

**UNIVERSIDAD DE OVIEDO
ESCUELA POLITÉCNICA DE MIERES**

GRADO EN INGENIERÍA FORESTAL Y DEL MEDIO NATURAL

**DEPARTAMENTO DE BIOLOGÍA DE ORGANISMOS Y SISTEMAS
ÁREA DE PRODUCCIÓN VEGETAL
ÁREA DE INGENIERÍA AGROFORESTAL**

TRABAJO FIN DE GRADO

**Caracterización de especies pascícolas para la recuperación de
zonas quemadas en el Parque Natural de Ponga**

**AUTORA: Esther García Coya
TUTOR: José Alberto Oliveira Prendes
COTUTOR: Elías Afif Khouri**

ENERO, 2023

Agradecimientos:

Ante todo, agradecer la iniciativa y colaboración del Parque Natural de Ponga sin la cual este trabajo no podría haberse realizado.

También agradecer al Ayuntamiento de Ponga por proporcionar el material necesario para la construcción de los cercados.

A las EPRIF y ganaderos de la zona por su colaboración desinteresada en la instalación de estos.

Especialmente a la Guardería del Medio Natural por la sensibilidad y compromiso que muestran en la conservación de nuestro Patrimonio Natural con iniciativas como esta, y por toda la ayuda ofrecida durante la realización del presente trabajo.

Con la colaboración de :



Ayuntamiento de Ponga
PRINCIPADO DE ASTURIAS



GOBIERNO DEL PRINCIPADO DE ASTURIAS
CONSEJERIA DE AGROGANADERIA Y RECURSOS AUTOCTONOS
Servicio de Montes



Resiliencia

Del ingl. *resilience*, y este der. del lat. *resiliens*, *-entis*, part. pres. act. de *resilīre* 'saltar hacia atrás, rebotar', 'replegarse'.

1. f. Capacidad de adaptación de un ser vivo frente a un agente perturbador o un estado o situación adversos.

ÍNDICE

TRABAJO FIN DE GRADO	1
ÍNDICE.....	6
RESUMEN.....	12
2. JUSTIFICACION Y OBJETIVOS	13
3. INTRODUCCIÓN	14
3.1. Contextualización del estudio.....	14
3.2. Ubicación de la zona de estudio.....	15
3.3. Particularidades del área de estudio.	16
4. MATERIAL Y METODOS	21
4.1. Instalación y construcción de cercados.....	22
4.2. Recogida del material vegetal.	24
4.3. Extracción de semillas.....	26
4.4. Siembra.	29
4.5. Determinación de características agromorfológicas de gramíneas.	34
4.6. Análisis edafológico.....	35
4.6.1. Parámetros Físicos:.....	37
4.6.2. Parámetros Químicos	38
5. RESULTADOS.....	40
5.1. Especies de interés pascícola identificadas.	40
5.1.1.Especies identificadas en la zona de Carangas.	40
5.1.2 Especies identificadas en la zona de Collada Llués.	42
5.1.3 Especies identificadas en la zona de Llampes.	45
5.1.4 Especies identificadas en la zona de Arcenorio.....	47
5.1.5 Especies identificadas en la zona de Ventaniella.	48
5.1.6 Análisis general de las especies identificadas.	49
5.2. Resultados de los análisis edafológicos.....	51
5.2.1. Parámetros Físicos:.....	51
5.2.1.1.Textura (%Arena, %limo, %arcilla).....	51
5.2.1.2. Índice de erosionabilidad de Bouyoucos.	53
5.2.1.3. Capacidad de retención de agua disponible (CRAD (%)), Capacidad de campo (CC (%)) y Punto de marchitez permanente (PMP (%)).....	53
5.2.1.4. Tasa o intensidad de drenaje (cm/h).	55
5.2.1.5. Punto de saturación (%).	56
5.2.1.6. Densidad aparente (Mg/m ³).	57

5.2.2. Parámetros Químicos:	59
5.2.2.1. pH (H ₂ O 1:2,5).....	59
5.2.2.2. Conductividad eléctrica (CE (dS/m)).	61
5.2.2.3. Materia orgánica (M.O (%)) y Carbono Orgánico (CO (%)).....	62
5.2.2.4. Nitrógeno total (N Orgánico y amoniacal (%)) y relación de Carbono/Nitrógeno asimilable (C/N asimilable).....	63
5.2.2.5. Nivel fósforo Mehlich 3 asimilable (PM3 (mg/kg)).	64
5.2.2.6. Calcio (Ca), Magnesio (Mg), Potasio(K), Sodio (Na), Aluminio (Al), (todo ello en cmol/kg) y Capacidad de Intercambio Catiónico Efectiva (CICE (cmol/kg)).....	65
6. DISCUSIÓN.....	69
7. CONCLUSIONES.	70
8. BIBLIOGRAFÍA.	71
9. ANEXOS.....	75
9.1. Metodología detallada análisis de suelo.....	75
9.1.1. Capacidad de Intercambio Catiónico Efectiva (Bases + Aluminio de Cambio)	75
9.2.2. Determinación de Materia Orgánica por ignición.	80
9.3.3. Determinación del Nitrógeno Kjeldahl en el suelo (orgánico más amoniacal).	81
9.1.4. Determinación del pH en agua (Relación suelo:disolución 1:2,5).....	84
9.1.5. Determinación de la conductividad eléctrica (C.E) en el extracto.	84
9.1.6. Determinación del fósforo Mehlich 3.....	85
9.1.7. Determinación de la Textura.....	89
10. MAPAS.....	92
10.1. Mapa de ubicaciones.....	93

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 3.1.: Mapa de situación del Concejo de Ponga	15
Figura 3.2.: Localización zonas de estudio. (SITPA)	18
Figura 3.3.: Localización zonas de estudio sobre unidades geológicas. (SITPA-IGME)	19
Figura 4.1.: Instalación de los perímetros de exclusión	22
Figura 4.2.: Perímetro de exclusión instalado.....	23
Figura 4.3.: Siega y proceso de henificado.....	24
Figura 4.4.: Proceso de extracción.....	27
Figura 4.5.: Detalle tamiz y semillas extraídas.	27
Figura 4.6.: Tamiz 1mm	27
Figura 4.7.: Detalle de semilla extraída	27
Figura 4.8.: Mezcla de sustrato.	30
Figura 4.9.: Preparación de bandejas.....	30
Figura 4.10.: Semillas extraídas.	31
Figura 4.12.: Siembra finalizada y bandejas identificadas	32
Figura 4.11.: Abonado de liberación lenta.	32
Figura 4.13.: Germinación de las primeras plántulas.....	33
Figura 4.14.: Germinación plántulas en bandeja.	33
Figura 4.15.: Hoja bandera. Fuente: www.intagri.com	34
Figura 4.16.: Extracción de muestra mediante barrena	34
Figura 4.17.: Secado muestras de suelo.	36
Figura 4.18.: Desmenuzado de las muestras	36
Figura 4.19.: Cribado	36
Figura 4.20.: Preparación disoluciones de suelo.	36
Figura 5.1.: Dibujo <i>Festuca nigrescens</i> . Fuente, Herbario Jaca.	44
Figura 5.2.: <i>Festuca nigrescens</i>	44
Figura 5.3.: Dibujo <i>Poa compressa</i> . Fuente, Herbario Jaca	46
Figura 5.4.: Detalle tallos aplanados <i>Poa compressa</i>	46
Figura 5.5.: <i>Poa compressa</i> parte aérea y desarrollo radicular.....	46
Figura 5.6.: <i>Hieracium pilosella</i> y <i>Plantago media</i>	47
Figura 5.7.: Detalle sistema radicular principales especies. 1. <i>Festuca nigrescens</i> , 2. <i>Poa compressa</i> , 3. <i>Anthoxanthum odoratum</i> , 4. <i>Holcus lanatus</i>	50
Figura 5.8.: Clases texturales.....	52
Figura 5.9.: Relación general entre el agua disponible para la planta (ADP), la capacidad de campo, el punto de marchitez permanente, el agua no disponible y la textura del suelo. Fuente: UF/IFAS.....	54

Figura 5.10.: Influencia del pH en la disponibilidad de nutrientes vegetales en suelos orgánicos; las partes más anchas de las zonas sombreadas indican la máxima disponibilidad	60
Figura 5.11.: Complejo arcillo húmico (fuente: grupe frayssinet.fr).....	65

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 3.1.: Zonas de estudio, altitudes, precipitación y temperatura media anual.	17
Tabla 3.2.: Coordenadas de localización.....	18
Tabla 4.1.: Dimensiones de los cercados.....	23
Tabla 4.2.: Materia seca obtenida en la siega de los cercados.....	25
Tabla 4.3.: Peso semilla obtenida tras proceso extractivo.	28
Tabla 5.1.: Especies identificadas en el área de Carangas.....	39
Tabla 5.2.: Datos agromorfológicos <i>Holcus lanatus</i>	41
Tabla 5.3.: Especies identificadas en el área de Colada Llués.	42
Tabla 5.4.: Datos agromorfológicos <i>Anthoxanthum odoratum</i>	43
Tabla 5.5.: Especies identificadas en el área de Collada Llués.	45
Tabla 5.6.: Datos agromorfológicos <i>Poa compressa</i>	46
Tabla 5.7.: Especies identificadas en el área de Arcenorio.	47
Tabla 5.8.: Especies identificadas en el área de Ventaniella.	48
Tabla 5.9.: Especies presentes en todas las zonas de estudio.....	49
Tabla 5.10.: Textura	52
Tabla 5.11.: Índice de Bouyoucos	53
Tabla 5.12.: CRAD, CC Y PM (%).....	54
Tabla 5.13.: Tasas de drenaje y composición.	55
Tabla 5.14.: Clases de permeabilidad de los suelos, fuente FAO.....	55
Tabla 5.15.: Saturación (%).....	56
Tabla 5.16.: Densidad aparente.	57
Tabla 5.17.: Valores de referencia de densidad aparente (Rubio A.M.).....	57
Tabla 5.18.: Principales efectos para los distintos intervalos del pH establecidos por la USDA:.....	59
Tabla 5.19.: pH.....	60
Tabla 5.20.: Valores de referencia de salinidad en suelos.....	61
Tabla 5.21.: Salinidad.....	61
Tabla 5.22.: Valores de referencia de M.O.	62
Tabla 5.23.: MO y CO	63
Tabla 5.24.: Nitrógeno total y relación de C/N.	63
Tabla 5.25.: Valores de referencia de N.	64
Tabla 5.26.: Valores de referencia relación C/N.	64
Tabla 5.27.: Fósforo.	64
Tabla 5.28.: Valores de referencia de fósforo en el suelo.....	65
Tabla 5.29.: Ca, Mg, K, Na y Al.	66

Tabla 5.30.: Interpretación del contenido de Ca ($\text{cmol}_{(+)}/\text{kg}$), según la textura del suelo.....	66
Tabla 5.31.: Interpretación del contenido de Mg ($\text{cmol}_{(+)}/\text{kg}$), según la textura del suelo	66
Tabla 5.32.: Interpretación del contenido de K ($\text{cmol}_{(+)}/\text{kg}$), según la textura del suelo.....	66
Tabla 5.33.: Interpretación del contenido de Na ($\text{cmol}_{(+)}/\text{kg}$).....	67
Tabla 5.34.: CICE y relaciones Ca/Mg y K/Mg.	67
Tabla 5.35.: Interpretación de la CICE ($\text{cmol}_{(+)}/\text{kg}$)	68

TRABAJO FIN DE GRADO

GRADO EN INGENIERÍA FORESTAL Y DEL MEDIO NATURAL

CARACTERIZACIÓN DE ESPECIES PASCÍCOLAS PARA LA RECUPERACIÓN DE ZONAS QUEMADAS EN EL PARQUE NATURAL DE PONGA (PRINCIPADO DE ASTURIAS).

Esther García Coya ^{*1}

¹ .Estudiante del Grado de Ingeniería Forestal y del Medio Natural. Campus de Mieres. Universidad de Oviedo.

RESUMEN

El uso del fuego ha sido utilizado como herramienta para el control del matorral de forma tradicional en zonas de pastos comunales por agricultores y ganaderos en el territorio asturiano. De igual manera se sigue utilizando en el Parque Natural de Ponga para este fin, además de ser un método para la prevención de incendios forestales.

