilla (Figura 21). Al emerger ya pueden reproducirse y parasitar en sucesivas generaciones (Velez et al., 2016).



Figura 22: Desarrollo y parasitación de semillas de *P. pallida* por bruquidos

b. Semillas y estructuras defecadas

Luego de desmenuzar las heces de animales al pastoreo y en animales de experimentación, se encontraron semillas y estructuras remanentes de endocarpio, como fragmentos enteros, con y sin signos de parasitación como agujeros en la semilla (Figura 24).



Figura 23: Fragmentos de endocarpio, endocarpio perforado, endocarpio sano, semilla negra y semilla normal (de izquierda a derecha)

Una proporción de las semillas defecadas fueron tuvieron apariencia normal y otra completamente negra, la existencia de formas intermedias (Figura 24), sugiere que es un proceso progresivo. En principio el cambio de color de la testa era desconcertante, hasta que este fenómeno, fue observado en algunos ensayos de germinación previamente realizados, en estos la testa remanente de las plántulas, (sostenidas por las hojas cotiledonáreas), habían cambiado su color normal a negro al cabo de unos 5 a 7 días de iniciada la germinación. Otra observación que se notó fue que estas semillas negras extraídas en heces frescas eran de tamaño variable pero siempre mayor a las normales e incluso algunas exhibían radícula, por lo que deducimos que el cambio de coloración se deriva de un proceso de imbibición en el inicio de la germinación. Estas mismas observaciones se reportaron por Campagna (2018) para *P. flexuosa* del “desierto del monte” Argentino.



Figura 24: Coloración de semillas recuperadas en heces

Nota: a) semillas claras, b) semillas intermedias y c) semillas negras.

Dentro de las semillas negras existían dos tipos, las arrugadas y las lisas. Las semillas arrugadas, corresponden a semillas que se embebieron y aumentaron de volumen posiblemente poco antes de defecarse y se deshidrataron al secarse las heces. Las semillas negras lisas, mantenían el tamaño, la forma y textura de una semilla normal, posiblemente debido a que el agua traspasó la capa impermeable, pero no la suficiente como para causar incremento de tamaño. Se hicieron pruebas de germinación, para comprobar si las semillas negras podrían germinar. Las semillas arrugadas recuperaron su tamaño original en heces frescas al embeberse nuevamente, aunque fue una reacción física pues en poco tiempo se llenaron de

hongos, lo cual fue la evidencia de que se encontraban muertas. Todas las semillas claras e intermedias se consideraron como “normales” debido a que tienen la capacidad de germinar y no existe una clara distinción entre ambas categorías. Las semillas negras no se consideraron en el conteo de semillas recuperadas, en el análisis, debido a que no contribuyen al banco de semillas.

c. Porcentaje de recuperación

En general, la recuperación de las semillas parece ser favorecida por las cubiertas externas de la semilla de *P. pallida*, otras especies como *Pistacia lentiscus*, una arbustiva de 4 mm más pequeña que *P. pallida* de 6 mm, no sobrevive al ser consumida por cabras (Mancilla-Leytón et al., 2015), posiblemente debido a que tiene una sola cubierta y menor densidad. El porcentaje de recuperación de semillas en condiciones de alimentación experimental, fue mayor en venados (9.3%) que en cabras (3.6%), siendo cercano estos valores a otras especies de *Prosopis*, ingeridas por cabras, un 7% para *P. juliflora* (Alvarez et al., 2016), y 3% *P. flexuosa* (Campagna, 2018). Los resultados sugieren que existen diferencias en la intensidad de la masticación y remasticación (durante la rumia) entre estas especies de rumiantes. Los venados cola blanca además de ser silvestres, no viven en manadas e invierten gran parte de su tiempo en vigilancia, para no ser depredados, por lo que posiblemente no priorizan la masticación, algo que se observó al alimentarlos experimentalmente con frutos, ya que los tragaron muy rápidamente; por otra parte las cabras en condición domesticadas, y organización en manada ingieren y mastican pacientemente los frutos. Otro factor determinante es que los venados cola blanca, como CS (selectores), tienen un rápido pasaje intestinal, y consecuentemente menor tiempo de remasticación en la rumia, respecto a las cabras IM (intermediarias) (Hofmann, 1989), lo que podría explicar en conjunto una mejor recuperación de semillas en los venados. Estos resultados concuerdan con lo reportado por Campagna (2018), para *P. flexuosa* en la que las vacas (GR: pastoreadores), tienen un mayor retención y porcentaje de recuperación de semillas que las cabras (IM: intermedias).

4.2. Patrón temporal de defecación Ex situ

4.2.1. Patrón temporal de defecación

El pico de defecación de semillas en venados, se registró entre las 36 y 48 horas, mientras que en las cabras se dio entre las 72 y 84 horas (Figura 25), señalando un mayor tiempo de retención de semillas en cabras que en venados. Las diferencias encontradas se explican por los patrones de paso intestinal en los tipos de rumiantes descritos por Hofmann (1989), en el cual los venados cola blanca (CS) tienen un rápido pasaje intestinal en el rumen y cierto retraso en el ciego-colón a fin de compensar la baja fermentación del rumen; mientras que las cabras (IM) hacen más lento el paso en el rumen y más rápido en el ciego-colón. El pico más temprano en la defecación de semillas por cabras, se puede registrar con semillas más pequeñas. En estudios similares el pico en cabras se reporta entre las 24 y 48 horas para semillas hasta tres veces más pequeñas que *P. pallida* (Mancilla-Leytón et al., 2011). La evidencia indicaría que las semillas pequeñas se evacúan del tracto digestivo con mayor velocidad, siendo otro factor importante a considerar para no extrapolar estos hallazgos hacia otras especies forestales dispersadas.

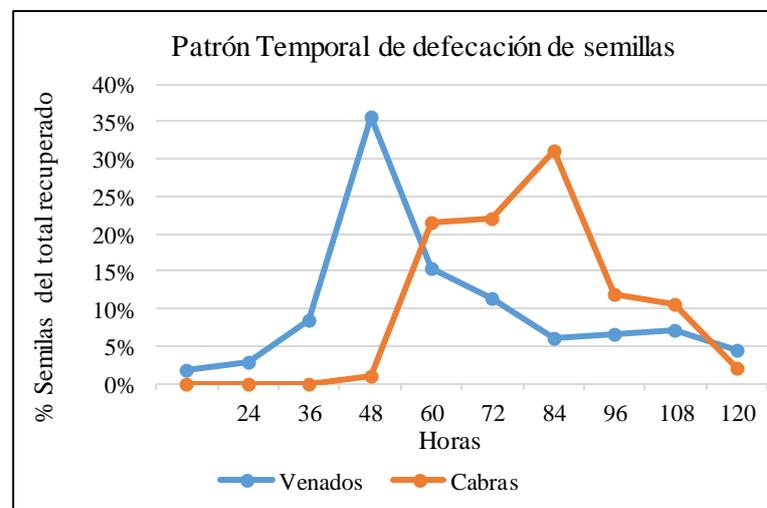


Figura 25: Patrón temporal de defecación de semillas

4.3. Dinámica de la germinación

4.3.1. Curvas de germinación

El tratamiento control cero (T0, semillas sin escarificar), describió un comportamiento, casi lineal, mostrando una germinación sostenida en el tiempo. Por otro lado el tratamiento control positivo (T+, Semillas escarificadas con lija) tuvo la mayor tasa de crecimiento m,

alcanzando rápidamente la asíntota, demostrando la alta viabilidad de las semillas usadas en los ensayos. Los tratamientos in situ de escarificación por cabras y cabritos tuvieron un crecimiento durante el primer tercio del periodo de evaluación, mientras que los tratamientos ex situ tuvieron su crecimiento durante la primera mitad. La variación entre las tasas de crecimiento indica el efecto diferencial de escarificación biológica por herbívoros sobre la germinación (Figura 27). Los parámetros calculados para cada función (tratamiento), según la ecuación Morgan Merfed Flodin, se describen en la Tabla 6. Los parámetros son: A (asíntota de la función máxima de germinación), B (parámetro para punto de inflexión) y m (la tasa de crecimiento), para todos los tratamientos se alcanzó un excelente ajuste entre los valores predichos por el modelo y los observado en cada tratamiento (Figura 27).

Tabla 6: Parámetros para predicción de la dinámica de germinación de semillas de *Prosopis pallida* de acuerdo al modelo Morgan Mercer Flodin

Tratamiento	A	B	m	Ajuste del modelo (R ²)	Germinación Final (90 días)
Control Cero	1.49	81.31	0.99	0.90	0.76
Control positivo	0.99	45.91	5.74	0.99	0.99
Cabras IS	0.61	37.13	1.27	0.91	0.56
Cabritos IS	0.60	10.58	1.09	0.63	0.56
Cabras ES	1.00	215.63	1.65	0.96	0.82
Venados ES	1.06	31.24	1.07	0.93	0.88

4.3.2. Porcentaje de Germinación

Se encontraron diferencias significativas en el porcentaje de germinación acumulada al día 7 de evaluación (F test, p valor < 0.0001). El tratamiento control positivo (T+), alcanzó 99% en los primeros cuatro días, lo que indica alta viabilidad de las semillas, solo limitada por la dormancia física de las semillas de *P. pallida*. Las semillas escarificadas por cabritos superaron al control, (Figura 28) mientras que las semillas escarificadas por cabras in situ, cabras ex situ y por venados tuvieron similar porcentaje de germinación que las no escarificadas (T0), lo que indica una baja influencia de la escarificación durante la primera semana para estos tratamientos. A los 15 días, los mejores porcentajes de germinación son alcanzados por los tratamientos venados y cabritos, respecto al T0 (F test, p valor < 0.0001). A los 30 días de evaluación los tratamientos de cabras ex situ y venados ex situ, alcanzan similares porcentajes de germinación y son superiores al T0 (semillas sin escarificar) y el resto de tratamientos de escarificación biológica (F test, p valor < 0.0001).

Las diferencias encontradas en los tratamientos sugieren que la germinación temprana estaría asociada, a la intensidad de escarificación principalmente. Al igual que la escarificación mecánica (T+), la escarificación ácida es un tratamiento conocido para la ruptura de la *dormancia en P. pallida* (Alvarez et al., 2016), este medio ácido es el que encuentran las semillas al atravesar el abomaso de los rumiantes donde se produce HCl. La producción de HCl es mayor en monogástricos y rumiantes en desarrollo (cabritos), seguido de los rumiante selector (venados), rumiante de alimentación intermedia (cabras) y finalmente los rumiantes pastoreadores (Vacas) (Hofmann, 1989). Esta gradiente en la producción de HCl, corresponde con la germinación temprana de *P. pallida*, favorecida, primero por cabritos, luego por venados y finalmente por las cabras. Una tendencia similar encuentra Alvarez et al (2016), en la escarificación biológica de *P. juliflora*, las semillas escarificadas por cabras alcanzaron un mayor porcentaje de germinación en un periodo de 7 y 15 días.

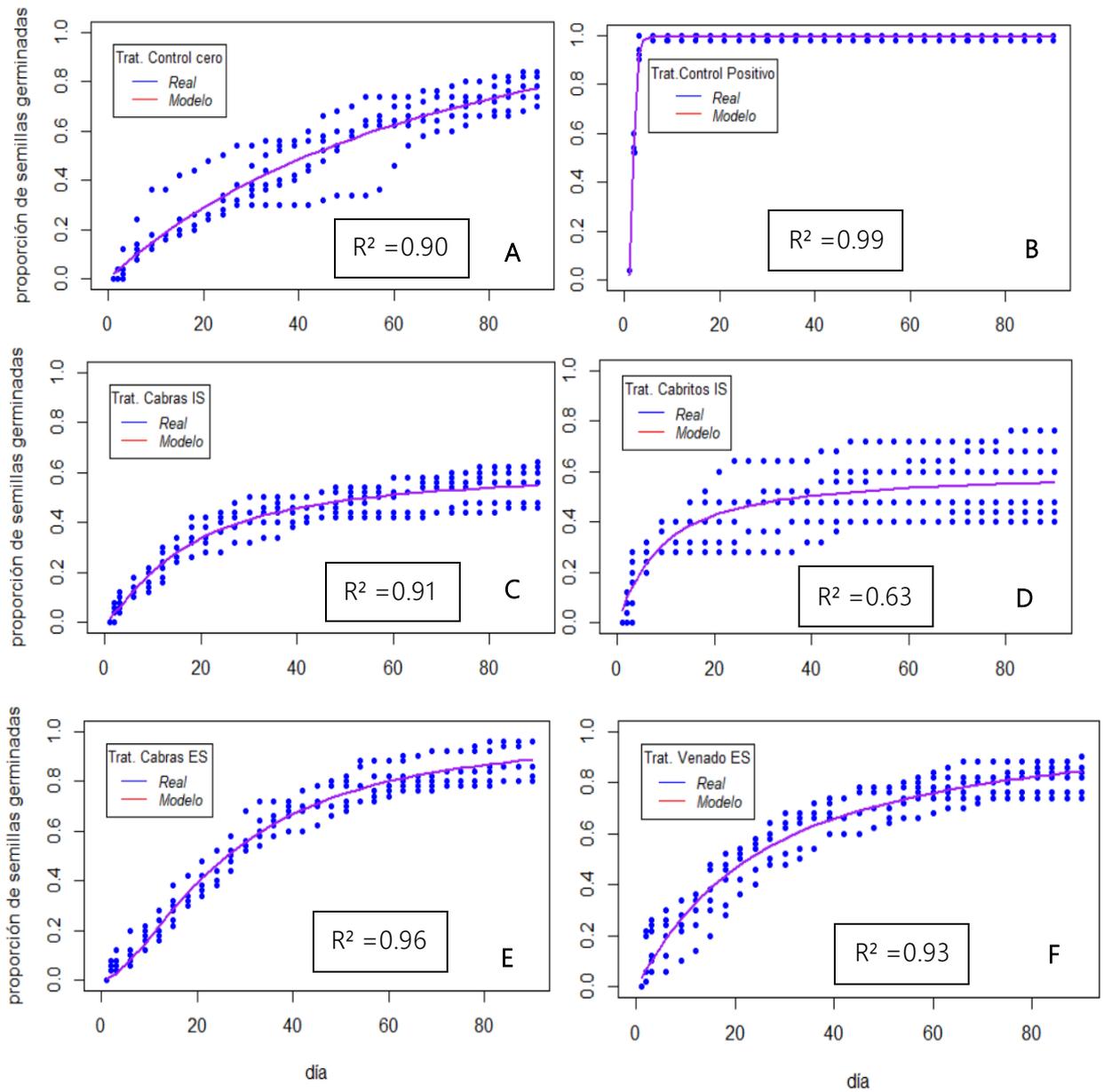


Figura 26: Ajuste de las curvas generadas por modelo (línea roja) y valores reales de los tratamientos (línea azul) para los seis tratamientos de escarificación

Nota: A: Control cero (sin escarificación), B: control positivo (escarificación mecánica con lija), C: Cabras In Situ, D: Cabritos In Situ, E: Cabras Ex Sitio y F: Venados Ex Sitio.