Actualmente en el concejo de Ponga se realizan quemas prescritas por parte del Servicio de Montes en colaboración con los Equipos de Prevención Integral de Incendios Forestales (EPRIF) y, en algunos casos como en las quemas de brañas y camperas, con los propios interesados, los ganaderos, todo ello en base a la *Resolución de 5 de junio de 2019, de la Consejería de Desarrollo Rural y Recursos Naturales, por la que se aprueban medidas estacionales en materia de prevención de incendios forestales en el territorio del Principado de Asturias.*

En el año 2020, por iniciativa de la Agente del Medio Natural, junto con el director del Parque Natural de Ponga, se propone llevar a cabo un estudio para comprobar en qué estado quedan las superficies tras la quema, así como una propuesta de mejora de éstas de cara al aprovechamiento pascícola.

Con todo ello se traslada la propuesta a la Universidad de Oviedo, Campus de Mieres, llevándose a cabo una reunión en marzo del mismo año para elaborar las líneas de actuación, en la que participa el Jefe de la Sección de Guardería del Servicio de Montes, miembros de los EPRIF, profesores pertenecientes a la Escuela Politécnica de Mieres y el Director del Parque Natural de Ponga.

La primera línea de actuación consiste en determinar de qué manera la acción del fuego puede alterar las características edáficas del terreno.

La otra línea de trabajo consiste en la identificación de especies pratenses presentes en las diversas zonas objeto de este estudio y la posible obtención de semilla, para realizar futuras siembras como método de mejora de superficies degradadas. En este trabajo se estudian los objetivos establecidos en la segunda línea de actuación, en lo que se refiere a la identificación y caracterización de especies pratenses, así como el estudio edafológico de cada estación.

2. JUSTIFICACION Y OBJETIVOS

Actuar en lo que se refiere a la mejora y conservación del suelo frente a situaciones adversas se está convirtiendo en un hecho prioritario como forma de combatir los procesos de erosión y pérdida de suelo, y de esta manera contribuir a frenar los procesos consecuentes del Cambio Climático. La conservación de pastos naturales con semilla autóctona contribuye al desarrollo rural, manteniendo los recursos genéticos que aseguran la biodiversidad en los agroecosistemas (Gálvez *et al.*, 2018) favoreciendo una mejor adaptación a las posibles alteraciones como pueden ser incendios, plagas, fenómenos climatológicos adversos, etc.

En la actualidad no se dispone de una producción de semillas de especies de praderas naturales en Asturias, lo que implica la imposibilidad de actuar frente a fenómenos antrópicos o naturales que requieran su uso. Lo que se pretende es elaborar unas líneas de actuación que permitan obtener semillas y de esta manera ser consecuente con las directrices establecidas en el *Decreto 163/2014, de 29 de diciembre, por el que se declara la Zona Especial de Conservación Ponga-Amieva (ES1200009) y se aprueba el I Instrumento de Gestión Integrado de diversos espacios protegidos en los concejos de Ponga y Amieva*, (de ahora en adelante IGI de Ponga), el cual tiene como fin la conservación de la biodiversidad y el desarrollo sostenible del territorio.

El objetivo de este estudio consistirá en la identificación y caracterización de las especies pratenses en cinco puntos representativos de las zonas de mayor interés pascícola del Concejo de Ponga, así como las características edáficas de cada una de ellas. Con ello, se pretende conseguir en un futuro la posible obtención de semillas para disponer de un banco permanente de material vegetal autóctono que permita la revegetación de las zonas quemadas y así conservar la biodiversidad local.

Por otra parte, permitirá la mejora de los pastos fomentando el desarrollo de especies de mayor valor nutritivo y palatabilidad para el ganado que generará una mayor presión de carga ganadera y dificultará el desarrollo del matorral, fomentando el desarrollo de las plantas más apetecibles según la *paradoja pastoral*. La conservación de la ganadería tradicional extensiva y de baja intensidad es importante en estos territorios ya que proporcionan un paisaje de mayor heterogeneidad y alto valor ecológico (Rubio y Roig, 2017), ayuda a mantener la alta calidad nutritiva de los pastos,

contribuye en gran medida a fijar población rural, en definitiva, aporta múltiples beneficios socio-ecológicos a la sociedad.

En este estudio también se fija como objetivo, caracterizar qué especies tendrán mayor capacidad para controlar la pérdida de suelo por su mayor rusticidad, sistema radicular y producción de materia seca.

3. INTRODUCCIÓN

3.1. Contextualización del estudio

Como se indicó inicialmente, las quemas en pastos de montaña se vienen ejecutando tradicionalmente en el concejo de Ponga para el control de matorral, por parte de los ganaderos y en la actualidad por parte de las administraciones. Desde que se empezaron a ejecutar en la actualidad por parte de la Consejería competente, se planteó la posibilidad de realizar actuaciones de mejora, como siembras de especies pratenses, para frenar la posible erosión que se produce en el suelo tras la quema, planteándose la necesidad de disponer de una producción de semilla autóctona.

En España, al igual que ocurre en otros países, cada vez es mayor la demanda de semillas de herbáceas autóctonas para la recuperación de la cubierta vegetal, extendiéndose a otros sectores como son la restauración ambiental, la agroecología e incluso la jardinería (Gálvez *et al.*, 2018). Actualmente se está utilizando semilla comercial para estos fines, con el riesgo que conlleva de pérdida de biodiversidad, alteraciones genéticas o el desplazamiento de población vegetal autóctona.

En el Parque Natural de Ponga y de acuerdo con los objetivos particulares del IGI de Ponga para la conservación de hábitats forestales en la que indica expresamente “Evitar la introducción o expansión de especies alóctonas”, no sería coherente la utilización de semilla no nativa.

3.2. Ubicación de la zona de estudio.

El presente estudio se realiza íntegramente del Parque Natural de Ponga (Figura 3.1), que se localiza en el sector centro oriental de la Cordillera Cantábrica, coincide administrativa y geográficamente con el concejo de Ponga, perteneciente al Principado de Asturias. Limita al sur con la provincia de León, al este con esta misma provincia y con el concejo de Amieva, al norte con los concejos de Piloña, Parres y Amieva y al oeste con el Concejo de Caso.



Figura 3.1: Mapa de situación del Concejo de Ponga

El Parque Natural de Ponga posee una superficie de 20.533 ha. Se caracteriza por ser territorio montañoso de complicada orografía, con altitudes oscilantes entre los 300 m y los más de 2.100 m de Peña Ten. Las principales actividades del Concejo son la agricultura y ganadería extensiva, y el turismo rural y deportivo.

Este Concejo destaca por el elevado número de cabaña ganadera extensiva que posee, debido en gran parte a la gran superficie de pastos y praderas de diente y siega que existen en cada municipio del Parque. De esta cabaña, encontramos en mayor abundancia el ganado vacuno autóctono (vaca Casina y asturiana de los Valles), seguido del Ovino y Equino, animales que contribuyen a conservar los pastos y paisajes de la zona, por lo que la trascendencia del estudio en este Parque es, si cabe, aún más importante.

3.3. Particularidades del área de estudio.

Las áreas en las que se recogieron las muestras para la identificación y caracterización de las especies pertenecen a cinco puntos que se corresponden con las majadas de mayor representatividad por su importancia como zonas de pastoreo estival para el ganado. Este criterio de selección fue llevado a cabo por la Agente del Medio Natural y el director del P.N. de Ponga.

A fecha de hoy todas ellas son frecuentadas tanto por el ganado como por los ganaderos, por lo que siguen siendo zonas relativamente bien conservadas, aunque la invasión de matorral, al igual que ocurre en la mayoría de las praderas de estas características, cada vez es mayor, si bien las parcelas de muestreo, así como su entorno más cercano, estaban con una cobertura herbácea-pratense total o casi total, con escasa presencia de matorral.

Las áreas escogidas se enumeran a continuación:

Tabla 3.1: Zonas de estudio, altitudes, precipitación y temperatura media anual.

Paraje	Altitud (m)	*Precipitación media anual (mm)	*Temperatura media anual (°C)
1. <i>Llampes</i>	1393	1514	6.9
2. <i>Arcenorio</i>	1438	1508	6.4
3. <i>Ventaniella</i>	1202	1523	6.6
4. <i>Carangas</i>	829	1481	8.8
5. <i>Collada Llués</i>	1106	1498	8.8

*Datos climáticos obtenidos de www.aemet.es (Agencia Estatal de Meteorología)

En la *Figura 3.2* se muestra la ubicación de las zonas de estudio. Como se puede observar, los cinco puntos se encuentran distanciados entre sí. En la zona de Carangas (4), que se encuentra próxima a la localidad del mismo nombre, el acceso es relativamente sencillo y puede accederse en vehículo convencional. En cambio, las otras zonas de estudio se encuentran alejadas de las principales vías y se accede por pista forestal y/o ganadera, por lo que requiere un vehículo 4x4.

Las altitudes a las que se localizan las distintas áreas de estudio se comprenden entre los 829 m de la localidad a menor altitud de Carangas, hasta la cota más elevada correspondiente a Arcenorio, con una altitud de 1438 m. Según la clasificación de los pisos bioclimáticos de Rivas-Martínez correspondería con el piso Montano, distribuido por la región Medieuropea, aproximadamente entre los 500 y los 1700 m. (Rivas-Martínez, 1978).

La pluviometría media anual es similar en los cinco puntos, siendo de aproximadamente 1500 mm. La variación de las temperaturas medias anuales oscila entre los 8,8 °C de las zonas de Carangas y Collada Llués a las más bajas 6,6 °C correspondiente a la zona de Arcenorio.

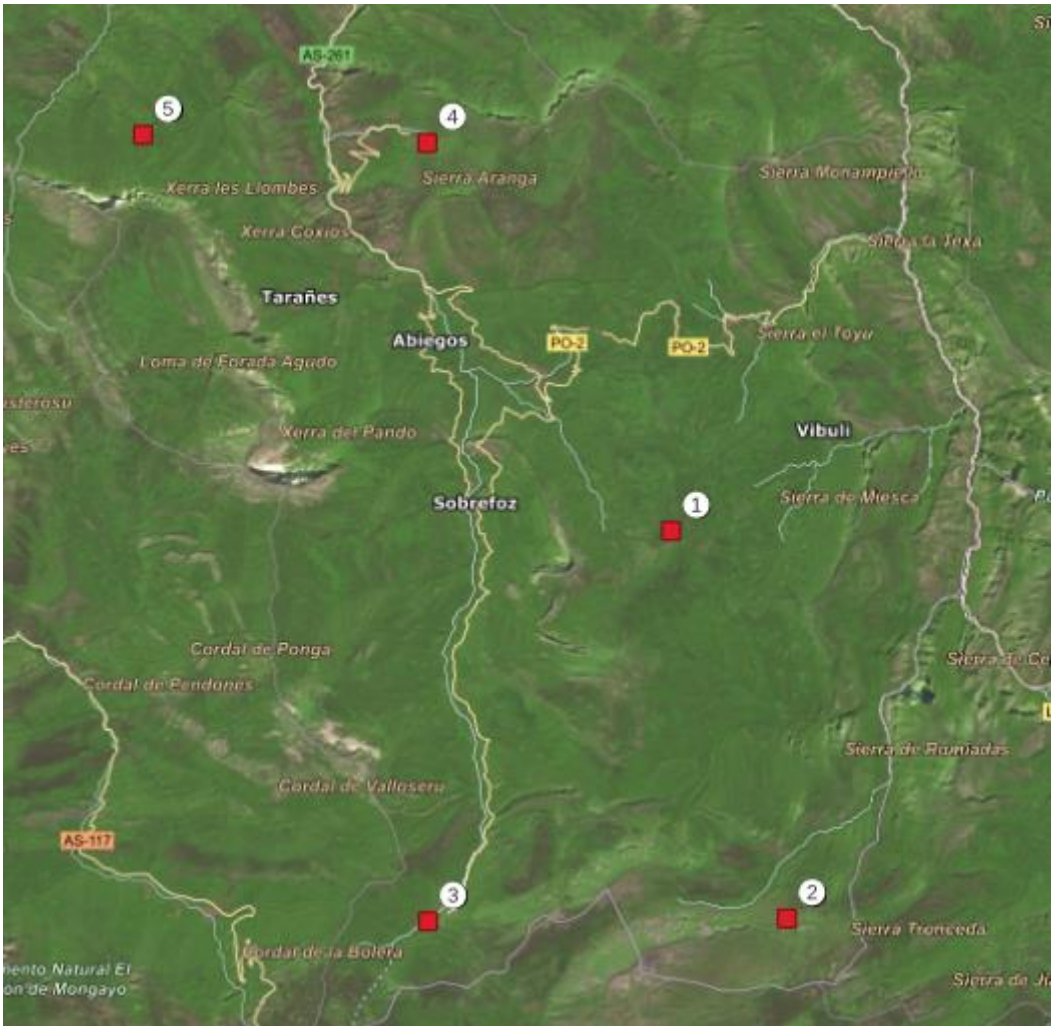


Figura 3.2. Localización zonas de estudio. (Elaboración propia con QGIS)

Tabla 3.2.: Coordenadas de localización.