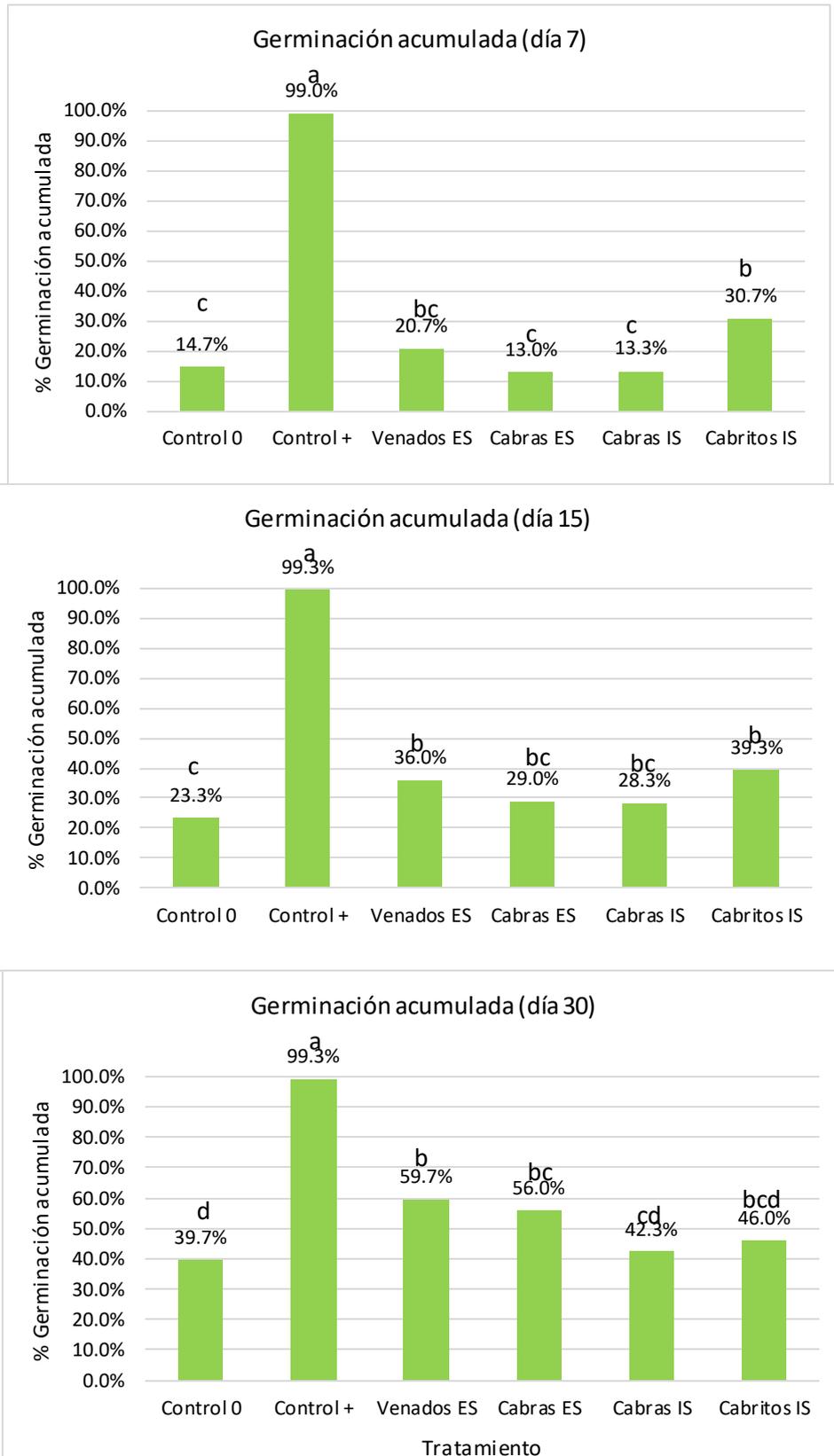


Figura 27: Germinación acumulada de *P. pallida* a los días 7, 15 y 30

La evaluación continuó hasta el día 90, para caracterizar el comportamiento de la germinación en un periodo equivalente a una estación de lluvias. Se encontró que solo la escarificación por venados (Venados ES) y cabras (Cabras EX) alimentados experimentalmente, son similares al control (Control 0). La escarificación por cabritos y cabras in situ se mantuvieron por debajo del resto de los tratamientos (Ftest, p valor < 0.0001). Las semillas escarificadas por cabras in situ y cabras ex situ alcanzan porcentajes similares de germinación hasta los 7, 15 y 30 días, sin embargo a los 90 días difieren estadísticamente, lo que indica que la composición del grupo de semillas recuperado puede variar dependiendo del ritmo de alimentación, pues ex situ ingirieron los frutos por única vez, mientras ex situ, las ingerían diariamente.

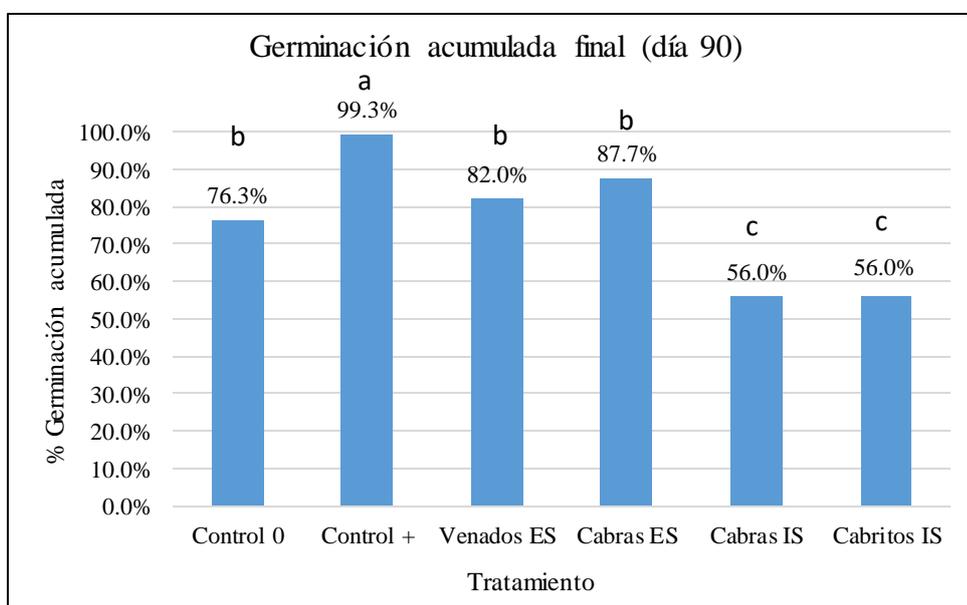


Figura 28: Germinación acumulada al día 90

Tabla 7: Capacidad germinativa de semillas de *P.pallida*

Tratamiento	Germinación acumulada (%)			
	Día 7	Día 15	Día 30	Día 90
Control 0	14.7±2.9 (c)	23.3±3.9 (c)	39.7±3.6 (d)	76.3±2.4 (b)
Control positivo	99±0.4 (a)	99.3±0.4 (a)	99.3±0.4 (a)	99.3±0.4 (a)
Venados Ex situ	20.7±3.1 (bc)	36±4.3 (b)	59.7±3.2 (b)	82±2.5 (b)
Cabras Ex Situ	13±2 (c)	29±2.4 (bc)	56±2.5 (bc)	87.7±2.8 (b)
Cabras In situ	13.3±1.1 (c)	28.3±1.5 (bc)	42.3±2.4 (cd)	56±3.1 (c)
Cabritos In situ	30.7±2 (b)	39.3±3.3 (b)	46±5.1 (bcd)	56±5.8 (c)

4.3.3. Velocidad de germinación

El tiempo necesario para alcanzar el 25% de germinación fue significativamente superior en cabritos, respecto al control cero, sin escarificación (P -value = 0.004205). Para este mismo porcentaje de germinación no hubo diferencias significativas entre tratamientos de escarificación biológica. Estas diferencias se mantuvieron en para el T30 (p-value = 0.03641), pero cuando evaluamos el T40 no se encontraron diferencias significativas en ninguno de los tratamientos (p-value = 0.06897). Se excluyeron los datos del control positivo, debido a que la germinación fue muy veloz, que en menos de 4 días se alcanzó el 99% de germinación y no se pudo registrar el momento exacto para el 25, 30 o 40%.

La evidencia estadística indica que la escarificación biológica realizada in situ por cabritos, incrementa significativamente la velocidad de germinación hasta alcanzar el 25 y 30% del porcentaje de germinación. El tiempo necesario para alcanzar un 40% de germinación en todos los tratamientos de escarificación biológica son comparables al control sin escarificación.

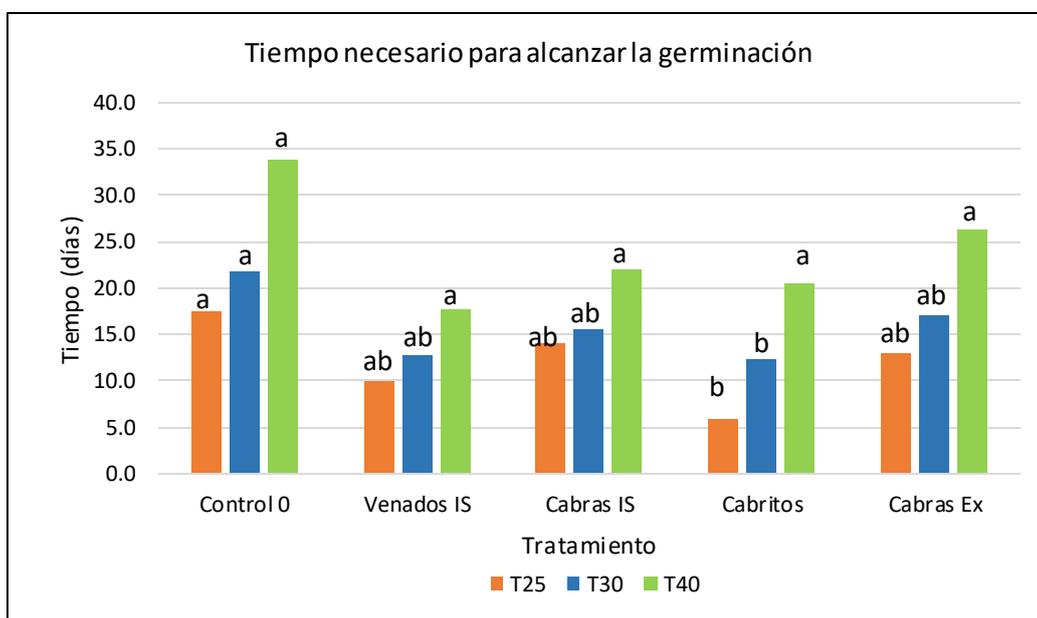


Figura 29: Tiempo necesario para alcanzar el 25, 30 y 40 % de la germinación

Las diferencias en los porcentajes de germinación acumulados y la velocidad de germinación, concuerdan la fisiología de los tipos de rumiantes, los venados cola blanca, de tipo alimentario selector (CS), y tienen una mayor producción de ácido clorhídrico

(HCl), respecto a los intermediarios (IM) (Hofmann, 1989). Una mayor concentración de HCl causaría un mayor efecto en ruptura de la dormancia física, al remover la capa exterior, serosa e hidrofóbica y generar grietas que favorecen la imbibición (Alvarez et al., 2016). La diferencias encontradas entre cabras y cabritos son de la misma naturaleza, ya que en el desarrollo temprano de los rumiantes, estos tiene un estomago más parecido a los mono gástricos, con alta producción de HCl. Se puede sugerir entonces que las similitudes en escarificación entre venados y cabras se deban a las mayores cantidades de HCl que producen durante la digestión respecto a las cabras adultas.

4.4. Implicancias para la conservación de los bosques secos

4.4.1. Recuperación y patrón temporal de defecación de semillas

Respecto a la recuperación de semillas conocemos ahora que para la misma cantidad de semillas cosechada (ingerida) por cabras y venados, se obtiene un 2.6 veces más semillas en heces de venados que en cabras (9.3% vs 3.6 %). En un rebaño de cabras, esperaríamos encontrar el doble de cantidad de semillas en heces de cabras adultas que de cabritos. El mayor tiempo de retención de semillas por las cabras permitiría aportar gran cantidad de semillas poco más de 3 días después de la ingestión de frutos de algarrobo. Es importante considerar que antes de la ingestión, existe otro cuello de botella, la infestación por brúquidos, que tiene un efecto dramático, causando pérdidas de hasta 43% de las semillas en solo un mes de recolección. Este facto debe tomarse en cuenta especialmente durante el almacenamiento para la época seca y para calcular el aporte al banco de semillas a través de heces en programas de restauración. Hay que precisar que si bien el porcentaje de recuperación es relativamente pequeña, la abundancia de semillas en el banco del suelo, dependerá de la cantidad total ingerida, que a su vez dependerá de la disponibilidad de frutos en el suelo tras la caída de estos. Considerando una producción promedio de entre 100 a 120 kg de frutos por hectárea (Arroyo, 1998), podríamos estimar que tras el consumo de frutos en el pastoreo al interior del bosque se podría aportar aproximadamente entre 7100 a 8500 semillas por hectárea, equivalente a 60 a 70 semillas por cada árbol en un algarrobal denso y maduro.

4.4.2. Germinación

Durante la germinación temprana venados y cabritos mejoran la capacidad germinativa de las semillas de algarrobo, lo que significaría una ventaja competitiva para las plántulas que generan. La escarificación biológica experimental por cabras y venados incrementan los porcentajes de germinación acumulada en el primer mes, lo que indica un aporte al banco con semillas escarificadas. Respecto a los rebaños de ganado caprino, la proporción de semillas que se recupera en heces de cabritos, equivalente a casi la mitad de lo recuperado en corrales de cabras, pero es compensada con una mayor velocidad de germinación durante la etapa temprana (7 días). De esta manera las semillas depositadas en el bosque pueden contar con una estrategia combinada de recuperación (cantidad) y velocidad de germinación (calidad), que permitiría un rápido establecimiento en la primera semana y una germinación sostenida hasta el primer mes de lluvias. Esta población de plántulas podrían aprovechar exitosamente los recursos de agua y nutrientes para ser dominantes sobre plántulas más tardías.

Aun cuando la recuperación de semillas en heces de cabras es inferior a la del venado, está puede ser compensada por el uso intensivo realizado en rebaños, en el que gran cantidad de semillas puede ser liberada y defecada a partir de los frutos ingeridos. El rebaño caprino como unidad aporta una estrategia de velocidad diferenciada que permitiría adaptarse a sequías cortas habituales en el bosque seco (Blain & Kellman, 1991), para el establecimiento en los primeros 30 días. La retención comparativamente larga en cabras (pico de 72 hrs vs 48 de venados), posibilitaría un rango de manejo de 3 días para movilizar rebaños y la incorporación de semillas encapsuladas en heces, en áreas degradadas objetivo.

V. CONCLUSIONES

- La recuperación de semillas al pastoreo es menor en cabritos, 50% de lo recuperado en cabras. En condiciones experimentales es relativamente pequeña en términos porcentuales, 9.3 % para venados y 3.6 % en cabras, debido al tamaño de la semilla, sin embargo es superior a otras especies arbustivas y arbóreas de similar tamaño donde incluso no se recupera ninguna. Esta recuperación es numéricamente abundante, y equivale a 8500 semillas por hectárea en un algarrobal denso.
- Los patrones de defecación de semillas muestran un mayor tiempo de retención en cabras indicado por un pico de 84 horas versus 48 en venados, y concuerdan con las diferencias fisiológicas de los tipos alimentarios en rumiantes.
- La escarificación realizada por cabras y venados ex situ favorece la capacidad germinativa de *P. pallida*, en venados es superior durante los primeros 15 días de la germinación, y comparable con las cabras a los 30 días. In situ las cabras y cabritos mantienen la capacidad germinativa hasta el día 30, y los cabritos mejoran la velocidad de germinación respecto al control sin escarificación.

VI. RECOMENDACIONES

- Se recomienda realizar evaluaciones para determinar la pérdida de semillas por germinación temprana en heces (semillas negras), ya que afecta directamente el stock en el banco de semillas del suelo.
- Se precisa conocer el impacto de la infestación por brúquidos, sobre la pérdida de semillas durante la caída de frutos, almacenamiento y alimentación, ya que según nuestras observaciones este impacto puede causar pérdidas de 40% en menos de un mes de colección.
- Realizar experimentos de liberación, pasaje y escarificación biológica de semillas, bajo alimentación constante (diaria), ya que de acuerdo al contraste de nuestros resultados, la dinámica de pasaje e intensidad de escarificación se puede ver afectada por el paso continuo de semillas.
- Existe una urgente necesidad por conocer los momentos críticos en el desarrollo de las plántulas de algarrobo en el bosque seco, esta información que permita emplear con mayor efectividad los resultados de esta investigación en proyectos de restauración.

VII. BIBLIOGRAFÍA

- Alvarez, M., Leparmarai, P., Heller, G., & Becker, M. (2016). Recovery and germination of *Prosopis juliflora* (Sw.) DC seeds after ingestion by goats and cattle. *Arid Land Research and Management*, 0(0), 1–10. <https://doi.org/10.1080/15324982.2016.1234521>
- Alvarez, M., Leparmarai, P., Heller, G., & Becker, M. (2017). Recovery and germination of *Prosopis juliflora* (Sw.) DC seeds after ingestion by goats and cattle. *Arid Land Research and Management*, 31(1), 71–80. <https://doi.org/10.1080/15324982.2016.1234521>
- Arroyo, A. J. (1998). *Consideraciones ecológicas y socio económicas de la regeneración natural del algarrobo (Prosopis pallida) en el valle de Olmos (Lambayeque - Perú)*. Universidad Nacional Agraria La Molina.
- Baker, R. H. (1984). *Origin, classification and distribution. White-tailed deer: ecology and management*.
- Baskin, C. C., & Baskin, J. M. (2014). Germination Ecology of Seeds with Physical Dormancy. In *Seeds*. <https://doi.org/10.1016/b978-0-12-416677-6.00006-8>
- Baumont, R., & Deswysen, A. (1991). Mélange et propulsion du contenu du réticulo-rumen. *Reproduction Nutrition Développement*, 31(4), 335–359. <https://doi.org/10.1051/rnd:19910401>
- Bewley, J. D. (1997). Seed Germination and Dormancy. *The Plant Cell*, 9(July), 1056–1066.
- Bewley, J. D., Bradford, K., & Hilhorst, H. (2012). *Seeds: physiology of development, germination and dormancy*. Springer Science & Business Media.
- Bewley, J. D., Bradford, K. J., Hilhorst, H. W. M., & Nonogaki, H. (2013). Germination. In *Seeds: Physiology of Development, Germination and Dormancy, 3rd Edition* (Vol. 9781461446, pp. 1–392). <https://doi.org/10.1007/978-1-4614-4693-4>
- Blain, D., & Kellman, M. (1991). The effect of water supply on tree seed germination and seedling survival in a tropical seasonal forest in Veracruz, Mexico. *Journal of Tropical Ecology*, 7(1), 69–83. <https://doi.org/10.1017/S0266467400005101>

- Bullock, S. H., Mooney, H. A., & Medina, E. (1995). *Introduction* (S. H. Bullock, H. A. Mooney, & E. Medina (Eds.)).
- Burghardt, A. D., Brizuela, M. M., Mom, M. P., Alban, L., & Palacios, R. A. (2010). Análisis numérico de las especies de *Prosopis* L. (Fabaceae) de las costas de Perú y Ecuador. Numerical analysis of *Prosopis* L. (Fabaceae) species from the coasts of Introducción Material estudiado. - Se realizó un viaje de colección desde. *Revsita Peruana de Biología*, 17(3), 317–323.
- Burkart, A. (1976). A monograph of the genus *Prosopis* (Leguminosae subfam. Mimosoideae). Catalogue of the recognized species of *Prosopis*. *Journal of the Arnold Arboretum*, 57(4), 450–525.
- Campagna, M. S. (2018). *Rol del ganado doméstico en la dispersión de semillas de Prosopis flexuosa* (Issue June). Universidad Nacional de Cuyo.
- Campos, C. M. (1997). Utilización de recursos alimentarios por mamíferos medianos y pequeños del desierto del Monte. *Iadiza*, November 1997, 183.
- Campos, C. M., & Ojeda, R. A. (1997). Dispersal and germination of *Prosopis flexuosa* (Fabaceae) seeds by desert mammals in Argentina. *Journal of Arid Environments*, 35(4), 707–714. <https://doi.org/10.1006/jare.1996.0196>
- Campos, C. M., Peco, B., Campos, V. E., Malo, J. E., Giannoni, S. M., & Suárez, F. (2008). Endozoochory by native and exotic herbivores in dry areas: Consequences for germination and survival of *Prosopis* seeds. *Seed Science Research*, 18(2), 91–100. <https://doi.org/10.1017/S0960258508940344>
- Campos, C. M., & Vélez, S. (2015). Almacenadores y frugívoros oportunistas: el papel de los mamíferos en la dispersión del algarrobo (*Prosopis flexuosa* DC) en el desierto del Monte, Argentina. *Revista Ecosistemas*, 24(3), 28–34.
- CCPTP. (2016). *Club de Caza, Pesca y Turismo Piura*.
- Chandler, L. E. (2015). *Prosopis pallida*, Federal noxious weed disseminules of the U.S., Edition 2.2. California Department of Food and Agriculture, and USDA APHIS Identification Technology Program. Scher, J. L., D. S. Walters, and A.J. Redford. <http://idtools.org/id/fnw>
- Clauss, M., & Hofmann, R. R. (2010). The digestive system of ruminants and peculiarities of (wild) cattle. In *Ecology, Evolution and Behaviour of Wild Cattle* (Vol. 48, Issue 04, pp. 57–62). <https://doi.org/10.5860/choice.48-1788>
- Cossíos, E. D. (2005). *Dispersión y variación de la capacidad de germinación de semillas ingeridas por el zorro costero (Lycalopex sechurae) en el Santuario Histórico Bosque*

de Pómac, Lambayeque.

- Cosyns, E., Claerbout, S., Lamoot, I., & Hoffmann, M. (2005). Endozoochorous seed dispersal by cattle and horse in a spatially heterogeneous landscape. *Plant Ecology*, 178(2), 149–162. <https://doi.org/10.1007/s11258-004-2846-3>
- Cuentas Romero, M. A. (2015). *Revalorizando el bosque seco de algarrobo.*
- D'Aubeterre, R., Principal, J., & García, J. (2002). Effect of different scarification methods on the germination of three species of the Prosopis Genera. *Revista Científica*, 7(2), 575–577.
- Fenner, M. K., & Tompson, K. (2005). *The Ecology of Seeds.* Cambridge University Press.
- Ferreira, R. (1983). Los tipos de vegetación de la costa peruana. *Anales Del Jardín Botánico de Madrid*, 40(1), 241–256. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=2974704>
- Florez, A., Malpartida, E., & San Martín, F. (1992). *Manual de Forrajes para Zonas Áridas y Semi-Aridas Andinas* (A. Florez (Ed.)). Red de Rumiantes Menores (RERUMEN).
- García-sánchez, R., Camargo-ricalde, S. L., & García-moya, E. (2012). Prosopis laevigata and Mimosa biuncifera (Leguminosae), jointly influence plant diversity and soil fertility of a Mexican semiarid ecosystem. *Revista de Biología Tropical*, 60(March), 87–103.
- Germination Ecology of Seeds with Morphophysiological Dormancy.* (2014). 119–143. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-416677-6.00005-6>
- Golte, J. (n.d.). *Los recolectores de caracoles en la cultura Moche (Perú).* 355–370.
- Gunn, C. R. (1986). *Fruits and Seeds of G,enerain the Subfamily Mimosoideae (Fabaceae)* (Agricultural Research Service (Ed.)). <http://ageconsearch.umn.edu/record/157649/files/tb1681.pdf>
- Herrera, C. M. (2002). Seed dispersal by vertebrates. In *Plant–animal interactions: an evolutionary approach* (pp. 185–208).
- Herrera, C. M., Jordano, P., Lopez-Soria, L., & Amat, J. A. (1994). Recruitment of a Mast-Fruiting Bird-Dispersed Tree: Bridging Frugivore Activity and Seedling Establishment. *Ecological Monographs*, 64(3), 315–344.
- Herrera, C. M., & Pellmyr, O. (2002). *Plant-animal Interactions:An Evolutionary Approach.*
- Hofmann, R. R. (1989). Evolutionary steps of ecophysiological adaptation and diversification of ruminants: a comparative view of their digestive system. *Oecologia*, 78(4), 443–457. <https://doi.org/10.1007/BF00378733>
- Hofmann, R. R., Streich, W. J., Fickel, J., Hummel, J., & Clauss, M. (2008). Convergent

- Evolution in Feeding Types: Salivary Gland Mass Differences in Wild Ruminant Species. *Journal of Morphology*, 269(2), 240–257. <https://doi.org/10.1002/jmor>
- Honu, Y. A. K., & Dang, Q. L. (2002). Spatial distribution and species composition of tree seeds and seedlings under the canopy of the shrub, *Chromolaena odorata* Linn., in Ghana. *Forest Ecology and Management*, 164(1–3), 185–196. [https://doi.org/10.1016/S0378-1127\(01\)00593-X](https://doi.org/10.1016/S0378-1127(01)00593-X)
- Howe, H. F., & Smallwood, J. (1982). Ecology of Seed Dispersal. *Ecology Systems*, 13(1), 201–228.
- Ilius, A. W., & Gordon, I. J. (1992). Modelling the nutritional ecology of ungulate herbivores: evolution of body size and competitive interactions. *Oecologia*, 89(3), 428–434. <https://doi.org/10.1007/BF00317422>
- INEI. (2012). *IV Censo Nacional Agropecuario*.
- Instituto Nacional de Recursos Naturales (INRENA). (1996). *Guía explicativa del mapa forestal 1995*.
- Janzen, D. H. (1970). Herbivores and the Number of Tree Species in Tropical Forest. *American Naturalist*, 104(940), 501–528.
- Janzen, D. H. (1984). Dispersal of small seeds by big herbivores: foliage is the fruit. *The American Naturalist*, 123(3), 338–353.
- Jayasuriya, K. G., Baskin, J. M., Geneve, R. L., & Baskin, C. C. (2009). A proposed mechanism for physical dormancy break in seeds of *Ipomoea lacunosa* (Convolvulaceae). *Annals of Botany*, 103(3), 433–445. <https://doi.org/10.1093/aob/mcn240>
- Jordano, P. (2014). Fruits and Frugivory. In R. S. Gallager (Ed.), *Seeds: the ecology of regeneration in plant communities* (3rd ed., pp. 125–166).
- Kingsolver, J. M., Johnson, C. D., Swier, S. R., & Teran, A. (1977). *Prosopis* fruits as a resource for invertebrates (B. B. Simpson (Ed.); pp. 108–122).
- Lieberman, D., & Li, M. (1992). Seedling Recruitment Patterns in a Tropical Dry Forest in Ghana Seedling recruitment patterns in a tropical dry forest in Ghana. *Journal of Vegetation Science*, 3(3), 375–382.
- Linares-Palomino, R. (2002). *A floristic and phytogeographic analysis of peruvian seasonally dry tropical forests*. University of Edinburgh.
- Linares-Palomino, R. (2004). Los Bosques Tropicales Estacionalmente Secos: I. El concepto de los bosques secos en el Perú. *Arnaldoa*, 11(January 2004), 85–102.
- Llanos, M. E. (2017). *El papel principal del ganado caprino, en la distribución espacial*

- de la regeneración natural de los algarrobos en los bosques secos de llanura.* 1–14.
- Mancilla-Leytón, J. M., Fernández-Alés, R., & Vicente, A. M. (2011). Plant-ungulate interaction: Goat gut passage effect on survival and germination of Mediterranean shrub seeds. *Journal of Vegetation Science*, 22(6), 1031–1037. <https://doi.org/10.1111/j.1654-1103.2011.01325.x>
- Mancilla-Leytón, J. M., Fernández-Alés, R., & Vicente, A. M. (2015). *Efectividad cualitativa del ganado caprino en la dispersión de especies de frutos secos y carnosos.* 24(3), 22–27.
- Mandujano, S., Ya, C. A., Gonz, A., & Alejandro, P. (2013). *Habitat-population density relationship for the white-tailed deer *Odocoileus virginianus* during the dry season in a Pacific Mexican tropical dry.* <https://doi.org/10.1515/mammalia-2012-0038>
- Mansour, M., Wilhite, R., & Rowe, J. (2018). *Guide to Ruminant Anatomy: Dissection and Clinical Aspects.*
- Manzano, P., Malo, J. E., & Peco, B. (2005). Sheep gut passage and survival of Mediterranean shrub seeds. *Seed Science Research*, 15(1), 21–28. <https://doi.org/10.1079/SSR2004192>
- Marod, D., Kutintara, U., Tanaka, H., & Nakashizuka, T. (2002). The effects of drought and fire on seed and seedling dynamics in a tropical seasonal forest in Thailand. *Plant Ecology*, 161(1), 41–57. <https://doi.org/10.1023/A:1020372401313>
- Marone, L., & Horno, M. E. (1997). Seed reserves in the central Monte Desert, Argentina : implications for granivory. *Journal of Arid Environments* (, 36(4), 661–670.
- McLaren, K. P., & McDonald, M. A. (2003). The effects of moisture and shade on seed germination and seedling survival in a tropical dry forest in Jamaica. *Forest Ecology and Management*, 183(1–3), 61–75. [https://doi.org/10.1016/S0378-1127\(03\)00100-2](https://doi.org/10.1016/S0378-1127(03)00100-2)
- Meyer, R. E., Morton, H. L., Haas, R. H., Robison, E. D., & Riley, T. E. (1971). Morphology and anatomy of honey mesquite. *USDA Tech. Bull.*, 1423, 186.
- Milotic, T. (2017). *The fate of endozoochorously dispersed seeds* (Issue February). Ghent.
- Mom, M. P., Burgardt, A. D., Palacios, R. A., & Albán, L. (2002). Los algarrobos peruanos: *Prosopis pallida* y su delimitación. *Arnaldoa*, 9(1), 39–48.
- Mouissie, A. M., Van der veen, C., Veen, G., & Diggelen, Van, R. (2005). Ecological correlates of seed survival after ingestion by Fallow Deer. *Functional Ecology (Print)*, 19(2), 284–290. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2435.2005.00955.x>
- Myers, J. A., Vellend, M., & Gardescu, S. (2004). Seed dispersal by white-tailed deer: Implications for long-distance dispersal, invasion, and migration of plants in eastern