PARAJE	X	Y
1. LLAMPES	326292	4781653
2. ARCENORIO	328175	4775340
3. VENTANIELLA	322334	4775295
4. CARANGAS	322324	4787974
5. COLLADA LLUES	317695	4788106

En el siguiente mapa geológico se pueden apreciar las diferentes unidades geológicas sobre las que se encuentran ubicadas las áreas de estudio. La roca original sobre la que se forma el suelo le confiere unas características físico químicas particulares, lo que promoverá el desarrollo de un tipo de vegetación u otro.

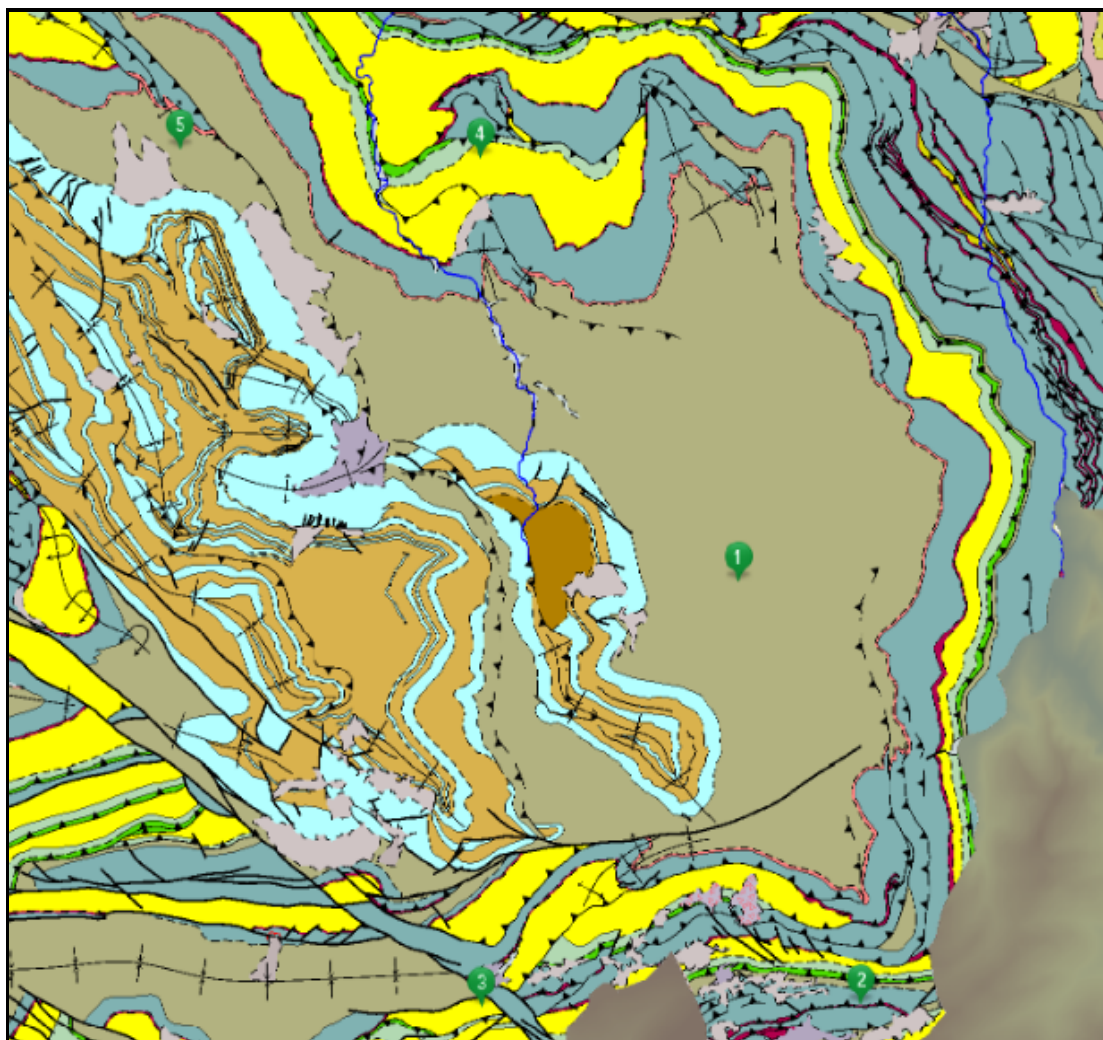


Figura 3.3. Localización zonas de estudio sobre unidades geológicas. (SITPA-IGME)

La descripción de las unidades geológicas estudiadas son las siguientes:

1. Llampes

UNIDAD: Fm. Beleño: lutitas, areniscas, margas y calizas bioclásticas

Zona Geológica: ZONA CANTÁBRICA

Edad Geológica (1): BASHKIRIENSE

Edad Geológica (2): MOSCOVIENSE

2. Arcenorio

UNIDAD: Fm. Beleño: lutitas, areniscas, margas y calizas bioclásticas

Zona Geológica: ZONA CANTÁBRICA

Edad Geológica (1): BASHKIRIENSE

Edad Geológica (2): MOSCOVIENSE

3. Ventaniella

UNIDAD: Fm. Barcaliente: calizas micríticas y microesparíticas negras y fétidas

Zona Geológica: ZONA CANTÁBRICA

Edad Geológica (1): VISEENSE

Edad Geológica (2): BASHKIRIENSE

4. Carangas

UNIDAD: Fm. Oville; pizarras, areniscas glauconíticas y cuarcíticas

Zona Geológica: ZONA CANTÁBRICA

Edad Geológica (1): CAMBRICO MEDIO

Edad Geológica (2): TREMADOCIENSE

5. Collada Llués

UNIDAD: Fm. Beleño: lutitas, areniscas, margas y calizas bioclásticas

Zona Geológica: ZONA CANTÁBRICA

Edad Geológica (1): BASHKIRIENSE

Edad Geológica (2): MOSCOVIENSE

4. MATERIAL Y METODOS

Los pastos de alta montaña de la cordillera Cantábrica, debido a su ubicación y el entorno en el que se desarrollan de altitud y clima, son de un especial interés como componente nutricional para el ganado extensivo en el periodo estival, ya que permanecen con un estado fenológico idóneo para su aprovechamiento, con un alto valor nutritivo para el ganado. Por ello es de necesidad su conservación y fomento en detrimento del matorral.

El uso del fuego como método de control de vegetación no deseada, tiene sus ventajas e inconvenientes. Como principal ventaja destaca su economía y eficacia si se realiza con las técnicas y condiciones adecuadas, pero puede presentar la desventaja principal, por un lado, de la posible degradación del suelo y por otro, el fomento de especies pioneras de poco valor pastoril, por lo que la técnica de siembra con variedades locales unida a la quema controlada, puede ser un mejor método de recuperación y conservación de pastos de montaña.

El principal problema que se encuentra para llevar a cabo las técnicas de manejo y mejora mencionadas es la falta de semilla autóctona para realizar la siembra.

Como paso previo a la obtención de semillas, se identifican y caracterizan las especies pratenses de mayor importancia por representatividad en el aprovechamiento de pastos, sobre todo desde el punto de vista de palatabilidad y valor nutritivo, sin olvidarse del aspecto de mantenimiento de los ecotipos y variedades autóctonas que se han adaptado a lo largo de los años al pastoreo continuo de la cabaña ganadera que frecuenta las zonas objeto de estudio.

A continuación, se detallan la metodología de trabajo llevada a cabo.

4.1. Instalación y construcción de cercados.

Para la identificación y caracterización de las especies pratenses ubicadas en las zonas de estudio, fue necesario obtener el material genético reproductivo correspondiente, para ello se llevó a cabo el siguiente procedimiento.

En el mes de abril de 2021, se seleccionaron inicialmente los seis puntos repartidos por todo el territorio del Parque Natural de Ponga (de aquí en adelante P.N. Ponga). Estos seis puntos serían las colladas más representativas de la zona, tanto por su ubicación como por su importancia a nivel ganadero y cultural. Los parajes seleccionados se denominan Carangas, Collada Llués, Arcenorio, Ventaniella, Llampes y Viores.

En primer lugar y para mantener a los herbívoros aislados y conseguir que lleguen a espigar las distintas especies instaladas (para su posterior recolección de semillas), se procedió a realizar unos perímetros de exclusión en cada una de las zonas (Figura 4.1 y 4.2).



Figura 4.1. Instalación de los perímetros de exclusión

Los perímetros se construyeron con varillas de acero corrugado de 20 mm de diámetro y 2 m de altura (clavadas 0,5 m de profundidad), situadas en las esquinas de cada recinto. Se cercaron con malla cinegética de 1,5 m de altura y se colocaron tres hilos de alambre de espino por las parte superior e inferior de la malla para proteger del ganado, como muestra la siguiente imagen (Figura 4.2).



Figura 4.2. Perímetro de exclusión instalado.

Para aumentar la seguridad de los cercados y evitar que el ganado pudiera acercarse a la zona de exclusión, se colocó perimetralmente una cinta de pastor eléctrico (sin corriente) sobre unas estacas de madera. El ganado reconoce esta cinta y evita su aproximación. Tal y como se recoge en la Tabla 4.1, los cercados tenían las siguientes dimensiones:

Tabla 4.1.: Dimensiones de los cercados

Paraje	Dimensión cercada (m)
Carangas	1 x 2
Collada Llués	2 x 2
Arcenorio	2 x 2
Ventaniella	2 x 2
Llampes	2 x 2
Viores	2 x 2

El material para la infraestructura de las parcelas fue proporcionado por el Ayuntamiento de Ponga y se instalaron con la colaboración de ganaderos de la zona, del personal de las EPRIF y agentes de la Guardería del Medio Natural de Asturias.

4.2. Recogida del material vegetal.

Una vez alcanzado el periodo de madurez, agosto 2021, de las herbáceas pratenses, se procedió a su recolección. Para ello se segaron las distintas especies de cada recinto y se secaron en condiciones óptimas de humedad y temperatura, consiguiendo una buena calidad de henificado y con ello un correcto almacenaje de la semilla. Para ello, el contenido de humedad del pasto se redujo a menos del 20 %, evitando posibles fermentaciones bacterianas que estropearían el material.

En la secuencia de imágenes que se muestra a continuación (*Figura 4.3*) se puede observar el procedimiento que se llevó a cabo para la obtención del material vegetal necesario para la obtención de semilla.



Figura 4.3.: Siega y proceso de henificado.

De las seis parcelas de muestreo construidas, finalmente se pudo realizar la siega de todas excepto la del paraje de Viores, debido a la usurpación del cercado con la consecuente entrada del ganado en la zona y consumo del pasto.

Excepto ese imprevisto, se recogieron las siguientes cantidades de materia seca en los distintos cercados:

Tabla 4.2.: Materia seca obtenida en la siega de los cercados

Paraje	Dimensión cercada (m)	Peso biomasa (g)
<i>Carangres</i>	1 x 2	950
<i>Collada Llués</i>	2 x 2	1200
<i>Arcenorio abierto</i>	2 x 2	1000
<i>Arcenorio cerrado</i>	2 x 2	100
<i>Ventaniella</i>	2 x 2	550
<i>Llampes</i>	2 x 2	500

Este material, una vez recolectado, se henificó en el Centro de Interpretación del P.N. de Ponga, con ayuda de las trabajadoras del centro, para ello se extendieron durante el día todas las muestras debidamente ordenadas y numeradas en un pavimento exterior y soleado.

Antes de anochecer, se tapaban con una cobertura plástica para evitar el contacto con la humedad, posteriormente, se destapaban a la mañana siguiente. De esta forma se procedió sucesivamente hasta alcanzar un porcentaje de humedad por debajo del 20%, aspecto que se consiguió al 5º día.

Las muestras de Arcenorio abierto y cerrado se trataron como una única muestra.

4.3. Extracción de semillas.

Una vez secadas las muestras, se trasladaron al Laboratorio de Ingeniería Agroforestal del Campus de Mieres para la extracción de semillas.

Para obtener dicho material, en nuestro caso, pratenses de interés para el pastoreo, se decide hacer una criba de especies que discriminen las semillas de tamaño superior a 2 mm, descartando todas las demás. Para ello se siguió el siguiente procedimiento:

1º. Sobre una lona se depositó una de las muestras de las zonas de exclusión.