- North America. *Oecologia*, 139(1), 35–44. <https://doi.org/10.1007/s00442-003-1474-2>
- Nonogaki, H., Bassel, G. W., & Bewley, J. D. (2010). Germination-still a mystery. *Plant Science*, 179(6), 574–581. <https://doi.org/10.1016/j.plantsci.2010.02.010>
- Ortega-Baes, P., de Viana, M., & Saravia, M. (2001). The fate of *Prosopis ferox* seeds from unremoved pods at National Park Los Cardones. *Journal of Arid Environments*, 48(2), 185–190. <https://doi.org/10.1006/jare.2000.0630>
- Otivo, J. (2015). *Aportes para un manejo sostenible del ecosistema bosque tropical seco de Piura*. 67.
- Pakeman, R. J. A., & Small, J. L. (2009). Potential and realised contribution of endozoochory to seedling establishment. *Basic and Applied Ecology*, 10(7), 656–661. <https://doi.org/10.1016/j.baae.2009.03.007>
- Pakeman, R. J., Digneffe, G., & Small, J. L. (2002). Ecological correlates of endozoochory by herbivores. *Functional Ecology*, 16(3), 296–304. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2435.2002.00625.x>
- Peinetti, R., Pereyra, M., Kin, A., & Sosa, A. (1993). Effects of cattle ingestion on viability and germination rate of Calden (*Prosopis caldenia*) seeds. *Journal of Range Management*, 46(6), 483–486. <https://doi.org/10.2307/4002856>
- Pennington, R. T., Prado, D. E., Pendry, C. A., & Botanic, R. (2000). Neotropical seasonally dry forests and Quaternary vegetation changes. *Journal of Biogeography*, 27, 261–273.
- Perevolotsky, A. (1991). Goats or scapegoats - the overgrazing controversy in Piura, Peru. *Small Ruminant Research*, 6(3), 199–215. [https://doi.org/10.1016/0921-4488\(91\)90156-K](https://doi.org/10.1016/0921-4488(91)90156-K)
- Ramos-Font, M., González Rebollar, J., & Robles Cruz, A. (2015). Dispersión endozoócora de leguminosas silvestres: desde la recuperación hasta el establecimiento en campo. *Ecosistemas*, 24(3), 14–21. <https://doi.org/10.7818/ECOS.2015.24-3.03>
- Rivasplata, P. E. (2014). Cambios de paisajes de la costa norte peruana desde una perspectiva histórica y geográfica. *Historia 2.0*, 8.
- Rodríguez, A., Álvarez, R., & Uhlenbrock, M. (2005). Poverty and natural resource degradation: agropastoralism in the northern coast of Peru. *Zonas Áridas*, 9(1), 83–106.
- Rodríguez, A., Álvarez, R., & Uhlenbrock, M. (2005). Poverty and natural resource degradation: agropastoralism in the northern coast of Peru. **POVERTY AND**

NATURAL RESOURCE DEGRADATION : AGROPASTORALISM IN THE
NORTHERN COAST OF PERU. *Zonas Áridas*, September, 24.

- Rooney, T. P., & Waller, D. M. (2003). Direct and indirect effects of white-tailed deer in forest ecosystems. *Forest Ecology and Management*, 181(1–2), 165–176. [https://doi.org/10.1016/S0378-1127\(03\)00130-0](https://doi.org/10.1016/S0378-1127(03)00130-0)
- Sabogal, A. (2012). Migración o transhumancia: una forma de gestión sostenible de los recursos naturales en el Perú. *Espacio y Desarrollo*, 25(24), 17–25.
- Salah, O., & Yagi, S. (2011). Nutritional composition of *Prosopis chilensis* (Molina) Stuntz leaves and pods from Sudan. *African Journal of Food Science and Technology*, 2, 4.
- Samuels, I. A., & Levey, D. J. (2005). Effects of gut passage on seed germination: do experiments answer the questions they ask? *Functional Ecology*, 19(2), 365–368. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2435.2005.00973.x>
- Schupp, E. W., Jordano, P., & Gómez, J. M. (2010). Seed dispersal effectiveness a conceptual review. *New Phytologist*, 188(2), 333–353. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2010.03402.x>
- Shimada, A. (2003). *Nutrición animal* (Primera).
- Smith, W. P. (1991). *Odocoileus virginianus*. *MAMMALIAN SPECIES*, 388, 1–13.
- Soltani, E., Baskin, C. C., Baskin, J. M., Heshmati, S., & Mirfazeli, M. S. (2018). A meta-analysis of the effects of frugivory (endozoochory) on seed germination: role of seed size and kind of dormancy. *Plant Ecology*, 2019(11), 1283–1294. <https://doi.org/10.1007/s11258-018-0878-3>
- Soltani, E., Ghaderi-Far, F., Baskin, C. C., & Baskin, J. M. (2015). Problems with using mean germination time to calculate rate of seed germination. *Australian Journal of Botany*, 63(8), 631–635. <https://doi.org/10.1071/BT15133>
- Stiles, E. W. (2000). Animal as seed dispersers. In *The Ecology of Regeneration in Communities* (pp. 111–123).
- Tjørve, E. (2003). Shapes and functions of species – area curves: a review of possible models. *Journal of Biogeography*, 30(6), 827–835.
- Traveset, A. (1998). Effect of seed passage through vertebrate frugivores' guts on germination: A review. *Perspectives in Plant Ecology, Evolution and Systematics*, 1(2), 151–190. <https://doi.org/10.1078/1433-8319-00057>
- Traveset, A., Robertson, A. W., & Rodríguez-Pérez, J. (2007). A review on the role of endozoochory in seed germination. In *Seed dispersal: theory and its application in a changing world* (pp. 78–103).

- Van Klinken, R. D., & Goulier, J. (2013). Habitat-specific seed dormancy-release mechanisms in four legume species. *Seed Science Research*, 23(3), 181–188. <https://doi.org/10.1017/S0960258513000196>
- Van Soest, P. J. (1982). *Nutritional ecology of the ruminant*. O & B Books.
- Velez, S., Chacoff, N. P., & Campos, C. M. (2016). Seed predation and removal from faeces in a dry ecosystem. *Basic and Applied Ecology*, 17(2), 145–154. <https://doi.org/10.1016/j.baae.2015.09.002>
- Vieira, D. L. M., & Scariot, A. (2006). Principles of natural regeneration of tropical dry forests for restoration. *Restoration Ecology*, 14(1), 11–20. <https://doi.org/10.1111/j.1526-100X.2006.00100.x>
- Vilela, J. L. (2015). *COMPARATIVO DE TRATAMIENTOS PRE-GERMINATIVOS EN LA SEMILLA DEL ALGARROBO (Prosopis pallida H.B. Wild), EN EL VALLE DEL MEDIO PIURA*. Universidad Nacional de Piura.
- Wang, B. C., & Smith, T. B. (2002). Closing the seed dispersal loop. *Trends in Ecology and Evolution*, 17(8), 379–385. [https://doi.org/10.1016/S0169-5347\(02\)02541-7](https://doi.org/10.1016/S0169-5347(02)02541-7)

VIII. ANEXOS

Anexo 1: Disponibilidad de frutos en el bosque



Caída de frutos de algarrobo en bosque relicto



Caída de frutos de algarrobo en bosque relicto

Anexo 2: Ganado caprino manejado en el bosque



Cabras en el anexo de Belén – Chulucanas



Cabras en la comunidad de José Ignacio Távara- Chulucanas

Anexo 3: Acopio y comercialización de algarroba



Camión en acopio de cosecha de algarroba en el Anexo de Belén - Chulucanas



Cosecha de algarroba en el Anexo de Belén - Chulucanas

Anexo 4: Plántulas de algarrobo en corral de cabras



Anexo 5: Alimentación experimental (Ex Situ)

Cantidad de semillas ingeridas y recuperadas en los ensayos experimentales

			1000g fruto	
Rendimiento	#Sem/gfruto	2.14	2140	
	Rend(gsem/gfruto)	8.14%	2140	
				Por individuo
Total ofrecido (5 cabras)	frutos (g)	4701		940
	# semillas	10061		2012
Recuperado	# semillas	359		72
	%Recuperación	3.57%		
Total ofrecido (5 venados)	frutos (g)	2683		894
	# semillas	5741		1914
Recuperado	# semillas	536		179
	%Recuperación	9.34%		



Cabras alimentándose – GAM, UNALM



Venado alimentándose - Zoocriadero Venado Cola Blanca, PUCP

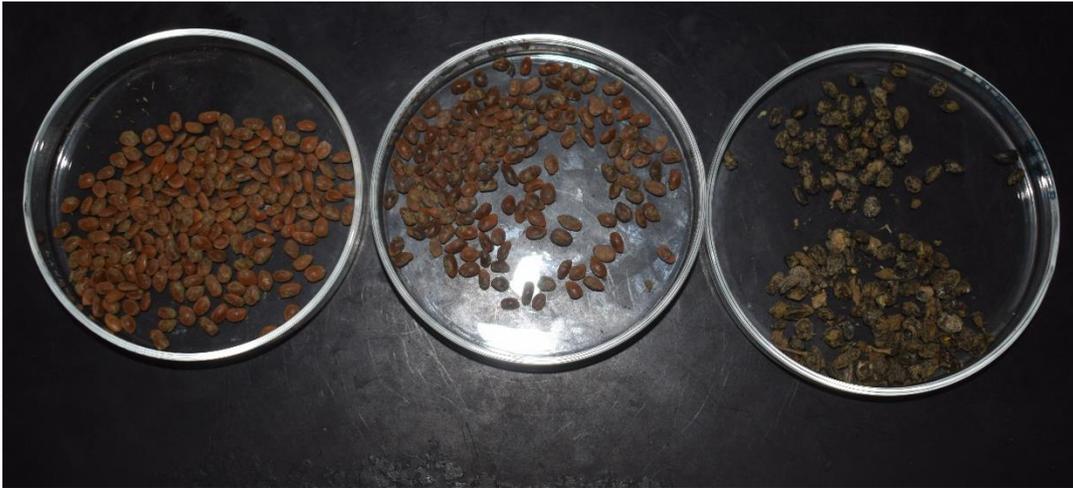
Anexo 6: Recuperación de semillas a partir de heces



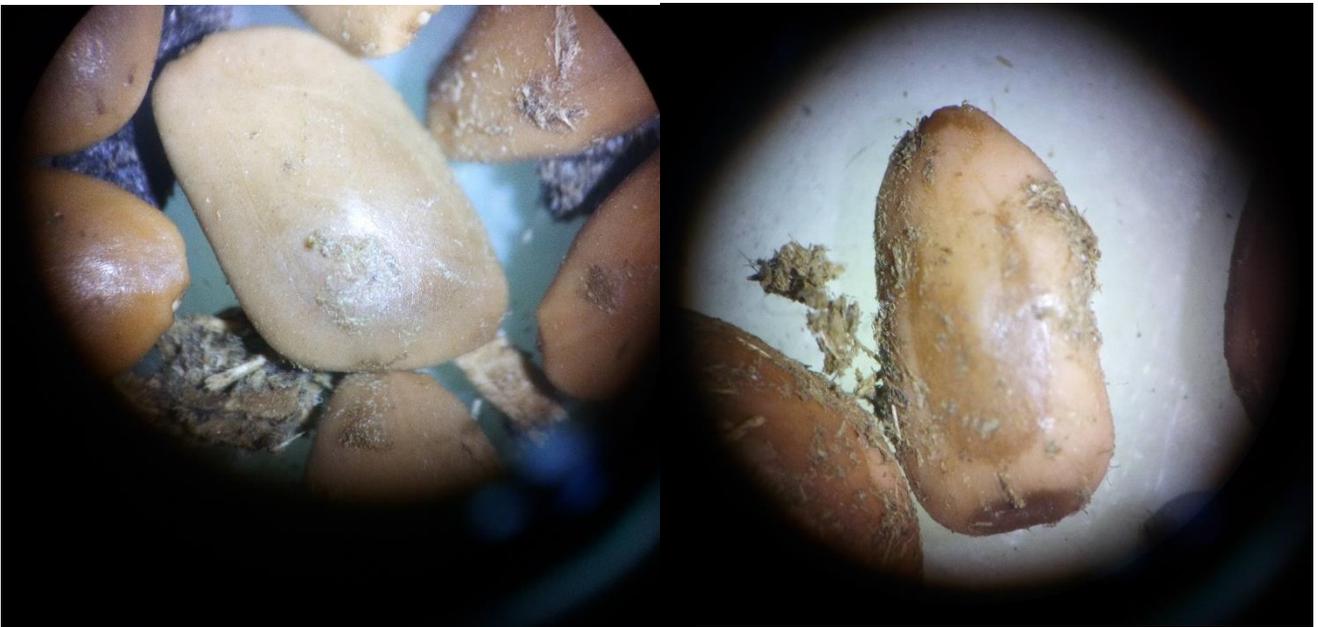
Semillas en heces desmenuzadas



Fragmentos de endocarpios perforados por bruquidos y semillas germinadas y semilla normal (heces de venado)



Semillas embebidas (negras) y no embebidas (coloración normal)



Residuos de heces en semillas recuperadas



Semilla que germino en las heces



Semilla que germino en las heces, con presencia de radícula

Anexo 7: Ensayos de germinación



Cámara de germinación KBWF 720



Cámara de germinación BINDER W760



Semilla embebida



Semilla con radícula

Anexo 8: Plántulas en desarrollo



Plántulas de algarrobo a los 10 días de edad, semillas recuperadas en excretas



Plántulas de algarrobo

Anexo 9: Comparación de medias para densidad de semillas en heces de cabras y cabritos

i) Supuesto de normalidad

Ambos grupos de datos tuvieron distribución normal, según el test de normalidad de Shapiro-Wilk y la gráfica QQplots, que relaciona la distribución de cuantiles teóricos y muestrados.