2º. Para forzar la extracción de las semillas se procedió a realizar un vareo sobre la muestra, como puede apreciarse en la imagen (*Figura 4.4*). Se realizó una sucesión de golpeteos durante un periodo aproximado de unos 8 minutos por toda la superficie, con este gesto se consiguió el desprendimiento de las semillas que aún podían haber quedado adheridas.

3º. Una vez finalizada esta fase, se apartó cuidadosamente la parte herbácea, quedando la semilla de menor tamaño y mayor densidad sobre la lona.

4º. Posteriormente se realizó una primera selección y limpieza y se pasaron al cribado a través de un tamiz de luz de 2 mm (*Figura 4.5*).

En la siguiente secuencia de imágenes se pueden observar las fases de todo el procedimiento anteriormente descrito:



Figura 4.4.: Proceso de extracción



Figura 4.5.: Detalle tamiz y semillas extraídas.



Figura 4.6.: Tamiz 1mm



Figura 4.7.: Detalle de semilla extraída.

5º. A continuación, se hizo una segunda selección manual retirando los restos herbáceos que aún persistían. Para la eliminación de impurezas, se realizó un segundo tamizado a través de un tamiz de luz de 1 mm, en este caso la semilla de interés quedó sobre el tamiz (*Figura 4.6*).

La recolección se realizó de una manera exhaustiva y cuidadosa, ya que se procedió a limpiar entre cada uno de los procedimientos de las distintas muestras para evitar las posibles contaminaciones.

Repetido el proceso de extracción en todas las muestras se recogieron las semillas y se almacenaron para su posterior siembra (*Figura 4.7*). Una vez finalizado el proceso de extracción se obtuvieron las cantidades de semilla que a continuación se detallan (*Tabla 4.3*).

Tabla 4.3.: Peso semilla obtenida tras proceso extractivo.

Paraje	Peso semilla obtenida (g)
Carangas	9,13
Collada Llués	7,52
Arcenorio	10,10
Ventaniella	9,71
Llampes	63,68

4.4. Siembra.

Se procedió a sembrar el 10 de diciembre de 2021, en el invernadero del Campus de Mieres (Universidad de Oviedo), ubicado en la localidad de Mieres.

Para determinar a qué especie corresponden las semillas seleccionadas y conocer su porcentaje de abundancia se procedió a hacer una siembra con las semillas de cada zona en 100 alveolos por muestreo, con lo que podremos extrapolar en tanto por ciento cada una de las especies presentes. Para ello se empleó un total de 13 bandejas forestales de 44 alveolos, destinando 100 alveolos a cada una de las zonas de estudio.

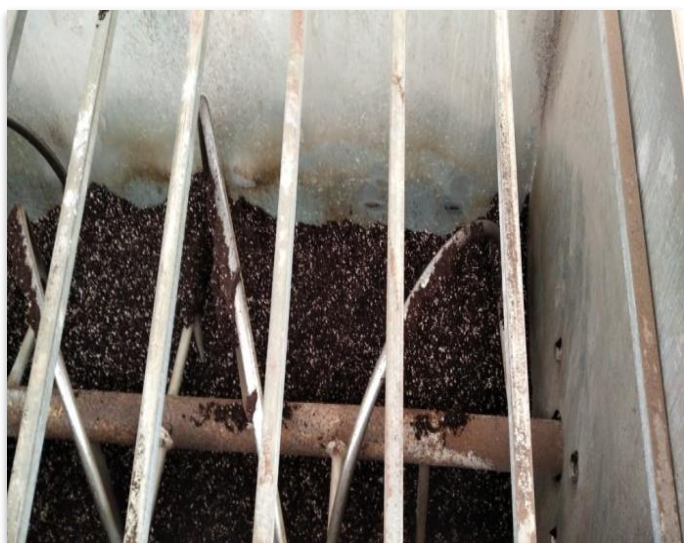
Para realizar la siembra se procedió de la siguiente manera:

- Preparación mezcla al 70 % de sustrato comercial “GRAMOFLOR” (producto orgánico procedente de turberas), de las siguientes características:

- ✓ Densidad aparente seca: 80-300 g/m³
- ✓ pH CaCl₂: 4.5/7.5
- ✓ Conductividad eléctrica (CE) en: 10-120 mS/m
- ✓ Humedad: 40-60 %
- ✓ Granulometría: 0-40 mm

y 30 % perlita (material de origen mineral, inerte, importante para proporcionar aireación, mejorar la estructura y la retención de agua del sustrato).

- Relleno de bandejas forestales de 44 alveolos.
- Aporte de abono de liberación lenta NPK (17-09-11) con oligoelementos, de 5 gránulos de abono por cada alveolo.
- Riego de la mezcla para humedecer el sustrato.
- Siembra. De cada muestra se seleccionaron dos semillas al azar para cada alveolo (intentando que sean de la misma especie) con esto se intenta realizar una siembra representativa de cada muestra en la que podamos obtener un porcentaje de las especies presentes.
- Cubrición de la semilla con una fina capa de vermiculita para proteger la semilla y favorecer a conservación de la humedad del sustrato.
- Segundo ligero riego de asiento.



En la imagen de la izquierda se puede observar la preparación del sustrato en la mezcladora del campus de Mieres. En la imagen inferior se está llevando a cabo el rellenado de las bandejas forestales.

Figura 4.8.: Mezcla de sustrato.



Figura 4.9.: Preparación de bandejas.



Figura 4.10.: Semillas extraídas.

La siembra, debido al pequeño tamaño de la semilla se convierte en un proceso realmente complicado y minucioso. Cada semilla se recoge de forma individual, con unas pinzas y se deposita en cada uno de los alveolos. Para dosificar la misma cantidad de abono en cada alveolo, se introducen en cada uno 5 gránulos fertilizantes.



Figura 4.11.: Abonado de liberación lenta.



Figura 4.12.: Siembra finalizada y bandejas identificadas

Con el excedente de semilla tras la siembra se decide realizar una segunda siembra a voleo sobre unas bandejas, en previsión de obtener un posible remanente en caso de que se produzca algún fallo en el germinado (Figura 4.14). También servirá esta siembra como control en el caso de que se haya podido cometer algún tipo de sesgo sobre la variabilidad específica durante la selección manual.

El 4 de enero de 2022 se observó que las semillas germinaron sin ninguna dificultad (a los 25 días), y se completaron los alveolos en los que se produjeron algunos fallos con plántulas de las bandejas sembradas a voleo (Figura 4.17). Se seleccionó una de las dos plántulas germinadas, dejando una única planta por alveolo.



Figura 4.13.: Germinación de las primeras plántulas.

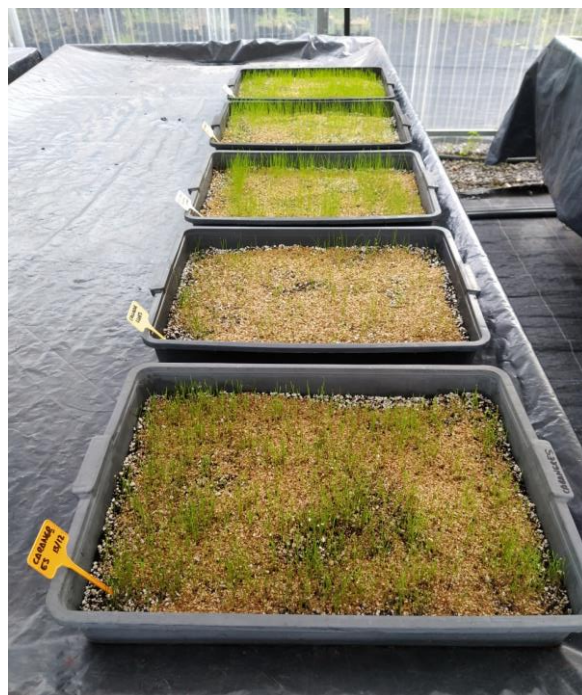


Figura 4.14.: Germinación plántulas en bandeja.

4.5. Determinación de características agromorfológicas de gramíneas.

Para la identificación y caracterización de las distintas especies presentes en las bandejas a lo largo de su desarrollo, se tomaron los datos que a continuación se detallan:

- Fecha de siembra: 10/12/2022
- Fecha de germinación: 04/01/2022
- Fecha de espigado en nº de días a partir del 1 de enero.

De las plantas con una espiga saliendo del tallo, se anotaron los siguientes parámetros:

- Anchura (mm) y longitud (cm) de hoja bandera (en espigado). La anchura se mide en la mitad de la hoja bandera.
- Altura en espigado (incluida inflorescencia) en cm.

Para el tratamiento de los datos se elaboró una tabla Excel y se crearon tablas dinámicas para su análisis.

La hoja bandera es la última hoja que emerge del tallo de las gramíneas, justo por debajo de la espiga o panícula. Su tamaño entre otros factores aporta información sobre el rendimiento de las gramíneas, ya que la hoja bandera afecta significativamente a la calidad y madurez del grano (Mendoza, 2017).

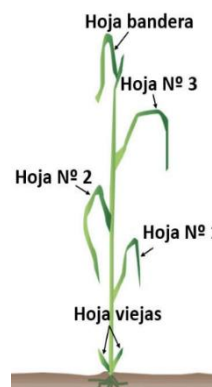


Figura 4.15.: Hoja bandera. Fuente: www.intagri.com

Una vez las plantas hayan alcanzado la madurez se procederá a la identificación de las especies atendiendo a sus características más identificativas como son los órganos del ramo floral u otros elementos que la constituyen: raíz, tallo, vaina, hoja, aurículas, lígula. Esta identificación se detalla en el apartado 5.1.(Resultados).

4.6. Análisis edafológico.

Para la realización de los análisis de suelo se recogieron, con ayuda de una sonda, una muestra compuesta por la mezcla *in situ* de tres submuestras tomadas al azar, de cada uno de los cinco puntos de muestreo. La extracción de las muestras se llevó a cabo por parte de la Guardería del Medio Natural, posteriormente a la recogida del material vegetal, durante el mes de agosto de 2021. A excepción de la muestra de Collada Llues, la cual fue recogida por la autora en marzo de 2022.



Figura 4.16.: Extracción de muestra mediante barrena.

Una vez obtenidas todas las muestras, se llevaron al laboratorio de Ingeniería Agroforestal del Campus de Mieres, donde permanecieron extendidas sobre papel de periódico claramente identificados para su total desecación, a continuación, se procedió al análisis fisicoquímico siguiendo la metodología descrita en Oliveira *et al.*, (2006).

Transcurrido el tiempo de secado, se prepararon las muestras para su análisis en el laboratorio. Para ello se trataron con un rodillo para desmenuzarlas y a continuación se pasaron por un tamiz de 2 mm de luz de malla circular, con el objetivo de preparar un material de estudio fino cuyos agregados no superen la luz del tamiz.

Los procedimientos seguidos para la obtención, tanto de parámetros físicos como químicos, se adjuntan totalmente detallados en el apartado ANEXOS.



Figura 4.17.: Secado muestras de suelo.



Figura 4.18.: Desmenuzando de las muestras.



Figura 4.19.: Cribado.



Figura 4.20.: Preparación disoluciones de suelo.

Los análisis realizados sobre las muestras recogidas en el campo se basan en obtener los parámetros más comunes, como son:

4.6.1. Parámetros Físicos:

- **Textura (%Arena, %limo, %arcilla) :**

Se determina mediante el método de la pipeta Robinsón, después de eliminar la materia orgánica con H_2O_2 al 6%, basado en que las partículas del suelo en suspensión en agua sedimentan a una velocidad que depende de su diámetro (ley de Stokes). Con el porcentaje de los separados del suelo (arena, limo y arcilla) podemos tener el nombre textural del suelo y los valores del índice de erosionabilidad de Bouyoucos, la densidad aparente (D_a), capacidad de campo (CC), punto de marchitez permanente (PMP), capacidad de retención de agua disponible (CRAD), etc. El interés de conocer la granulometría reside en que permite inferir otras propiedades y características directamente relacionadas con el uso y comportamiento del suelo: capacidad de retención de agua disponible para las plantas; facilidad para la circulación del agua; facilidad para el laboreo; riesgo de erosión hídrica y eólica; capacidad para almacenar nutrientes; etc. Las combinaciones posibles en los porcentajes de arcilla, limo y arena pueden agruparse en unas pocas clases texturales. Al establecer cada clase se ha buscado agrupar aquellos suelos con análogo comportamiento frente al agua y la respuesta de las plantas, fijando los límites entre clases para dejar claras tales diferencias. Para representar las distintas clases texturales se han constituido los denominados triángulos de textura.