Salida en R:

```
> shapiro.test(snc)
      Shapiro-Wilk normality test
```

```
data: snc
```

```
W = 0.94053, p-value = 0.05275
```

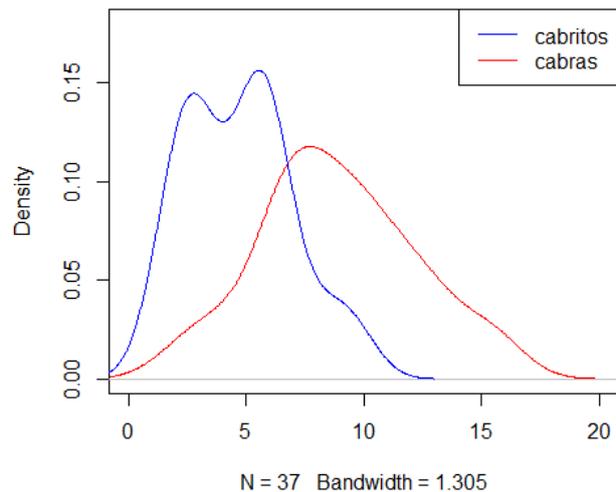
```
> shapiro.test(sna)
```

```
      Shapiro-Wilk normality test
```

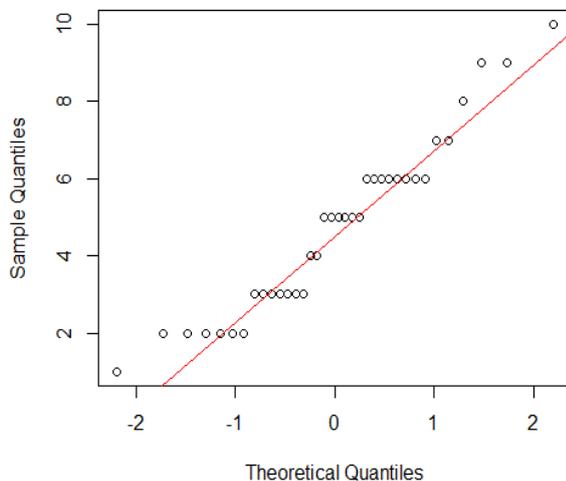
```
data: sna
```

```
W = 0.97977, p-value = 0.7235
```

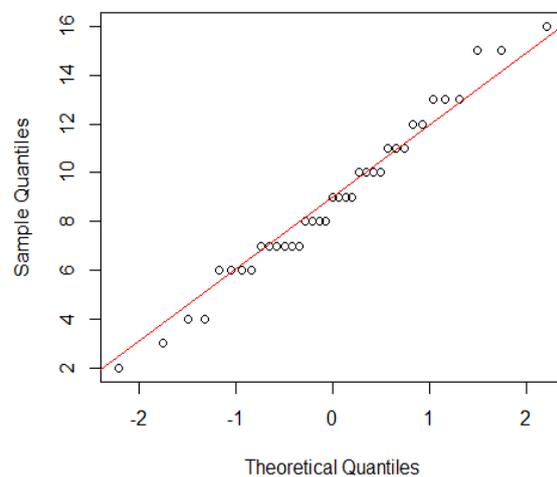
Densidad de semillas en heces



Diagnostico: semillas en heces de cabritos



Diagnostico: semillas en heces de cabras



ii) Homogeneidad de variancias

Se demostró que no existía homogeneidad de varianzas ($p = 0.02315$),

Salida en R:

```
Bartlett test of homogeneity of variances
```

```
data: list(snc, sna)
```

```
Bartlett's K-squared = 5.1571, df = 1, p-value = 0.02315
```

ii) Prueba de T de Welch para comparación de medias

Esta prueba se realiza cuando se cumple el supuesto de normalidad, pero no existe homogeneidad de varianzas, la densidad de semillas encontrada fue significativamente mayor en cabras adultas que en cabritos ($t = -6.2596$; $p\text{-value} < 0.0001$).

Salida en R:

Welch Two Sample t-test

data: snc and sna

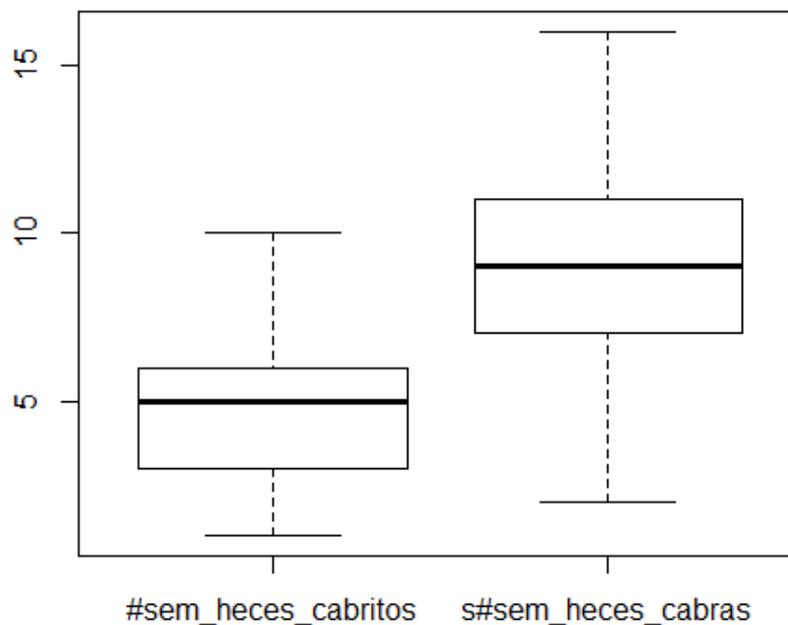
$t = -6.2596$, $df = 63.455$, $p\text{-value} = 3.732e-08$

alternative hypothesis: true difference in means is not equal to 0

95 percent confidence interval:

-5.500619 -2.838720sample estimates:

mean of x mean of y 4.722222 8.891892



Anexo 10: Comparación de medias para proporción de semillas normales y negras en heces cabras y cabritos

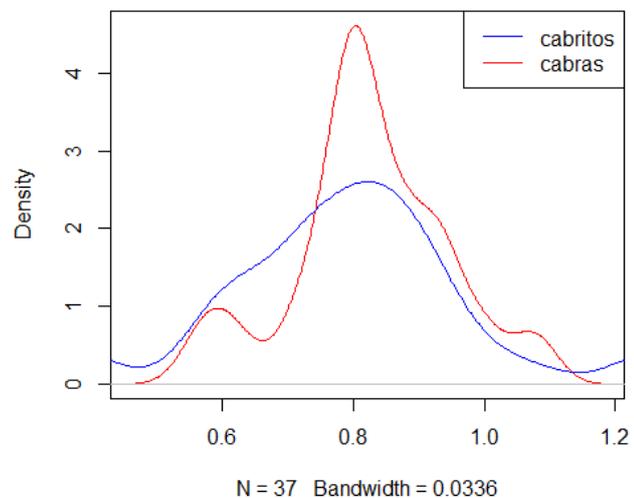
i) Supuesto de normalidad

Antes de someterse a la prueba de normalidad los datos de proporciones se transformaron mediante la raíz cuadrada del arco seno de cada valor en proporción, luego se procedió a verificar la normalidad de los datos. Ambos grupos de datos tuvieron distribución normal (p valor > 0.05), según el test de normalidad de Shapiro-Wilk y la gráfica QQplots

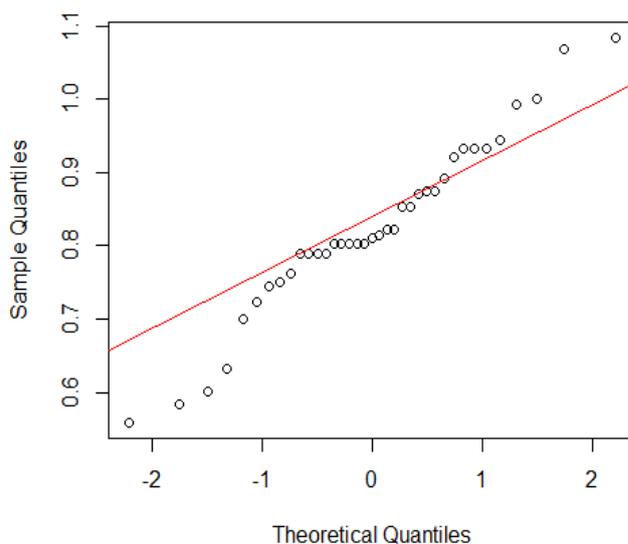
Salida en R:

```
> shapiro.test(noa)
      Shapiro-Wilk normality test
data:  noa
W = 0.9675, p-value = 0.3447
> shapiro.test(noc)
      Shapiro-Wilk normality test
data:  noc
W = 0.9544, p-value = 0.1438
```

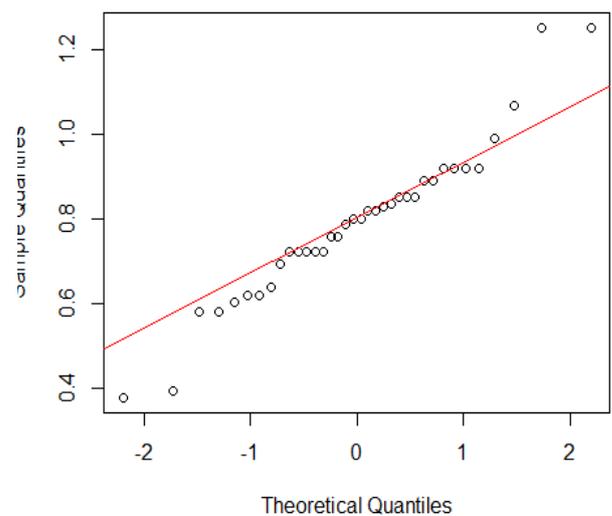
Proporción de semillas normales



Diag.cabras: proporción de semillas normales



Diag.cabritos: proporción de semillas normales



i) Homogeneidad de variancias

Se demostró que no existía homogeneidad de variancias ($p = 0.0113$)

Salida en R:

```
> bartlett.test(list(noc,noa)) #mejor opción si hay normalidad
```

Bartlett test of homogeneity of variances

data: list(noc, noa)

Bartlett's K-squared = 6.4442, df = 1, p-value = 0.01113

ii) Prueba de T de Welch para comparación de medias

Esta prueba se realiza cuando se cumple el supuesto de normalidad, pero no existe homogeneidad de variancias, de acuerdo con el análisis las diferencias entre proporciones no fueron significativas ($t = -0.85823$; $p\text{-value} = 0.3642$).

```
> t.test(noc,noa) #Welch Two Sample t-test /cuando no hay homogenidad de variancias
```

Welch Two Sample t-test

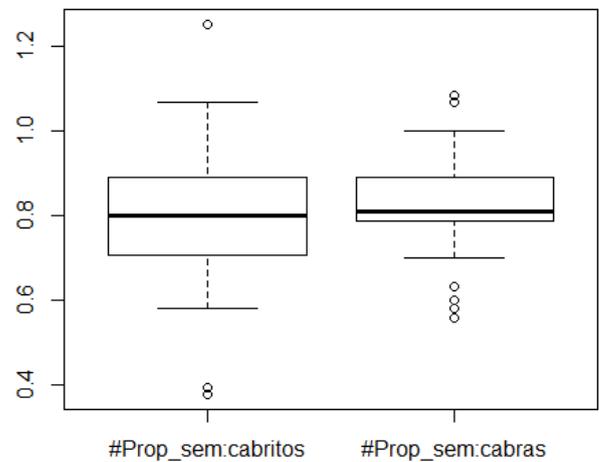
data: noc and noa

$t = -0.85823$, $df = 59.711$, $p\text{-value} = 0.3942$

alternative hypothesis: true difference in means is not equal to 0

95 percent confidence interval: -0.10530751
0.04207778

sample estimates: mean of x mean of y
0.7932500 0.8248649



Anexo 11: Algoritmo para modelamiento de dinámica germinativa en Software R

El algoritmo empleado calcula los coeficientes para el modelo Morgan Merced Flodin y predice los valores.

```
setwd(dirname(rstudioapi::getActiveDocumentContext()$path))

l1<- list.files(getwd(), full.names = T)

l1data<- read.csv(l1[1], sep = ";")

# install.packages("growthmodels")

# library(growthmodels)

# install.packages("minpack.lm")

#####_Para todos_los_tratamientos_#####

alpha = 60 #Asintota

gamma = 30 #Punto de inflección

m = 1.3 #Tasa de crecimiento

w0 = 0 #Valor a t=0

# Tratamientos_ Ka/kc/ccer/cpos/ce1/ce2/ve1/

tx <- data$ve1

dia <- data$dia

nls.morgantx <- minpack.lm::nlsLM(tx ~ (alpha*(dia^m))/(gamma + (dia^m)), data =
data, start = list(alpha = alpha, gamma = gamma, m = m), control = list(maxiter = 500))

nls.morgantx

coef(nls.morgantx)

summary(nls.morgantx)

# AIC(nls.morgantx$data)

growth.morgantx <- growthmodels::mmf(dia, alpha = coef(nls.morgantx)[["alpha"]],
w0 = w0, gamma = coef(nls.morgantx)[["gamma"]], m = coef(nls.morgantx)[["m"]])

#Plotear el modelo completo del TRATAMIENTO 0:90
```

```

plot(growth.morgantx, col="white", main="Germinación acumulada",
     xlab="día", ylab = "proporción de semillas germinadas", xlim=c(0, 90), ylim=c(0, 1),)

lines(growth.morgantx, col="red", lty=1) #solo para dibujar linea

lines(tx, col="blue", panel.first = grid(), lty=1)

legend(5, 0.9, legend=c("Real", "Modelo"),

      col = c("blue", "red"), lty=1:1, cex=0.8, title="Trat.Venados ES", text.font=3)

#Acumulando FUNCIONES DE LAS VARIABLES_ccer/cpos/ve1/ve2/ce1/ce2/ka/kc
mve1<-growth.morgantx
## Predict,__ Dibujar x INTERVALOS
predict.morgantx <-growthmodels::mmf(c(1:90), alpha = coef(nls.morgantx)[["alpha"]],
w0 = w0, gamma = coef(nls.morgantx)[["gamma"]], m = coef(nls.morgantx)[["m"]])

plot(predict.morgantx)
plot(tx[c(1:90)], predict.morgantx)
fittx<- lm(predict.morgantx~tx[c(1:90)])
summary(fittx)
plot(predict.morgantx, col="white")
lines(predict.morgantx, col="purple")

lines(tx, col="blue")
plot(tx, predict.morgantx)

```

Anexo 12: Ajuste de modelos para dinámica de germinación

i) Ajuste de modelo para la germinación del tratamiento control cero

Call:

```
lm(formula = predict.morgantx ~ tx)
```

Residuals:

Min	1Q	Median	3Q	Max
-0.225417	-0.034820	-0.001516	0.036038	0.233473

Coefficients:

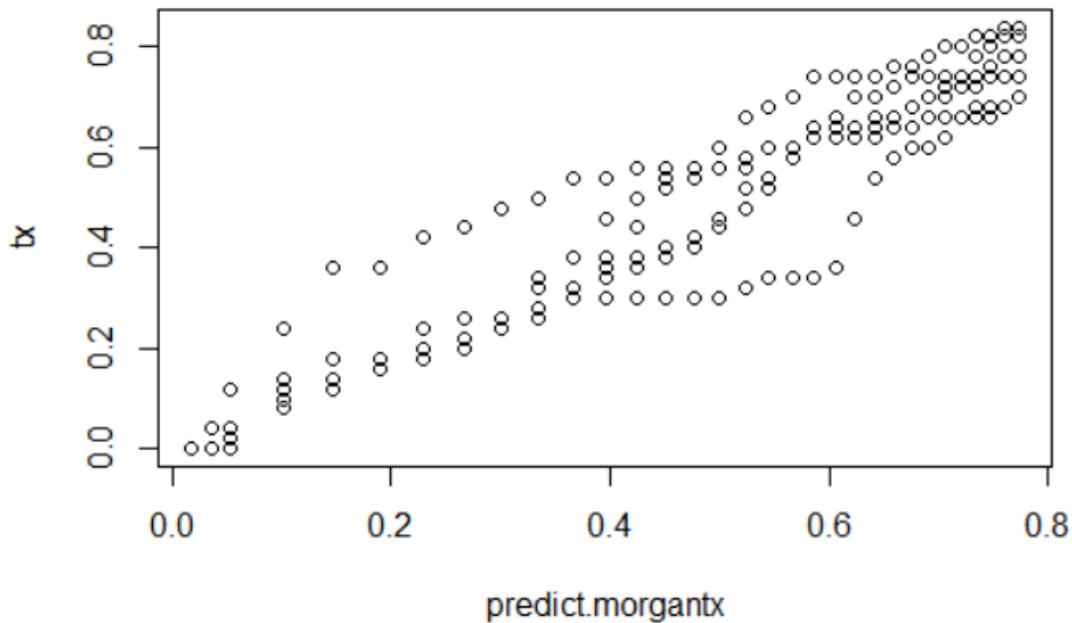
	Estimate	Std. Error	t value	Pr(> t)	
(Intercept)	0.05218	0.01152	4.527	1.05e-05	***
tx	0.88931	0.02195	40.508	< 2e-16	***

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Residual standard error: 0.07513 on 190 degrees of freedom

Multiple R-squared: 0.8962, Adjusted R-squared: 0.8957

F-statistic: 1641 on 1 and 190 DF, p-value: < 2.2e-16



ii) Ajuste de modelo para la germinación de tratamiento control positivo

Call:

```
lm(formula = predict.morgantx ~ tx)
```

Residuals:

Min	1Q	Median	3Q	Max
-0.076745	-0.006453	-0.006453	0.013723	0.041820

Coefficients:

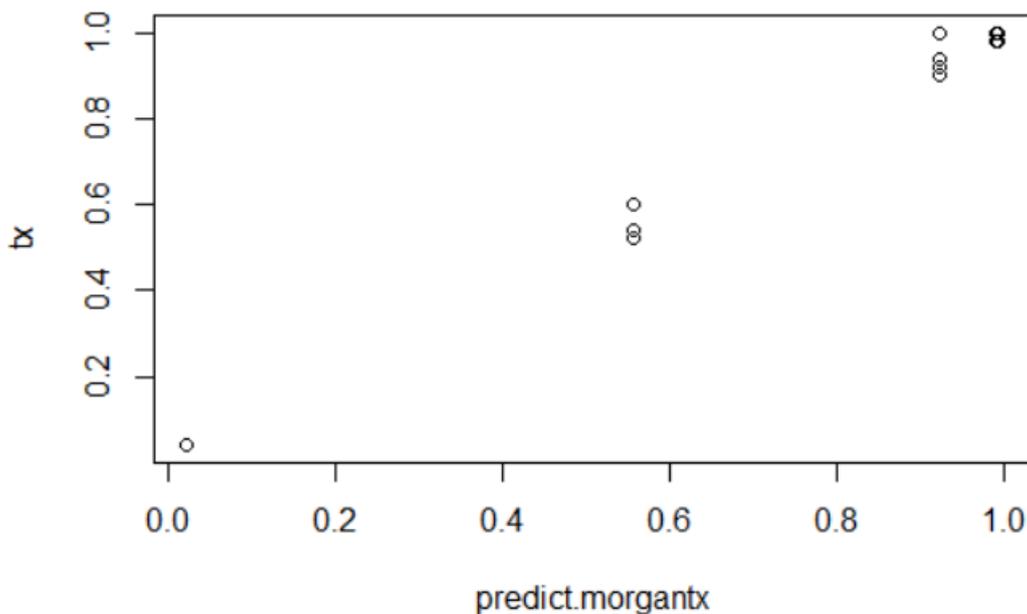
	Estimate	Std. Error	t value	Pr(> t)
(Intercept)	-0.008825	0.004949	-1.783	0.0761 .
tx	1.008806	0.005129	196.694	<2e-16 ***

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Residual standard error: 0.01284 on 190 degrees of freedom

Multiple R-squared: 0.9951, Adjusted R-squared: 0.9951

F-statistic: 3.869e+04 on 1 and 190 DF, p-value: < 2.2e-16



iii) Ajuste de modelo para la germinación de escarificación por cabras Ex situ

Call:

```
lm(formula = predict.morgantx ~ tx)
```

Residuals:

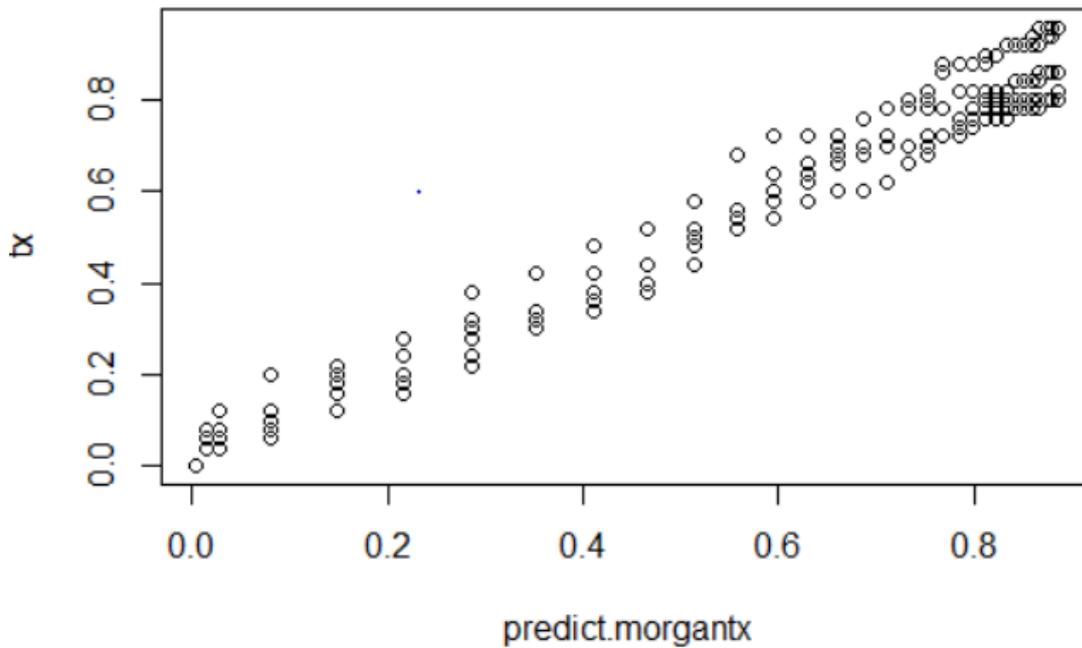
Min	1Q	Median	3Q	Max
-0.123021	-0.046041	0.009284	0.045123	0.093831

Coefficients:

	Estimate	Std. Error	t value	Pr(> t)
(Intercept)	0.008098	0.008892	0.911	0.364

```
tx          0.981998  0.013578  72.322  <2e-16 ***
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1
```

```
Residual standard error: 0.0544 on 190 degrees of freedom
Multiple R-squared:  0.9649,    Adjusted R-squared:  0.9648
F-statistic:  5230 on 1 and 190 DF,  p-value: < 2.2e-16
```



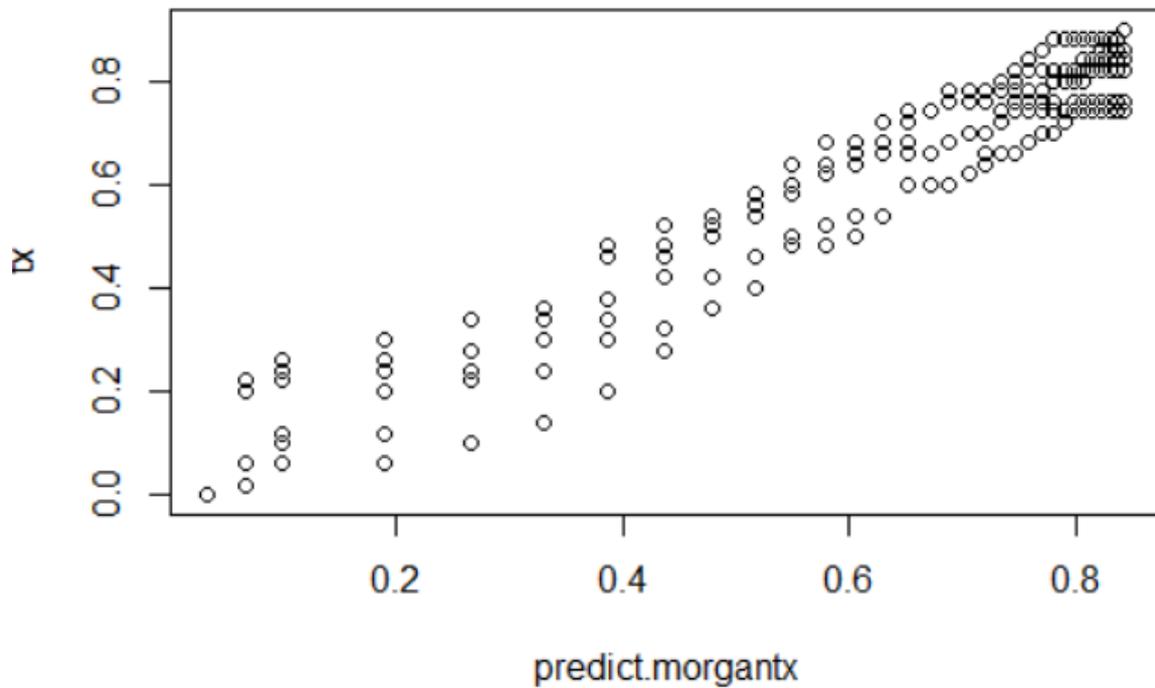
iv) Ajuste de modelo para la germinación de escarificación por venados Ex situ

```
Call:
lm(formula = predict.morgantx ~ tx)
```

```
Residuals:
    Min       1Q   Median       3Q      Max
-0.179769 -0.044629 -0.003839  0.050714  0.164529
```

```
Coefficients:
            Estimate Std. Error t value Pr(>|t|)
(Intercept)  0.03487    0.01230   2.834  0.0051 **
tx          0.93907    0.01915  49.049 <2e-16 ***
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1
```

```
Residual standard error: 0.06553 on 190 degrees of freedom
Multiple R-squared:  0.9268,    Adjusted R-squared:  0.9264
F-statistic:  2406 on 1 and 190 DF,  p-value: < 2.2e-16
```



v) Ajuste de modelo para la germinación de escarificación por cabras In situ

Call:

```
lm(formula = predict.morgantx ~ tx)
```

Residuals:

Min	1Q	Median	3Q	Max
-0.102277	-0.036216	-0.005202	0.030280	0.102045

Coefficients:

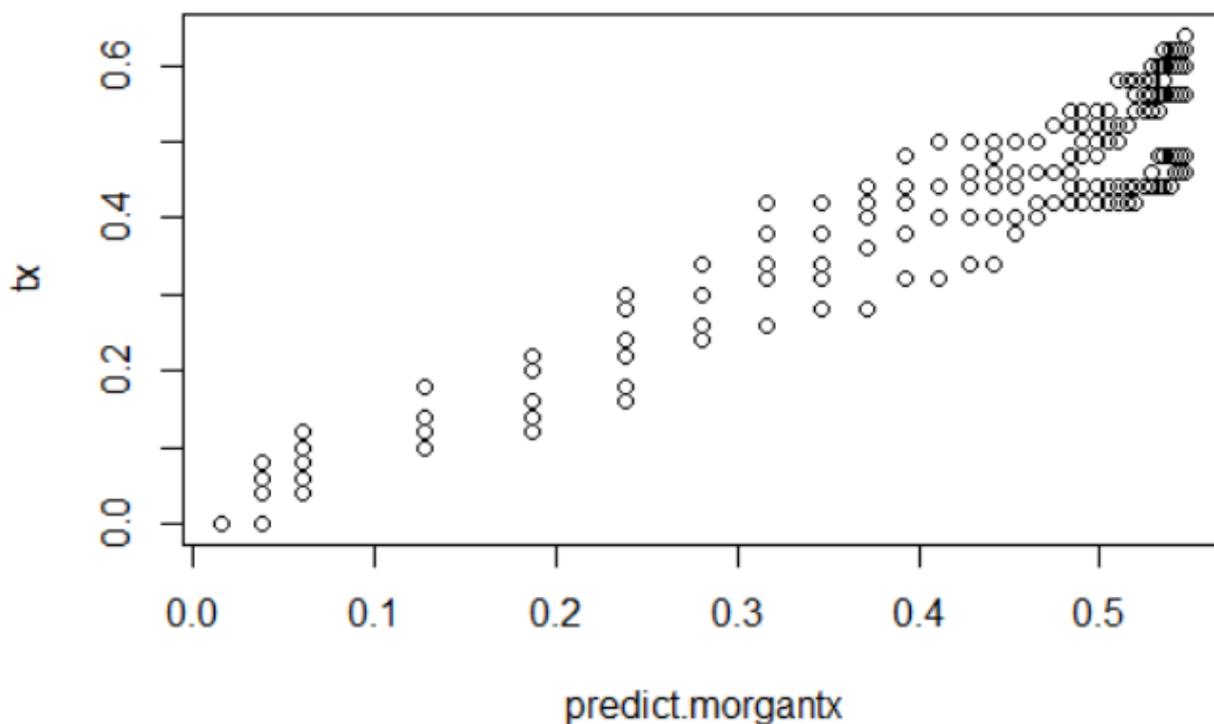
	Estimate	Std. Error	t value	Pr(> t)
(Intercept)	0.040701	0.009176	4.436	1.55e-05 ***
tx	0.899623	0.021092	42.653	< 2e-16 ***