Para el cálculo de las propiedades hídricas del suelo:

- CRAD (Capacidad de retención de agua (%))
- CC (Capacidad de campo (%))
- Tasa de drenaje (cm/h)
- Punto de saturación (%)
- PMP (Punto de marchitez permanente (%))

se utilizaron las Calculadoras de propiedades hídricas on-line,

<http://www.dynsystem.com/netstorm/soilwater.html>

<http://resources.hwb.wales.gov.uk/VTC/env-sci/module2/soils/soilwatr.htm#drainage>

en las que, introduciendo los distintos porcentajes de arena y arcilla obtenidos ofrecen el resultado de los valores de las propiedades hídricas.

4.6.2. Parámetros Químicos

- **pH (H₂O 1:2,5):**

Se determina mediante una relación peso de suelo : volumen de agua, 1:2,5. Los H⁺ no retenidos en el complejo de cambio pasan a esta solución acuosa, donde se cuantifican con un pH-metro de sobre mesa en el laboratorio

- **Conductividad eléctrica (CE (dS/m)) :**

Se mide, en el extracto de saturación del suelo con agua destilada, donde la relación suelo: agua es 1:5, con un conductímetro en el sobrenadante, teniendo siempre en cuenta que la lectura se refiere a 25° C.

- **Materia orgánica (M.O. (%)) y Carbono orgánico (C.O. (%)):**

Se determina por ignición a 450° C durante 12 horas en una mufla. Esta técnica comprende la medición de la pérdida de peso de la muestra después de realizar una combustión seca del material orgánico. La relación entre la materia y el carbono orgánicos (CO) es: $MO = 1,724 \times C$, factor empírico de van Benmelen (Jackson, 1964)

- **Nitrógeno total (N orgánico y amoniacal (%)) y Relación carbono/nitrógeno (C/N):**

Las formas nitrogenadas son, orgánicas, amoniacales y nítricas, siendo la primera de ellas la que se encuentra en mayor proporción en el suelo. Para su determinación se utiliza el método de Kjeldahl, que valora conjuntamente el nitrógeno orgánico y el amoniacal, sin detectar el nítrico. Dado que el contenido de nitrógeno nítrico suele ser muy bajo, a efectos prácticos se considera el resultado obtenido por este procedimiento, como nitrógeno total. El método Kjeldahl se basa en la reducción del nitrógeno orgánico a amoniacal. El análisis del amonio resultante se realiza mediante colorimetría. Su valoración sólo tiene validez para evaluar el estado de la materia orgánica (relación C/N) y no sirve para evaluar la fertilidad actual del suelo, ya que hace referencia a un nitrógeno que tiene que transformarse previamente, para que pueda ser asimilado por la planta.

- **Fósforo asimilable extraído por el método Mehlich 3 (PM3 (mg/kg)):**

Las formas iónicas son las formas asimilables inmediatamente o a corto plazo. El fósforo iónico está contenido en la solución del suelo y retenido en la superficie de ciertas partículas sólidas (adsorbido al complejo arcillo-húmico, a óxidos de hierro y aluminio y a los carbonatos, sobre todo la caliza activa), con un equilibrio de intercambio entre ambas formas. Los métodos analíticos para determinar la fracción de fósforo asimilable o fácilmente disponible a corto plazo se basan, en el empleo de un extractante químico que se acomoda a las condiciones del suelo que afectan a las diferentes formas asimilables de fósforo (pH, contenido de arcilla, materia orgánica, óxidos de hierro y aluminio y carbonatos). En nuestro caso, se hará uso del extractante multi-elemento Mehlich 3 (PM3), utilizado de forma creciente en los últimos años, ya que está altamente correlacionado con la extracción de fósforo por la planta y con el rendimiento vegetal. Parece el método más adecuado para la estimación de fósforo asimilable en una amplia gama de suelos. El nivel crítico de PM3 es alrededor de 30 mg P kg⁻¹.

- **Calcio(Ca), Magnesio(Mg), Potasio(K), Sodio(Na), Aluminio(Al), (todo ello en cmol/kg) y (Capacidad de Intercambio Catiónico Efectiva (CICE (cmol/kg)):**

Los métodos analíticos para determinar los principales cationes de cambio se basan en desplazarlos y posteriormente cuantificarlos. La solución extractante o desplazante más utilizada es la de Cloruro de amonio (ClNH₄) 1 N. Los cationes intercambiables que se miden en un aparato de absorción atómica son: Ca, K, Mg, Na y Al (acidez intercambiable). La CICE es la suma de todos (Ca+K+Mg+Na+Al en cmol+ kg⁻¹). La capacidad de cambio varía con el pH. Cuando un suelo ácido se neutraliza progresivamente (por aporte de enmiendas calcáreas), se observa que a medida que aumenta el pH, el suelo es capaz de absorber nuevas cantidades de calcio. Esta es la razón por la cual los agrónomos adquirieron la costumbre de medir la capacidad de cambio a pH 7 con ayuda de disoluciones tamponadas (acetato amónico 1N a pH 7), ya que la finalidad era, realizar la capacidad de intercambio catiónico (CIC) para el cálculo de la necesidad de cal, con el fin de llevar el pH del suelo a la neutralidad. Es decir, conocer la cantidad máxima de calcio que el suelo podría fijar a este pH. Por el contrario, y en nuestro caso para definir el estado actual del complejo absorbente de un suelo, es preferible medir la CICE al pH del suelo, usando una disolución no tamponada, obteniéndose así valores claramente inferiores (casi la mitad) que si se utilizan soluciones tamponadas a mayor pH.

5. RESULTADOS.

5.1. Especies de interés pascícola identificadas.

Una vez alcanzado el desarrollo vegetativo necesario y suficiente, se procedió a la identificación de las especies de cada una de las bandejas. En el presente apartado se detallan las especies determinadas en cada paraje y su porcentaje de abundancia.

Respecto al tipo de pastos, del punto de vista fitosociológico y a efectos prácticos se pueden considerar todos dentro del grupo denominado prados mesófilos de pastoreo de la alianza *Cynosurium cristati* con la especie más representativa *Festuca nigrescens* (Díaz y Fernández, 2004).

5.1.1. Especies identificadas en la zona de Carangas.

Carangas es la zona de estudio de menor cota, se localiza a 829 m de altitud. De las 100 plantas que se lograron reproducir en los alveolos correspondientes, se determinaron las siguientes especies:

Tabla 5.1.: Especies identificadas en el área de Carangas

Especie	Numero
<i>Festuca nigrescens</i>	1
<i>Holcus lanatus</i>	97
<i>Plantago lanceolata</i>	2
TOTAL	100

Estos resultados determinan una gran abundancia de *Holcus lanatus* L. en un porcentaje del 97%.

***Holcus lanatus* L.**, es una gramínea perteneciente a la familia *Poaceae*, comúnmente denominado “heno blanco”, es una planta perenne ligeramente pelosa tanto en nudos como entrenudos, con tallos de entre 20 y 100 cm, erectos o ascendentes. Las hojas planas, de 3 a 10 mm de ancho, con una lígula de 1 - 4 mm. Las flores se reúnen en una panícula de 3 - 20 x 1 - 8 cm, de bastante laxa a muy densa y de color blanquecino a púrpura oscuro. Las espiguillas, de 4 a 6 mm, están comprimidas lateralmente y tienen 2 o 3 flores, la inferior hermafrodita y la superior generalmente masculina.

Es una especie que se adapta a gran variedad de suelos, es muy común en prados de siega, borde de caminos, lugares removidos, herbazales húmedos, bosques mixtos y robledales. Se puede encontrar también en tierras silíceas y con mucha materia orgánica, en la publicación de Remón Eraso se refiere al “heno blanco” como una planta indicadora del abuso de estiércoles (Remón, 1991). Puede localizarse desde el nivel del mar hasta los 1400 m.

Todas las plantas de *Holcus lanatus* han presentado un desarrollo correcto y a fecha de 1 de julio de 2022 llegaron a florecer 5 de las 97 plantas identificadas alcanzando una altura de espigado media de 55,6 cm.

La longitud y anchura media de la hoja bandera son de 2,35 cm y 0,475 mm respectivamente.

Tabla 5.2.: Datos agromorfológicos *Holcus lanatus*.

ESPECIE	Promedio de ALTURA	Promedio de LONGITUD Hoja Bandera	Promedio de ANCHO Hoja Bandera	Promedio Nº días al espigado
<i>Holcus lanatus</i>	55,6	2,35	0,475	171

Algunos artículos se refieren al *Holcus lanatus*. como una muy buena productora de semillas, se han llegado a cosechar de 150 a 400 kg/ha, lo que es un rasgo importante para tener en cuenta. Su sistema radicular que es agresivo puede desarrollar raíces profundas lo que le permite ser muy competitivo, también tiene la capacidad de adaptarse a un amplio rango de suelos y extraer nutrientes de aquellos más pobres (Marcos, 2003).

Sin embargo, desde el punto de vista nutricional para el ganado, no posee unos valores muy elevados, aunque sí es aprovechada a diente y por lo tanto de interés pascícola y ecológico.

Las otras dos especies reconocidas no serán objeto de estudio debido a su poca representatividad en esta área de estudio.

5.1.2 Especies identificadas en la zona de Collada Llués.

Los resultados obtenidos en las bandejas pertenecientes al paraje de Collada Llués (1106 m. de altitud) aportaron los siguientes datos al estudio.

Tabla 5.3.: Especies identificadas en el área de Colada Llués.

Especie	Número
<i>Agrostis capillaris</i>	5
<i>Anthoxantum odoratum</i>	20
<i>fallo</i>	7
<i>Festuca nigrescens</i>	26
<i>Plantago lanceolata</i>	41
<i>Poa compressa</i>	1
TOTAL	100

Esta área es la que ha presentado una mayor diversidad de especies reconocidas de entre todas las zonas objeto de estudio en un porcentaje suficientemente representativo como para formar parte de una fuente de semilla potencial.

Las especies identificadas en las bandejas se enumeran a continuación con relación a su porcentaje: *Agrostis capillaris* 5%, *Anthoxantum odoratum* 20%, *Festuca nigrescens* 26%, *Plantago lanceolata* 41% y *Poa compressa* 1%.

Este apartado se centra en el estudio y descripción de *Anthoxantum odoratum* y *Festuca nigrescens* por ser las más representadas y las de mayor relevancia a nivel pascícola.

***Anthoxantum odoratum* L.** es una gramínea perteneciente a la familia *Poaceae*, es una planta perenne cespitosa de entre 15 y 50 cm de altura por lo general y emana un olor característico. Las hojas son aplanadas, de 2 a 8 mm de ancho, glabras o ligeramente pelosas; la vaina es lisa, también glabra o pubescente, con una lígula truncada de hasta 4 mm. La inflorescencia es una panícula muy densa, en la que rara vez se ven las ramas, de hasta 9 cm de longitud, con forma cilíndrica. Las espiguillas, de 7 a 9 mm, están comprimidas lateralmente y están formadas por dos flores estériles y una fértil hermafrodita terminal. Las glumas son membranosas, desiguales e hialinas, con una quilla verde; la superior con 3 venas y cubriendo las flores y la inferior con 1. El lema de las flores estériles es membranosa, con 3 venas y tiene pelos pardos en parte

inferior y una arista en la superior tan largo o ligeramente algo más que la gluma superior; las de las flores fértiles más corta que la anterior, con 5 - 7 venas y suborbicular. Florece de marzo a agosto (Castroviejo, 1987).

Es una gramínea bastante común y puede encontrarse desde la costa hasta el piso alpino y se adapta a suelos secos. Según la opinión de algunos autores la presencia abundante de *Anthoxanthum*, es indicativo de abandono, mal manejo y baja fertilidad (Remón, 1991).

A nivel nutricional no destaca especialmente por su valor forrajero, aunque se considera una planta interesante por su precocidad.

Tabla 5.4.: Datos agromorfológicos *Anthoxanthum odoratum*

ESPECIE	Promedio de ALTURA	Promedio de LONGITUD Hoja Bandera	Promedio de ANCHO Hoja Bandera	Promedio Nº días al espigado
<i>Anthoxanthum odoratum</i>	39,08	3,08	00,52	162,6

***Festuca nigrescens* Lam.** Como en los casos anteriores, también es una gramínea perteneciente a la familia *Poaceae*. Es perenne, densamente cespitosa, sin rizomas. Los tallos tienen una longitud entre 40-60 cm. Las vainas están soldadas, en forma de tubo, pubescentes y fibrosas. Las hojas son capilares y glabras. Uno de los rasgos característicos es que su transversal es angulosa, de entre unos 0,4-0,55 mm de diámetro y 5 nervios. La panícula puede alcanzar entre unos 5-8 cm de longitud. Espiguillas de 9 mm de longitud. Gluma superior 4,1-5,5 mm de longitud. Lema 6 mm de longitud; arista de 2 mm (Fuente *et al.*, 1997), (Figura 5.1).

Su rango de hábitat altitudinal se localiza entre los 1220 m a los 2600 m y aunque no es muy productivo se considera un buen pasto apetecible para el ganado. Un gramo contiene aproximadamente 1350 semillas (Remón, 1991).

Las *Festucas* son interesantes desde el punto de vista agronómico debido a sus cualidades forrajeras y cespitosas, en concreto *F.nigrescens* forma parte de la sección de *Festucas* destinadas a la formación de césped, son rústicas, poco exigentes y se adaptan a gran variedad de tipos de suelos. Como inconveniente presentan que su implantación es lenta (Oliveira, 2002).

Según los trabajos realizados en Centro de Investigaciones Agrarias de Mabegondo (CIAM, Coruña) en la multiplicación de accesiones de *Festucas*, se determinó que tienen una producción media de semilla por planta de 29,6 g (Oliveira et al., 2008).

Cabe destacar que, durante el desarrollo de las *Festucas* en el Campus de Mieres, las plantas solamente tuvieron un desarrollo vegetativo, no alcanzando la madurez sexual (espigado y floración) a fecha de 1 de julio de 2022 (Figura 5.2). Este suceso se atribuye a que la semilla no haya pasado suficientes horas de frío, ya que la siembra se realizó dentro de invernadero manteniendo unas temperaturas mínimas superiores a las requeridas para romper el letargo.



Figura 5.1.: Dibujo *Festuca nigrescens*.

Fuente, Herbario Jaca.



Figura 5.2.: *Festuca nigrescens*.

5.1.3 Especies identificadas en la zona de Llampes.

La zona de estudio denominada Llampes se ubica a 1393 m de altitud y se han determinado las siguientes especies:

Tabla 5.5.: Especies identificadas en el área de Collada Llués.

Especie	Número
<i>Festuca nigrescens</i>	41
<i>Hieracium pilosella</i>	1
<i>Poa compressa</i>	58
TOTAL	100

En este caso, y como anteriormente ya se ha detallado la descripción de *Festuca nigrescens*, y la representatividad de *Hieracium pilosella* es pequeña, nos centraremos en el estudio de *Poa compressa* debido a su mayor abundancia.

***Poa compressa* L.** es una gramínea de la familia *Poaceae*. Las plantas de esta especie tienen un color verde glauco. A las hojas de muchos especímenes de herbario estudiados les faltan sus láminas y frecuentemente están fragmentados con la lígula expuesta. Las inflorescencias de *P. compressa* son frecuentemente estrechas e interrumpidas, con ramas y espiguillas casi deprimidas, son variables en tamaño y número de flores (Figura 5.3). Las espiguillas pueden ser largas, casi siempre enteramente glabras y glaucas, con 4–9 flores o cortas y tener 2–5 flores, y esta variabilidad puede estar presente en la misma población o incluso en la misma planta (Ortega *et al.*, 2018).

Como otras especies de Poas, es poco competitiva y debe evitarse en la siembra junto con otras especies de rápido crecimiento inicial. Por otra parte, es muy resistente al pastoreo intensivo, tiene una calidad nutritiva buena y es apetecible para el ganado (Benito *et al.*, 2000)

De todas las gramíneas inventariadas en este estudio, *Poa compressa* es la que ha presentado una mayor y más temprana floración, por lo que es un aspecto de especial interés para el aprovechamiento óptimo, ya que el valor nutritivo de cualquier pratense está directamente relacionado con su estado fenológico, por lo que la época de pastoreo puede influir directamente en su calidad para el ganado (Muslera *et al.*, 1983).

Tabla 5.6.: Datos agromorfológicos *Poa compressa*.

ESPECIE	Promedio de ALTURA	Promedio de LONGITUD Hoja Bandera	Promedio de ANCHO Hoja Bandera	Promedio Nº días al espigado
<i>Poa compressa</i> L	36,91	4,34	0,42	131,53

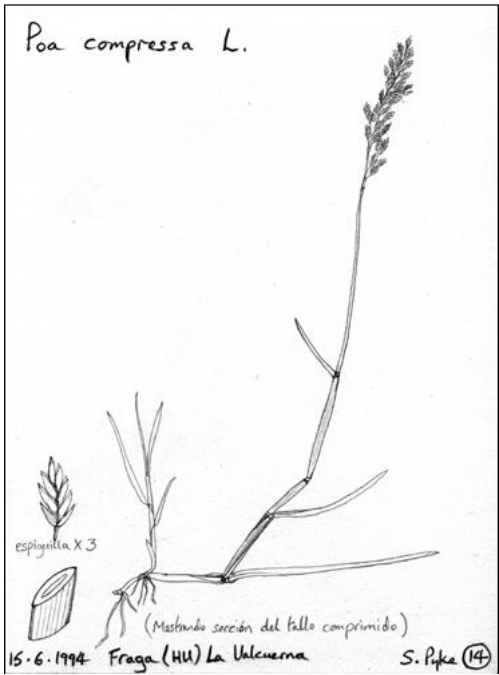


Figura 5.3.: Dibujo *Poa compressa*. Fuente Herbario Jaca.



Figura 5.4.: Detalle tallos aplanados *Poa compressa*.



Figura 5.5.: *Poa compressa* parte aérea y desarrollo radicular.

5.1.4 Especies identificadas en la zona de Arcenorio.

La zona de estudio ubicada en el paraje de Arcenorio se caracteriza principalmente por ser el área de mayor altitud (1438 m), lo que condiciona significativamente el desarrollo de unas especies frente a otras. Se pudieron identificar las siguientes especies:

Tabla 5.7.: Especies identificadas en el área de Arcenorio.

Espece	Número
<i>Hieracium pilosella</i>	10
<i>Poa compressa</i>	1
<i>Plantago media</i>	1
<i>Festuca nigrescens</i>	88
TOTAL	100

En esta área de estudio, se observa una dominancia de *Festuca nigrescens* 88% frente a otras presentes como *Hieracium*, en un 10%, y *Plantago* o *Poa* que apenas tienen representatividad en el área de estudio. Podemos observar como la abundancia de las *Festucas* aumenta con la cota.



Figura 5.6.: *Hieracium pilosella* y *Plantago media*.

5.1.5 Especies identificadas en la zona de Ventaniella.

El paraje de Ventaniella se localiza a una altitud intermedia entre las cotas de localizaciones anteriores, a 1202 m. Junto con el paraje de Arcenorio son las localidades ubicadas más al sur del concejo, influenciadas por las características propias del clima próximo a la meseta. La composición herbácea es muy similar a la de Arcenorio, mostrando un abundante porcentaje de *Festuca nigrescens*, en este caso concreto, las *Festucas* predominan sobre el total en un porcentaje nada despreciable del 90%.

Tabla 5.8.: Especies identificadas en el área de Ventaniella.

Especie	Número
<i>Hieracium pilosella</i>	8
<i>Poa compressa</i>	2
<i>Festuca nigrescens</i>	90
TOTAL	100

5.1.6 Análisis general de las especies identificadas.

El Proyecto SOS Praderas (el cual ha sido un apoyo importante para la elaboración de este trabajo) surgió para promover la gestión sostenible de los prados de siega y favorecer su conservación. Una de sus líneas de actuación consistía en la multiplicación de las especies presentes en los prados de siega. Para seleccionar las especies que tuvieran mayor relevancia en la multiplicación, uno de los principales criterios en los que se basaban, además de su presencia, era la frecuencia con la que aparecían en distintas praderas. Una elevada frecuencia indicaba que eran especies características de la zona e indicadoras de buena calidad, también que su presencia o ausencia fuesen claves para la riqueza del ecosistema. (Jiménez-Alfaro *et al.*, 2007 ; Flores *et al.*, 2019)

Como se puede apreciar en la siguiente tabla *Festuca nigrescens* aparece en todos los parajes seleccionados (Tabla 5.9) .

Tabla 5.9.: Especies presentes en todas las zonas de estudio.

ESPECIE	Carangas 829 m	Collada Llués 1106 m.	Ventaniella 1202 m	Lampes 1393 m	Arcenorio 1438 m
<i>Poa compressa</i>			X	X	X
<i>Holcus lanatus</i>	X				
<i>Festuca nigrescens</i>	X	X	X	X	X
<i>Anthoxantum odoratum</i>		X			

Según los estudios realizados por Fanlo R., en el estudio de “*Pastos supraforestales andorranos: Características Bromatológicas que influyen en su palatabilidad*”, las *Festucas* pertenecen al grupo de pastos más tiernos y de mayor palatabilidad para el ganado. Además, a través de las siembras realizadas en el campus observamos que las semillas de *Festucas* mostraron una gran capacidad germinativa. Ensayos realizados con especies del género *Festuca* demostraron que es una especie de gran rusticidad y capacidad de adaptabilidad a diferentes condiciones climáticas y suelos. Es una especie muy utilizada en jardinería y restauración ecológica ya que son especies de la zona templado-húmeda, bastante tolerantes a la sombra, la sequía y a la acidez (Ruemmele *et al.*, 1995).

Según la bibliografía revisada se recomienda una dosis de siembra para las *Festucas* de unos 20 kg/ha en otoño o primavera (San Miguel, 2008).

Por las características anteriormente descritas, las *Festucas* se convierten en unas candidatas relevantes para destinarlas a la producción de semilla.

A pesar de que anteriormente se ha mencionado que la especie *Holcus lanatus* no destaca especialmente por su valor nutritivo, sí que lo hace por su gran rusticidad, producción de semillas y su adaptabilidad a gran tipo de suelos. Un rasgo muy importante de esta especie es su potente sistema radicular (como se muestra en la [Figura 5.7](#)), sería un gran aliado en las zonas pobres e inestables, que precisasen de una fijación extra de la cubierta.



Figura 5.7.: Detalle sistema radicular principales especies. 1. *Festuca nigrescens*, 2. *Poa compressa*, 3. *Anthoxantum odoratum*, 4. *Holcus lanatus*

El cepellón correspondiente al número 4 se observa que ha ocupado completamente el alveolo, mostrando un desarrollo vigoroso de su sistema radicular.

Las plantas presentes pertenecientes al género *Poa*, son de alto valor nutritivo para el ganado, en cambio, durante su cultivo en contenedor, han mostrado mayor sensibilidad a los periodos de sequía.

5.2. Resultados de los análisis edafológicos.

Los resultados obtenidos de las distintas muestras de suelo que se recogieron se detallan a continuación. La composición química y estructural del suelo será determinante en la producción herbácea tanto de materia seca como de semilla. También podremos determinar en qué casos será conveniente una mejora para aumentar o mejorar la calidad, o cantidad de la producción.

5.2.1. Parámetros Físicos:

Con los resultados de estos análisis podremos referirnos a la composición material y estructural de las muestras analizadas. Con ello sus características principales y comportamiento como tipo de suelo.

5.2.1.1. Textura (%Arena, %limo, %arcilla).

La textura de un suelo se refiere a la proporción de arena, limo y arcilla que contiene.

- Gravas: $\varnothing > 2\text{mm}$
- Arenas: $\varnothing 2 - 0.02\text{ mm}$, Arenas gruesas: $2 - 0.2\text{ mm}$, Arenas finas: $0.2 - 0.02\text{ mm}$
- Limos: $\varnothing 20 - 2\text{ micras}$
- Arcillas: $\varnothing < 2\text{ micras}$

Los resultados obtenidos a través de los análisis realizados en el laboratorio se muestran en la siguiente tabla (Tabla 5.7). Estas propiedades confieren al suelo unas características determinantes que influirán en la capacidad de retener agua y en el intercambio de nutrientes con las plantas principalmente. El nombre textural correspondiente se estableció atendiendo al triángulo de clases texturales definido por la USDA (*United States Department of Agriculture*).