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Residual standard error: 0.049 on 190 degrees of freedom

Multiple R-squared: 0.9054, Adjusted R-squared: 0.9049

F-statistic: 1819 on 1 and 190 DF, p-value: < 2.2e-16



vi) Ajuste de modelo para la germinación de escarificación por cabritos in situ

Call:

```
lm(formula = predict.morgantx ~ tx)
```

Residuals:

Min	1Q	Median	3Q	Max
-0.205049	-0.072695	-0.005554	0.079070	0.145890

Coefficients:

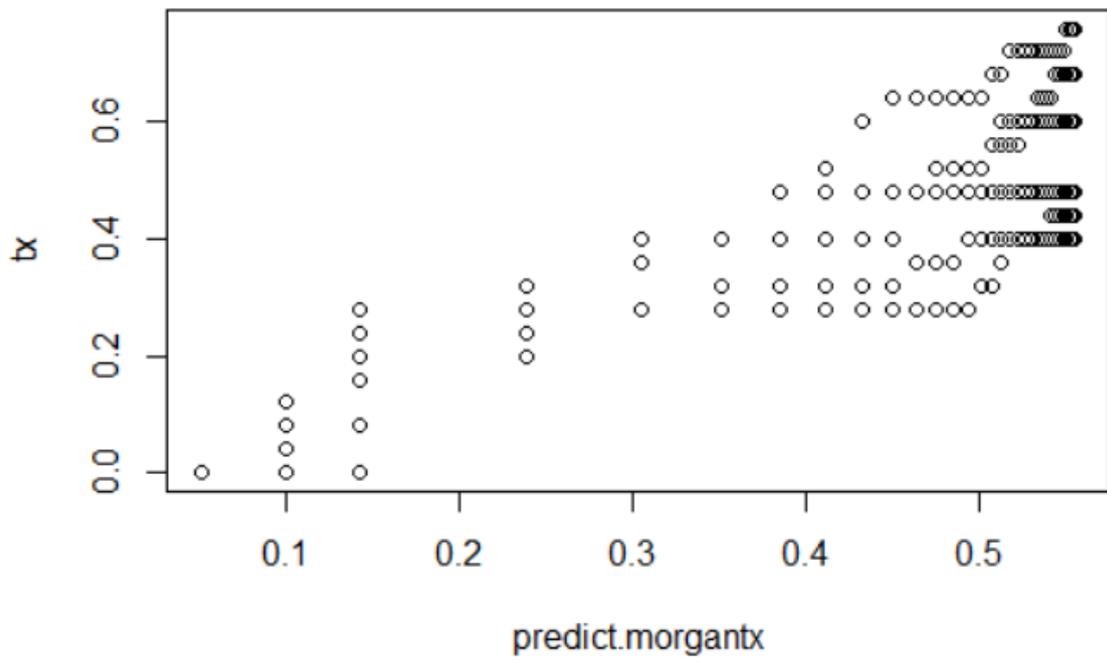
	Estimate	Std. Error	t value	Pr(> t)
(Intercept)	0.17774	0.01641	10.83	<2e-16 ***
tx	0.60709	0.03398	17.86	<2e-16 ***

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

Residual standard error: 0.08367 on 190 degrees of freedom

Multiple R-squared: 0.6268, Adjusted R-squared: 0.6249

F-statistic: 319.2 on 1 and 190 DF, p-value: < 2.2e-16



Anexo 13: Germinación acumulada a los 7 días - Comparación de medias

i) ANOVA para germinación

```
> summary(anova)
```

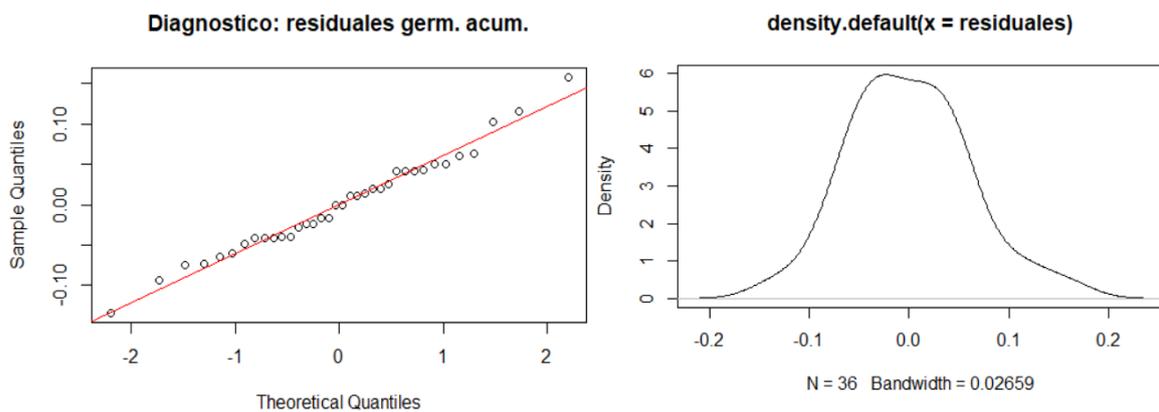
```
          Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
TRAT       5  3.305   0.6610  154.9 <2e-16 ***
Residuals 30  0.128   0.0043
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1
```

ii) Verificación de supuesto de normalidad

```
> shapiro.test(residuales)
```

Shapiro-Wilk normality test

```
data:  residuales
W = 0.97706, p-value = 0.6454
```



iii) Verificación de homogeneidad de variancias

```
> bartlett.test(GA ~ TRAT)
Bartlett test of homogeneity of variances
data:  GA by TRAT
Bartlett's K-squared = 6.1711, df = 5, p-value = 0.2899
```

13.4.3. Test de Tukey (), para comparación de medias

```
> TukeyHSD(anova)
Tukey multiple comparisons of means
95% family-wise confidence level
```

```
Fit: aov(formula = GA ~ TRAT)
```

```
$TRAT
      diff      lwr      upr    p adj
CO-CE 0.019833333 -0.09490015 0.134566813 0.9946822
CP-CE 0.856000000 0.74126652 0.970733479 0.0000000
KA-CE 0.008166667 -0.10656681 0.122900146 0.9999272
KC-CE 0.201166667 0.08643319 0.315900146 0.0001232
VE -CE 0.093500000 -0.02123348 0.208233479 0.1626434
```

CP-CO	0.836166667	0.72143319	0.950900146	0.0000000
KA-CO	-0.011666667	-0.12640015	0.103066813	0.9995800
KC-CO	0.181333333	0.06659985	0.296066813	0.0005283
VE -CO	0.073666667	-0.04106681	0.188400146	0.3916811
KA-CP	-0.847833333	-0.96256681	-0.733099854	0.0000000
KC-CP	-0.654833333	-0.76956681	-0.540099854	0.0000000
VE -CP	-0.762500000	-0.87723348	-0.647766521	0.0000000
KC-KA	0.193000000	0.07826652	0.307733479	0.0002247
VE -KA	0.085333333	-0.02940015	0.200066813	0.2407190
VE -KC	-0.107666667	-0.22240015	0.007066813	0.0757278

Anexo 14: Germinación acumulada a los 15 días - Comparación de medias

i) ANOVA para germinación

```
> summary(anova)
      Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
```

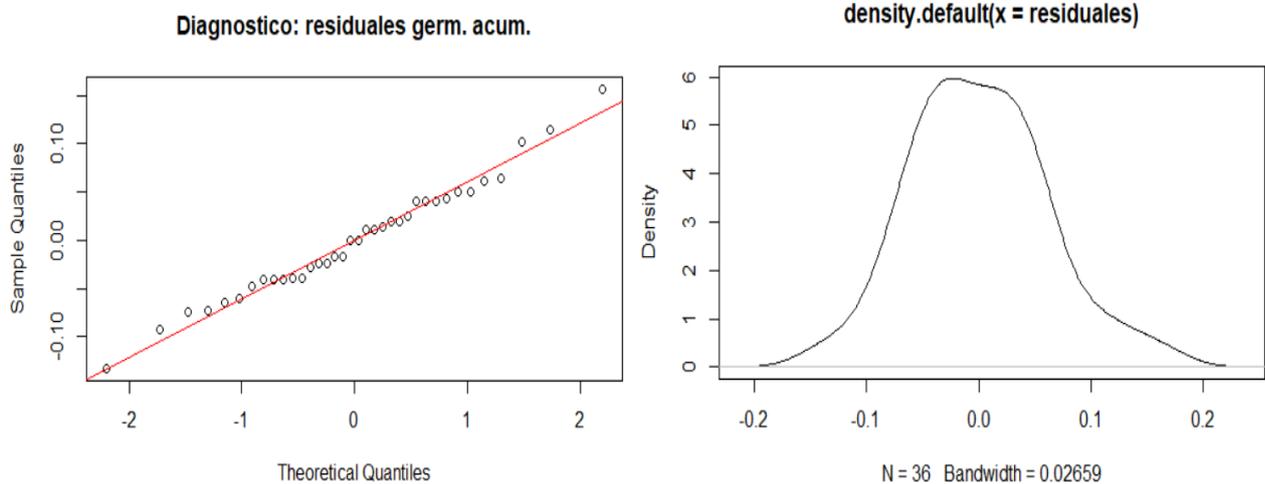
```
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1
```

ii) Verificación de supuesto de normalidad

```
> shapiro.test(residuales)
```

Shapiro-Wilk normality test

```
data:  residuales
W = 0.98313, p-value = 0.8453
```



iii) Verificación de homogeneidad de variancias

```
> bartlett.test(GA ~ TRAT)
```

Bartlett test of homogeneity of variances

```
data:  GA by TRAT
Bartlett's K-squared = 6.9349, df = 5, p-value = 0.2255
```

14.4. Test de Tukey (), para comparación de medias

```
> TukeyHSD(anova)
```

Tukey multiple comparisons of means
95% family-wise confidence level

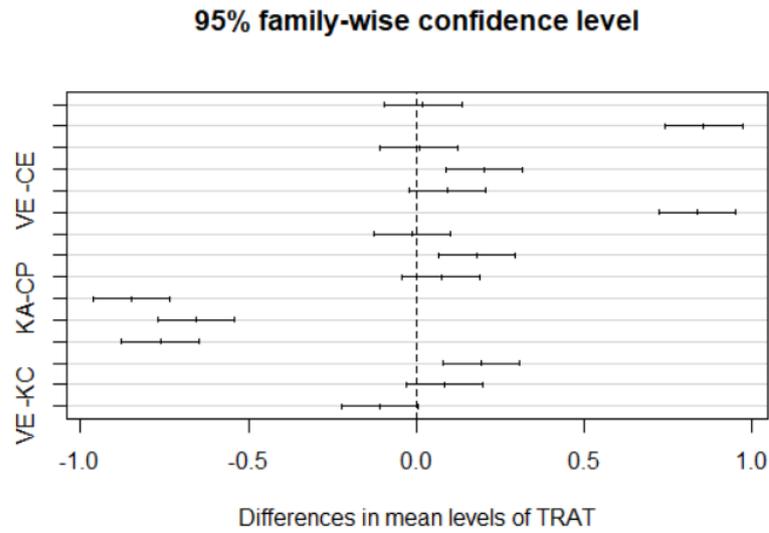
```
Fit: aov(formula = GA ~ TRAT)
```

```
$TRAT
```

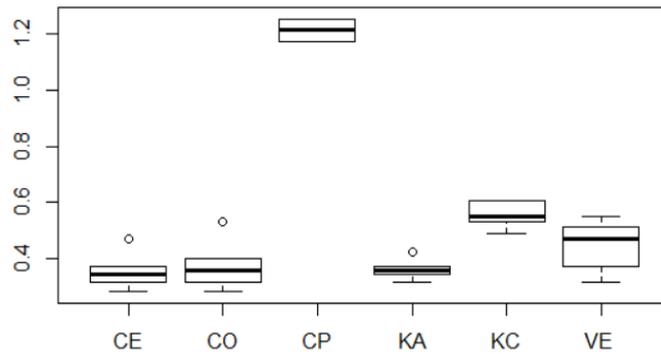
	diff	lwr	upr	p adj
CO-CE	0.019833333	-0.09490015	0.134566813	0.9946822
CP-CE	0.856000000	0.74126652	0.970733479	0.0000000

KA-CE	0.008166667	-0.10656681	0.122900146	0.9999272
KC-CE	0.201166667	0.08643319	0.315900146	0.0001232
VE -CE	0.093500000	-0.02123348	0.208233479	0.1626434
CP-CO	0.836166667	0.72143319	0.950900146	0.0000000
KA-CO	-0.011666667	-0.12640015	0.103066813	0.9995800
KC-CO	0.181333333	0.06659985	0.296066813	0.0005283
VE -CO	0.073666667	-0.04106681	0.188400146	0.3916811
KA-CP	-0.847833333	-0.96256681	-0.733099854	0.0000000
KC-CP	-0.654833333	-0.76956681	-0.540099854	0.0000000
VE -CP	-0.762500000	-0.87723348	-0.647766521	0.0000000
KC-KA	0.193000000	0.07826652	0.307733479	0.0002247
VE -KA	0.085333333	-0.02940015	0.200066813	0.2407190
VE -KC	-0.107666667	-0.22240015	0.007066813	0.0757278

```
>plot(TukeyHSD(anova))
```



```
boxplot(GA ~ TRAT)
```