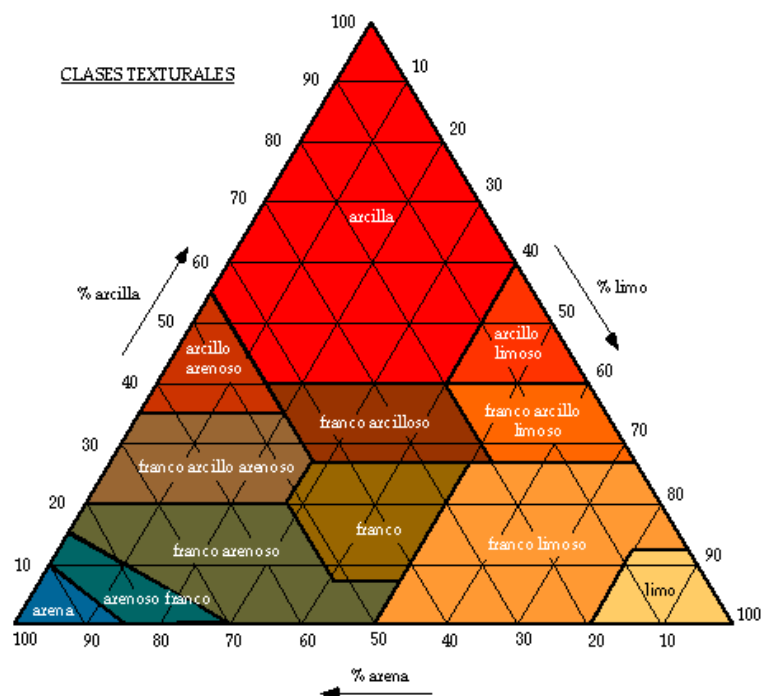


Figura 5.8.: Clases texturales.

Tabla 5.10.: Textura.

Localización	Arena (%)	Limo (%)	Arcilla (%)	Nombre textural
ARCENORIO	62,79	14,65	22,56	Franco arcillo arenoso
CARANGA	55,42	21,15	23,43	Franco arcillo arenoso
VENTANIELLA	67,70	15,55	16,75	Franco arenoso
LLAMPES	47,74	21,61	30,65	Franco arcillo arenoso
COLLADA LLUES	65,62	18,28	16,10	Franco arenoso

Como se puede observar en la [Tabla 5.10](#), todos los puntos de estudio presentan un suelo franco, por lo que se consideran texturas suficientemente equilibradas y por lo tanto favorables para la producción herbácea. Los suelos arenosos se caracterizan por tener poca capacidad de retención de agua y baja capacidad de suministro de nutrientes, en cambio los arcillosos se caracterizan por ser ricos en nutrientes y tener buena capacidad de retención de agua. En las localizaciones de Arcenorio, Caranga y Llampes la textura es Franco arcillo arenosa lo que confiere una textura favorable. Los parajes de Ventaniella y Collada Llués tienen una estructura Franco arenosa lo que permitirá que sean suelos mejor drenados, pero más pobres en macro y microelementos metálicos.

5.2.1.2. Índice de erosionabilidad de Bouyoucos.

Este índice depende directamente de la textura. Los suelos más susceptibles de la erosión son aquellos que tienen mayor índice, debido al bajo contenido en arcilla.

El índice de Bouyoucos se calculó de la siguiente manera , $I_B = \frac{\%(arena+limo)}{\% arcilla}$.

Tabla 5.11.: Índice de Bouyoucos.

Localización	Arena (%)	Limo (%)	Arcilla (%)	Índice Bouyoucos
ARCENORIO	62,79	14,65	22,56	3,43
CARANGA	55,42	21,15	23,43	3,27
VENTANIELLA	67,70	15,55	16,75	4,97
LLAMPES	47,74	21,61	30,65	2,26
COLLADA LLUES	65,62	18,28	16,10	5,21

Los resultados indican que el paraje de Llampes es menos susceptible a la erosión que el resto de los parajes. Por el contrario, Collada Llués posee el mayor índice de erosionabilidad.

5.2.1.3. Capacidad de retención de agua disponible (CRAD (%)), Capacidad de campo (CC (%)) y Punto de marchitez permanente (PMP (%)).

El parámetro de capacidad de retención de agua, CRAD, es un estimador de la capacidad hídrica del suelo muy utilizado por los técnicos forestales e investigadores en ecología forestal, propuesto por Gandullo en 1985 (Domingo *et al.*, 2006). Este factor de las propiedades físicas del suelo es muy relevante y necesario a tener en cuenta, ya que se refiere a la cantidad de agua en el suelo disponible para la planta que la reserva del suelo es capaz de suministrar a la vegetación. Esta característica va a limitar la producción y la existencia de las distintas especies en las mismas condiciones climáticas (González Rebollar, 1999).

Los límites de la cantidad de agua disponible para las plantas vienen determinados por la “Capacidad de Campo (CC)” y el “Punto de Marchitez Permanente (PMP)” son dos factores íntimamente relacionados con la CRAD ya que determinan los límites de la cantidad de agua disponible para los vegetales. La CC correspondería con el límite superior, mientras que el PMP correspondería con el límite inferior.

“Capacidad de campo - se refiere a la cantidad constante de agua que contiene un suelo saturado después de 48 horas de drenaje.

Punto permanente de marchitez - se refiere al contenido de agua de un suelo tan fuertemente retenido que las plantas no pueden absorberlo y se marchitan de forma permanente.

De esta manera podemos decir que la CRAD de un suelo se refiere a la diferencia entre la Capacidad de Campo y el Punto de Marchitamiento. $CRAD = CC - PM$.

En la siguiente [figura 5.9.](#) se puede observar cómo la textura está íntimamente relacionada con los parámetros de agua disponible en el suelo. Los suelos arenosos, debido a su estructura, tienen menor capacidad de retención de agua.

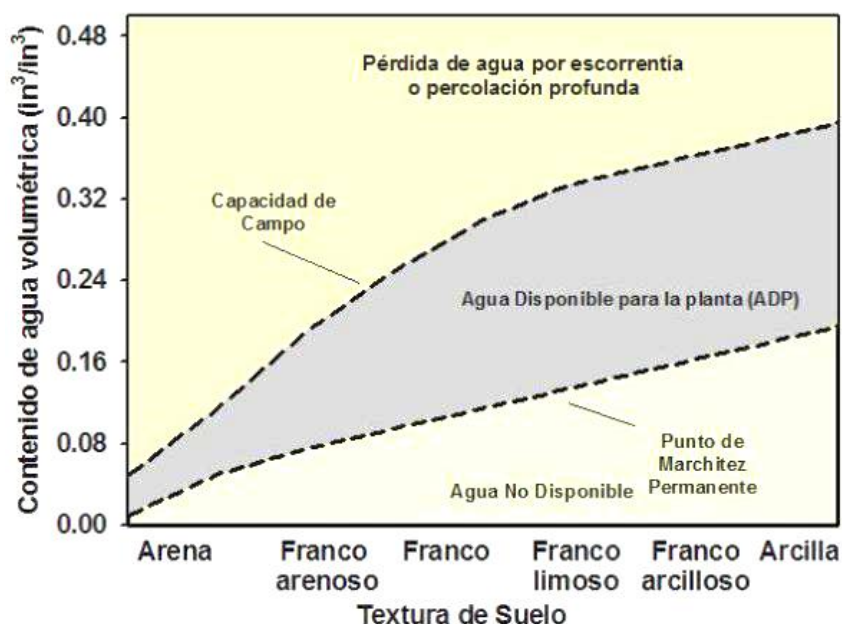


Figura 5.9.: Relación general entre el agua disponible para la planta (ADP), la capacidad de campo, el punto de marchitez permanente, el agua no disponible y la textura del suelo. Fuente: UF/IFAS.

Tabla 5.12.: CRAD, CC Y PM (%).

Localización	Nombre textural	CRAD (%)	CC (%)	PM (%)
ARCENORIO	Franco arcillo arenoso	9,51	23,58	14,07
CARANGA	Franco arcillo arenoso	10,58	24,87	14,28
VENTANIELLA	Franco arenoso	9,41	21,08	11,67
LLAMPES	Franco arcillo arenoso	11,19	28,58	17,38
COLLADA LLUES	Franco arenoso	9,79	21,16	11,37

Los suelos francos con mayor contenido en arcilla tienen una mayor capacidad de retener el agua, por lo que en periodos de sequía el agostamiento del pasto será más tardío, produciendo mayor cantidad de kilos de materia seca por hectárea. Por el contrario, los suelos con mayor contenido en arena que drenan con mayor rapidez, durante los periodos de sequía, el agostamiento de la que vegetación será precoz respecto a los terrenos más arcillosos, repercutiendo en una menor producción.

5.2.1.4. Tasa o intensidad de drenaje (cm/h).

La tasa de drenaje determina la velocidad con la que el agua se infiltra a través del terreno, es decir, la capacidad de un suelo para drenarse. Está directamente relacionado con su textura ya que a mayor contenido de limos y/o arcillas, obtendremos suelos más pesados y más fácilmente encharcables. Suelos con tasas de drenaje más altas, tendrán mayor facilidad de drenaje (Ortega y Sagado, 2001).

Tabla 5.13.: Tasas de drenaje y composición.

Localización	Arena (%)	Limo (%)	Arcilla (%)	Densidad o tasa de drenaje (cm/h)
ARCENORIO	62,79	14,65	22,56	0,53
CARANGA	55,42	21,15	23,43	0,51
VENTANIELLA	67,70	15,55	16,75	1,04
LLAMPES	47,74	21,61	30,65	0,29
COLLADA LLUES	65,62	18,28	16,10	1,14

Tabla 5.14.: Clases de permeabilidad de los suelos, fuente FAO.

Clases de permeabilidad de los suelos	Índice de permeabilidad cm/h
Muy lenta	menor de 0.13
Lenta	0.13 - 0.3
Moderadamente lenta	0.5 - 2.0
Moderada	2.0 - 6.3
Moderadamente rápida	6.3 - 12.7
Rápida	12.7 - 25
Muy rápida	mayor de 25

En los anteriores resultados podemos observar cómo los suelos con mayor contenido en arena presentan mejores tasas de drenaje (Tabla 5.13) y con ello menor riesgo de encharcamiento. Esto, en contrapartida, también puede provocar mayor lavado y pérdida de nutrientes del suelo. De acorde a los criterios de clasificación de suelos que establece la FAO podríamos decir que en todos los casos estamos ante suelos con una tasa de permeabilidad “Moderadamente lenta” (Tabla 5.14).

5.2.1.5. Punto de saturación (%).

Se refiere al estado del suelo en el que todos sus espacios interestructurales están ocupados por agua, en suelos bien drenados este suceso ocurre de forma temporal, ya que por acción de la gravedad el agua se irá desplazando hacia estratos inferiores. En suelos mal drenados, si se alcanza el punto de saturación y continúa el aporte de agua, se pueden dar situaciones de encharcamiento.

Tabla 5.15.: Saturación (%).

Localización	Arena (%)	Limo (%)	Arcilla (%)	Saturación (%)
ARCENORIO	62,79	14,65	22,56	45,92
CARANGA	55,42	21,15	23,43	46,66
VENTANIELLA	67,70	15,55	16,75	43,91
LLAMPES	47,74	21,61	30,65	48,70
COLLADA LLUES	65,62	18,28	16,10	43,84

Como en los casos anteriores, el punto de saturación depende directamente de la textura del suelo, se puede observar en los resultados, que los suelos con mayor contenido en arcilla tienen un mayor porcentaje de saturación (Tabla 5.15). Estos son los más susceptibles de sufrir encharcamientos durante las épocas de lluvias prolongadas.

5.2.1.6. Densidad aparente (Mg/m^3).

La densidad aparente de un suelo es se refiere a la relación que existe entre la masa del sólido y el volumen total ocupado por el sólido y por el espacio poroso. A diferencia de la densidad real que es relativamente constante, la densidad aparente depende en gran medida de la cantidad y calidad del espacio poroso. A la hora de hacer un estudio es importante conocer este valor ya que puede aportar mucha información sobre la porosidad, capacidad de infiltración y aireación. Estos factores son determinantes para la circulación del agua y la aireación del suelo que condicionan el desarrollo de unas especies vegetales frente a otras, incluso pudiendo llegar a valores críticos que impidan el establecimiento de la cubierta herbácea (Porta *et al.*, 1999).

Fundamentalmente se utiliza para conocer la capacidad de almacenamiento de agua y evaluar la compactación del suelo y tiene mucha utilidad desde el punto de vista del manejo del suelo. Un suelo suelto y poroso tendrá una menor densidad aparente que después de haber sido compactado.

Tabla 5.16.: Densidad aparente.

Localización	Densidad aparente (Mg/m^3)
ARCENORIO	1,43
CARANGA	1,41
VENTANIELLA	1,49
LLAMPES	1,36
COLLADA LLUES	1,49

Tabla 5.17.: Valores de referencia de densidad aparente (Rubio y Roig, 2017).