Anexo 15: Germinación acumulada a los 30 días - Comparación de medias

i) ANOVA para germinación

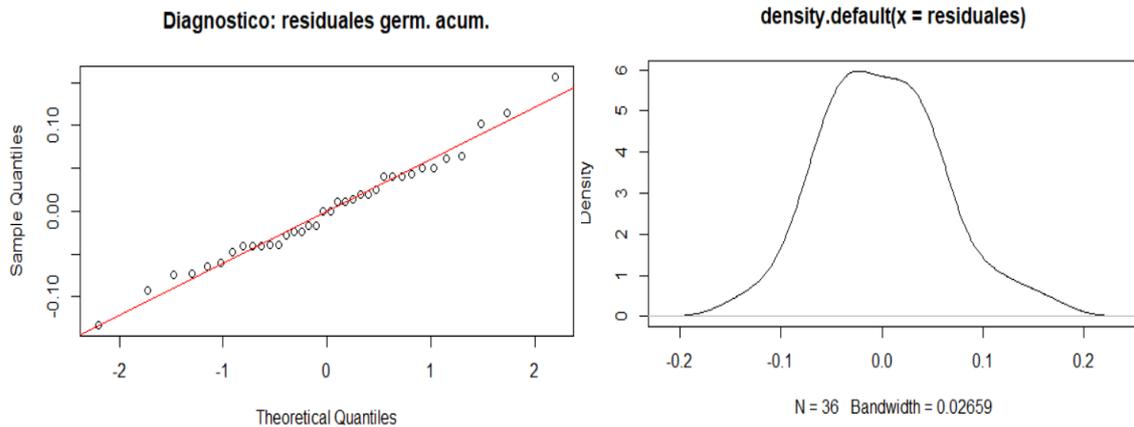
```
> summary(anova)
              Df Sum Sq Mean Sq F value    Pr(>F)
TRAT           5  1.4620  0.29239    47.28 2.48e-13 ***
Residuals     30  0.1855  0.00618
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1
```

ii) Verificación de supuesto de normalidad

```
> shapiro.test(residuales)

      Shapiro-Wilk normality test

data:  residuales
W = 0.98313, p-value = 0.8453
```



iii) Verificación de homogeneidad de variancias

```
> bartlett.test(GA ~ TRAT)

      Bartlett test of homogeneity of variances

data:  GA by TRAT
Bartlett's K-squared = 5.6424, df = 5, p-value = 0.3426
```

iv) Test de Tukey (), para comparación de medias

```
> TukeyHSD(anova)

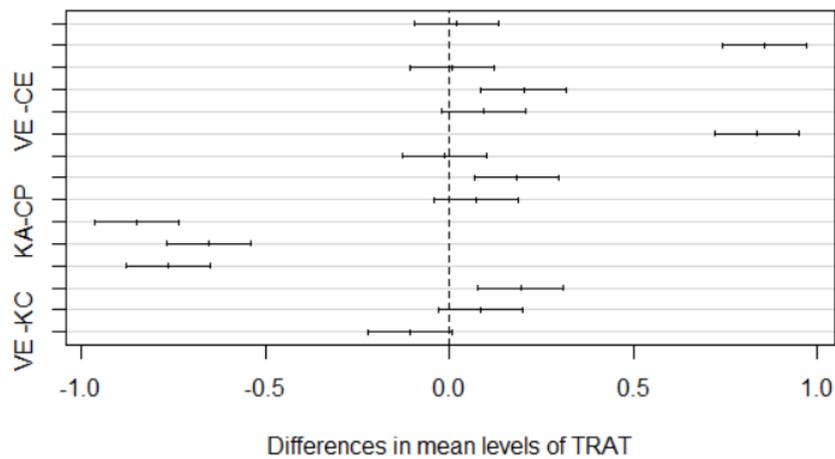
      Tukey multiple comparisons of means
      95% family-wise confidence level

Fit: aov(formula = GA ~ TRAT)
$TRAT
              diff              lwr              upr              p adj
CO-CE  0.019833333 -0.09490015  0.134566813 0.9946822
```

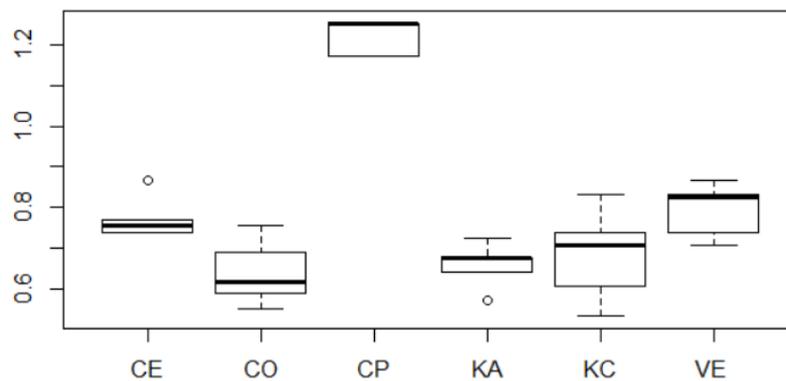
CP-CE	0.856000000	0.74126652	0.970733479	0.0000000
KA-CE	0.008166667	-0.10656681	0.122900146	0.9999272
KC-CE	0.201166667	0.08643319	0.315900146	0.0001232
VE -CE	0.093500000	-0.02123348	0.208233479	0.1626434
CP-CO	0.836166667	0.72143319	0.950900146	0.0000000
KA-CO	-0.011666667	-0.12640015	0.103066813	0.9995800
KC-CO	0.181333333	0.06659985	0.296066813	0.0005283
VE -CO	0.073666667	-0.04106681	0.188400146	0.3916811
KA-CP	-0.847833333	-0.96256681	-0.733099854	0.0000000
KC-CP	-0.654833333	-0.76956681	-0.540099854	0.0000000
VE -CP	-0.762500000	-0.87723348	-0.647766521	0.0000000
KC-KA	0.193000000	0.07826652	0.307733479	0.0002247
VE -KA	0.085333333	-0.02940015	0.200066813	0.2407190
VE -KC	-0.107666667	-0.22240015	0.007066813	0.0757278

```
> plot(TukeyHSD(anova))
```

95% family-wise confidence level



```
boxplot(GA ~ TRAT)
```



Anexo 16: Germinación acumulada a los 90 días - Comparación de medias

i) ANOVA para germinación

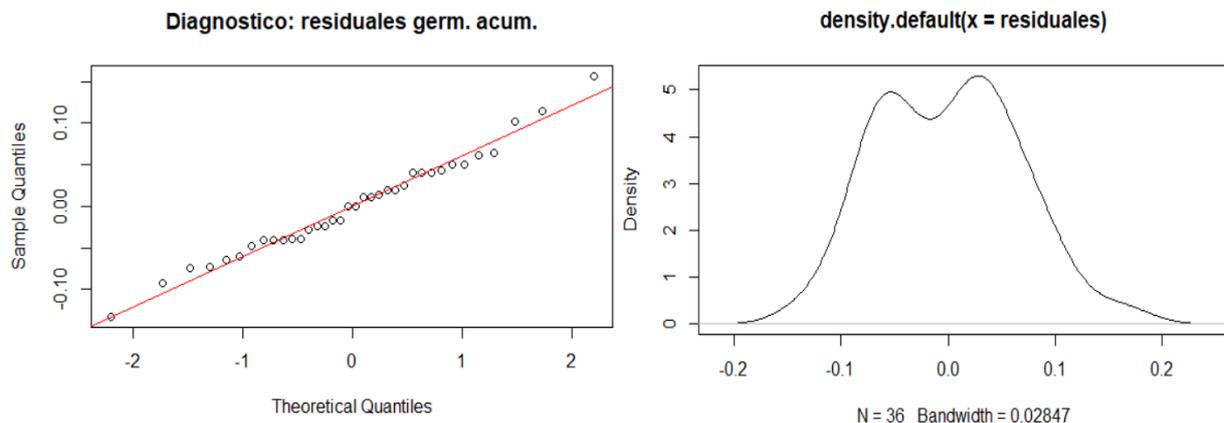
```
> summary(anova)
              Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)
TRAT           5  1.1621   0.2324    34.2 1.6e-11 ***
Residuals     30  0.2039   0.0068
---
Signif. codes:  0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1
```

ii) Verificación de supuesto de normalidad

```
> shapiro.test(residuales)

Shapiro-Wilk normality test

data:  residuales
W = 0.97099, p-value = 0.4531
```



iii) Verificación de homogeneidad de variancias

```
> bartlett.test(GA ~ TRAT)

Bartlett test of homogeneity of variances

data:  GA by TRAT
Bartlett's K-squared = 6.4566, df = 5, p-value = 0.2643
```

16.4. Test de Tukey (), para comparación de medias

```
> TukeyHSD(anova)
Tukey multiple comparisons of means
 95% family-wise confidence level

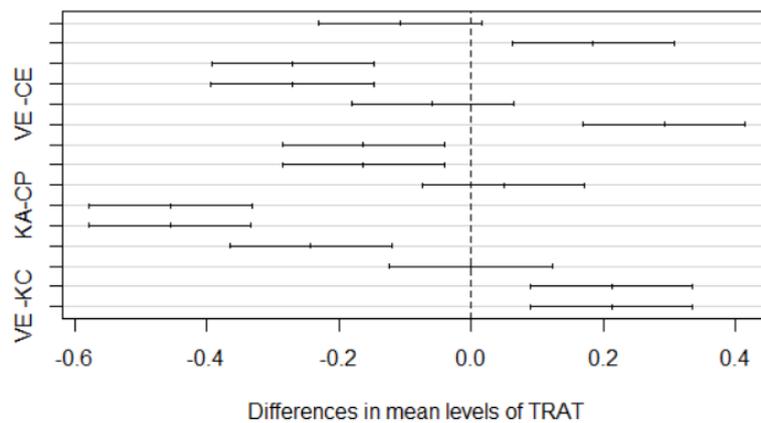
Fit: aov(formula = GA ~ TRAT)

$TRAT
      diff      lwr      upr    p adj
CO-CE -0.10750000 -0.23034643  0.01534643 0.1134641
CP-CE  0.18466667  0.06182024  0.30751309 0.0010062
```

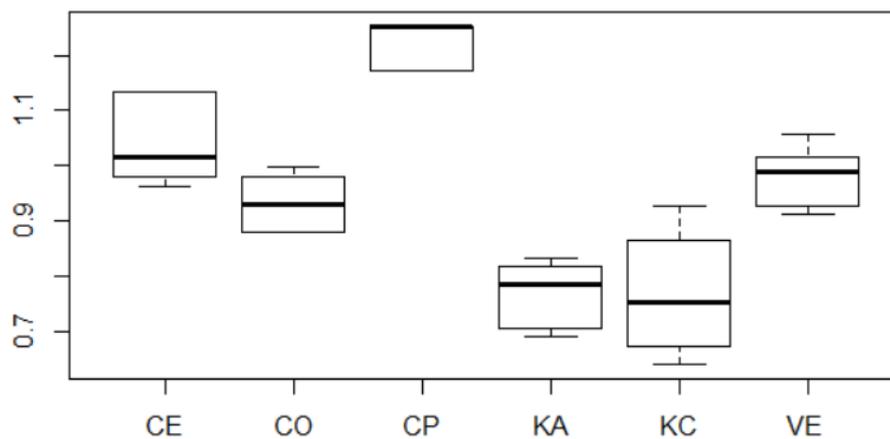
KA-CE	-0.27050000	-0.39334643	-0.14765357	0.0000029
KC-CE	-0.27100000	-0.39384643	-0.14815357	0.0000028
VE -CE	-0.05816667	-0.18101309	0.06467976	0.7030233
CP-CO	0.29216667	0.16932024	0.41501309	0.0000007
KA-CO	-0.16300000	-0.28584643	-0.04015357	0.0042559
KC-CO	-0.16350000	-0.28634643	-0.04065357	0.0041191
VE -CO	0.04933333	-0.07351309	0.17217976	0.8229958
KA-CP	-0.45516667	-0.57801309	-0.33232024	0.0000000
KC-CP	-0.45566667	-0.57851309	-0.33282024	0.0000000
VE -CP	-0.24283333	-0.36567976	-0.11998691	0.0000187
KC-KA	-0.00050000	-0.12334643	0.12234643	1.0000000
VE -KA	0.21233333	0.08948691	0.33517976	0.0001521
VE -KC	0.21283333	0.08998691	0.33567976	0.0001469

```
> plot(TukeyHSD(anova))
```

95% family-wise confidence level



```
boxplot(GA ~ TRAT)
```



Anexo 17: Análisis del T25

i) Test de Kruskal Wallis para el T25

```
> Kruskal-Wallis rank sum test
```

```
data: T25 by TRAT
```

```
Kruskal-Wallis chi-squared = 15.253, df = 4, p-value = 0.004205
```

ii) Test Post Hoc de Dunn para el T25

```
dunn.test(T25, g=TRATT, kw=TRUE, method = "Bonferroni", alpha = 0.05)
```

```
Kruskal-Wallis rank sum test
```

```
data: T25 and TRATT
```

```
Kruskal-Wallis chi-squared = 15.2525, df = 4, p-value = 0
```

		Comparison of T25 by TRATT (Bonferroni)			
Col Mean-	Row Mean	CE	CO	KA	KC
CO		-0.853713 1.0000			
KA		0.410439 1.0000	1.264153 1.0000		
KC		2.692482 0.0355	3.546196 0.0020*	2.282042 0.1124	
VE		1.526834 0.6340	2.380548 0.0864	1.116395 1.0000	-1.165647 1.0000

```
alpha = 0.05
```

```
Reject Ho if p <= alpha/2
```

Anexo 18: Análisis del T30

i) Test de Kruskal Wallis para el T30

```
> kruskal.test(T30 ~ TRAT, data =DATATGA)
```

```
Kruskal-Wallis rank sum test
```

```
data: T30 by TRAT
```

```
Kruskal-Wallis chi-squared = 10.251, df = 4, p-value = 0.03641
```

ii). Test Post Hoc de Dunn para el T30

```
> dunn.test(T30, g=TRATT, kw=TRUE, method = "Bonferroni", alpha = 0.05)
```

```
Kruskal-Wallis rank sum test
```

```
data: T30 and TRATT
```

```
Kruskal-Wallis chi-squared = 10.251, df = 4, p-value = 0.04
```

Comparison of T30 by TRATT
(Bonferroni)

Col Mean- Row Mean	CE	CO	KA	KC
CO	-1.149230 1.0000			
KA	-0.197010 1.0000	0.952219 1.0000		
KC	1.740262 0.4091	2.889493 0.0193*	1.937273 0.2636	
VE	1.083559 1.0000	2.232790 0.1278	1.280570 1.0000	-0.656702 1.0000

```
alpha = 0.05
```

```
Reject Ho if p <= alpha/2
```

Anexo 19: Análisis del T40

i) Test de Kruskal Wallis para el T40

Kruskal-Wallis rank sum test

data: T40 by TRAT

Kruskal-Wallis chi-squared = 8.7028, df = 4, p-value = 0.06897

ii) Test Post Hoc de Dunn para el T30

```
> kruskal.test(T40 ~ TRAT, data =DATATGA)
```

Kruskal-Wallis rank sum test

data: T40 by TRAT

Kruskal-Wallis chi-squared = 8.7028, df = 4, p-value = 0.06897

```
> dunn.test(T40, g=TRATT, kw=TRUE, method = "Bonferroni", alpha = 0.05)
```

Kruskal-Wallis rank sum test

data: T40 and TRATT

Kruskal-Wallis chi-squared = 8.7028, df = 4, p-value = 0.07

Comparison of T40 by TRATT (Bonferroni)				
Col Mean- Row Mean	CE	CO	KA	KC
CO	-1.411911 0.7899			
KA	-0.640285 1.0000	0.771626 1.0000		
KC	0.919384 1.0000	2.331295 0.0987	1.559669 0.5942	
VE	1.050724 1.0000	2.462636 0.0690	1.691010 0.4542	0.131340 1.0000

alpha = 0.05

Reject Ho if $p \leq \alpha/2$