Textura	Densidad aparente (Mg/m^3)
Fina (arcillosos)	1,00 - 1,30
Media (francos)	1,30 - 1,50
Media (francos)	1,50 - 1,70

Los valores bajos van a indicar suelos porosos y bien aireados, por lo tanto, van a presentar mayor facilidad para el enraizamiento. De forma opuesta va a suceder con valores altos, se trata de suelos pesados, poco porosos y con dificultad para la

infiltración y aireación, estas características pueden provocar problemas de anoxia, anegamiento y dificultad de desarrollo radicular (Tabla 5.16).

En el caso que nos ocupa, se puede observar que los valores de densidad aparente de todos los parajes se encuentran dentro de un rango de valores normales para suelos francos (Tabla 5.17).

5.2.2. Parámetros Químicos:

Con el estudio de la composición química del suelo podremos obtener información relevante para conocer la capacidad nutricional del suelo. A su vez es la parte indispensable de cualquier intento de mejora cuantitativa y cualitativa de la producción (Andrades y Martínez, 2014).

5.2.2.1. pH (H₂O 1:2,5).

El pH es uno de los parámetros más importantes, ya que influye directamente en varios aspectos determinantes como son la velocidad de los procesos de humidificación o mineralización, la solubilidad en distintos elementos nutritivos, la capacidad de adsorción de cationes en el complejo de cambio o el desarrollo de los microorganismos (Andrades y Martínez, 2014). Los suelos, presentan unas características u otras en función del pH que tengan. Las condiciones favorables de desarrollo de la mayor parte de los cultivos y la asimilación de nutrientes suceden en suelos con un intervalo de pH entre 5,6 y 7,3 (suelos medianamente ácidos a neutros). A medida que los pH se vuelven más extremos, las condiciones se vuelven más desfavorables para la vegetación. En la siguiente tabla (Tabla 5.18) se describen los efectos típicos que producen los diferentes rangos de pH.

Tabla 5.18.: Principales efectos para los distintos intervalos del pH establecidos por la USDA.

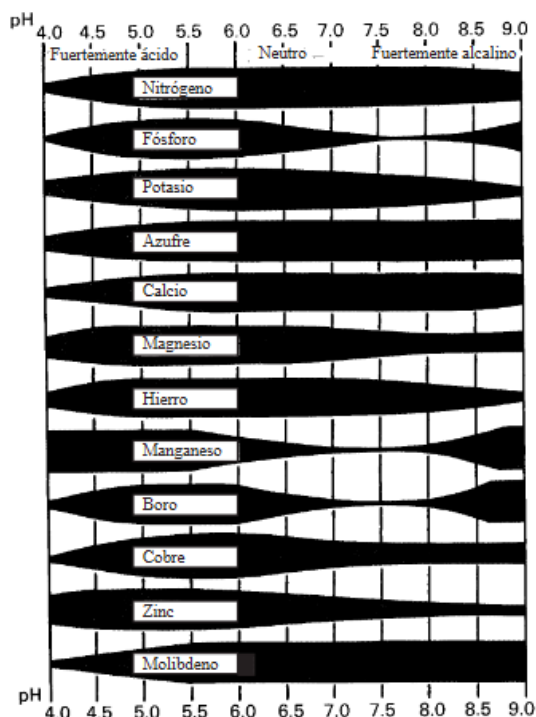
pH	Evaluación	Efectos en el intervalo
< 4,5	Extremadamente ácido	Condiciones muy desfavorables
4,5 – 5	Muy fuertemente ácido	Posible toxicidad por Al ³⁺ y exceso de Co, Cu, Fe, Mn, Zn; deficiencia en Ca, K, N, Mg, Mo, P, S. Escasa actividad bacteriana.
5,1 – 5,5	Fuertemente ácido	
5,6 – 6	Medianamente ácido	Intervalo adecuado para la mayoría de los cultivos; máxima disponibilidad de nutrientes (por debajo de pH 7 el CaCO ₃ no es estable.
6,1 – 6,5	Ligeramente ácido	
6,6 – 7,3	Neutro	
7,4 – 7,8	Medianamente básico	Suelos generalmente con CaCO ₃ ; disminuye la disponibilidad de P y B; deficiencia creciente de Co, Cu, Fe, Mn, Zn
7,9 – 8,4	Básico	
8,5 – 9,0	Ligeramente alcalino	En suelos con carbonatos, el pH alto puede deberse al MgCO ₃ , si no hay sodio intercambiable.
9,1 – 10	Alcalino	Presencia de carbonato sódico; elevado porcentaje de sodio intercambiable (ESP>15%); toxicidad Na, B; escasa actividad microbiana; micronutrientes poco disponibles excepto Mo.
> 10	Fuertemente alcalino	

Los análisis efectuados en el laboratorio de los distintos parajes del P.N. de Ponga, mostraron los siguientes resultados (Tabla 5.19).

Tabla 5.19.: pH.

Localización	pH (H ₂ O 1:2,5)	Evaluación
COLLADA LLUES	5,38	Fuertemente ácido
CARANGA	5,15	Fuertemente ácido
VENTANIELLA	4,94	Muy fuertemente ácido
LLAMPES	4,78	Muy fuertemente ácido
ARCENORIO	4,31	Extremadamente ácido

Como se puede observar estamos ante suelos entre fuerte y extremadamente ácidos, lo que puede ser un indicador de poca actividad bacteriana, exceso de Co, Cu, Fe, Mn, Zn y/o deficiencia en Ca, K, N, Mg, Mo, P, S. También se puede reducir la velocidad de los procesos de descomposición y mineralización de la M.O.



La imagen de la izquierda muestra como las concentraciones de algunos minerales fluctúan en función del pH del suelo.

Figura 5.10.: Influencia del pH en la disponibilidad de nutrientes vegetales en suelos orgánicos; las partes más anchas de las zonas sombreadas indican la máxima disponibilidad (Lucas y Davis, 1961).

5.2.2.2. Conductividad eléctrica (CE (dS/m)).

La conductividad eléctrica se refiere a la cantidad de sales disueltas que se encuentran en el suelo. Los principales cationes disueltos en agua que dan origen a la salinidad son sodio, calcio, magnesio y potasio. Los principales aniones son sulfatos, cloruros, carbonatos y bicarbonatos (Andrades y Martínez, 2014). Son múltiples los problemas que elevadas concentraciones de salinidad pueden causar sobre los vegetales, afectando negativamente en mayor o menor medida y dependiendo del tipo de sal y cultivo (Lamz *et al.*, 2013).

Tabla 5.20.: Valores de referencia de salinidad en suelos

CE (dS m ⁻¹)	Evaluación
CE < 0,35	No salino
0,36 < CE < 0,65	Ligeramente salino
0,66 < CE < 1,15	Salino
1,16 < CE	Muy salino

Tabla 5.21.: Salinidad.

Localización	CE (dS m ⁻¹)
ARCENORIO	0,29
CARANGA	0,08
VENTANIELLA	0,06
LLAMPES	0,06
COLLADA LLUES	0,06

En los resultados que se dependen de los análisis realizados en el laboratorio, apreciamos que los niveles de salinidad presentes en los suelos estudiados son bajos (Tabla 5.21). Por lo que se puede determinar que son suelos no salinos (Tabla 5.20).

5.2.2.3. Materia orgánica (M.O (%)) y Carbono Orgánico (CO (%)).

Podemos definir la materia orgánica del suelo de acuerdo con Baldock y Skjemstad (1999) como:

“Todos los materiales orgánicos que se encuentran en los suelos independientemente de su origen o estado de descomposición”.

La Materia Orgánica del suelo, es indispensable para la mejora de las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo. Mejora su calidad ya que es una fuente indispensable de nutrientes, mejora la estructura del suelo, la aireación y almacenamiento de agua, es fuente de carbono para microorganismos del suelo entre otras (Docampo, 2012). La MO del suelo y el CO son dos parámetros que a menudo suelen confundirse. Cuando se habla de CO se refiere a la cantidad de Carbono que permanece en el suelo después de la descomposición parcial de cualquier material orgánico (F.A.O. 2017). Se relaciona con la cantidad y disponibilidad de nutrientes, como el Nitrógeno que por términos generales suele ser escaso. La cantidad de CO no depende únicamente de los factores ambientales, si no que está estrechamente relacionado con el uso del suelo, es decir, las actividades agrícolas intensivas generan una degradación del suelo que provoca una liberación de Carbono hacia la atmósfera, provocando una pérdida de nutrientes y disminución de la fertilidad. Por el contrario, las actividades sostenibles, tienen un efecto contrario (Martínez *et al.*, 2008 ; Ginebra *et al.*, 2015).

Los valores de referencia de materia orgánica se reflejan en la [Tabla 5.22.](#) :

Tabla 5.22: Valores de referencia de M.O.

MO (%)	Clase
< 1	Muy pobre
1 - 2	Pobre
2 - 3	Medio
3 - 5	Rico
> 6	Muy rico

Los valores obtenidos de Materia Orgánica y Carbono Orgánico de las muestras de suelo objeto de estudio reflejaron los siguientes valores ([Tabla 5.23](#)):

Tabla 5.23. MO y CO.

Localización	MO %	CO (%)
ARCENORIO	17,97	10,43
CARANGA	12,78	7,42
VENTANIELLA	8,78	5,10
LLAMPES	12,33	7,16
COLLADA LLUES	13,35	7,75

Los resultados reflejan valores elevados en el contenido de MO, debido probablemente a la presencia de ganado.

5.2.2.4. Nitrógeno total (N Orgánico y amoniacal (%)) y relación de Carbono/Nitrógeno (C/N).

El Nitrógeno es un elemento esencial considerado como un macronutriente ya que está presente en la mayor parte de las composiciones orgánicas. Actualmente está demostrado que es el elemento limitante en el desarrollo vegetativo (Benimeli *et al.*, 2019) por lo que su exceso o defecto condicionará el desarrollo de los cultivos. El nitrógeno presente en el suelo no procede de la disgregación de la roca madre, sino que, a través de diferentes procesos, el N atmosférico queda fijado en el suelo. Es asimilado por la vegetación en formas amonio (NH_4^+) y nitrato (NO_3^-).

La relación C/N es un indicador de la calidad del suelo. Valores altos en la relación indican que la M.O. se descompone lentamente y por lo tanto el Nitrógeno queda inmovilizado para las plantas, por el contrario, si el valor es bajo indicaría una rápida mineralización y ruptura de los tejidos, ya que se estimula la actividad microbiana y hay nutrientes suficientes para microorganismos y vegetales (Fuentes, 1999).

Tabla 5.24.: Nitrógeno total y relación de C/N.

Localización	N total (%)	Relación C/N
ARCENORIO	4,30	2,42
CARANGA	2,12	3,50
VENTANIELLA	1,26	4,06
LLAMPES	3,41	2,10
COLLADA LLUES	2,43	3,19

Tabla 5.25: Valores de referencia de N.

Nitrógeno Total (%). Método Kjeldahl	Clase
< 0,05	Muy bajo
0,06 - 0,10	Bajo
0,11 - 0,20	Normal
0,21 - 0,40	Alto
> 0,41	Muy alto

Tabla 5.26: Valores de referencia relación C/N.

Relación C/N	Clase
< 10	Baja
10 - 12	Normal
12 - 15	Alta
> 15	Muy Alto

Como se puede observar en los resultados (Tabla 5.24), estamos ante suelos con una relación C/N baja, lo que indica disponibilidad de este elemento para la actividad microbiana y vegetales.

5.2.2.5. Nivel fósforo Mehlich 3 asimilable (PM3 (mg/kg)).

El fósforo es otro de los elementos esenciales en el desarrollo de las plantas, ya que contribuye a mejorar la resistencia al estrés, como la sequía o el frío, favorece el desarrollo de las raíces y la maduración de los frutos, entre otros (San Miguel, 2001). Este compuesto se presenta en varias formas en el suelo, pero no todas son asimilables por las plantas. El fósforo puede ser asimilado directamente cuando se encuentra soluble en ortofosfato en forma de H_2PO_4^- y HPO_4^{2-} , además la disponibilidad de P está fuertemente relacionada con el pH del suelo. La mayor reposición de P se produce con valores de pH entre 6 y 7 (Oliveira *et al.*, 2006).

Tabla 5.27: Fósforo.

Localización	P Mehlich3 (mg/kg)
ARCENORIO	13,00
CARANGA	9,90
VENTANIELLA	4,70
LLAMPES	18,20
COLLADA LLUES	7,10

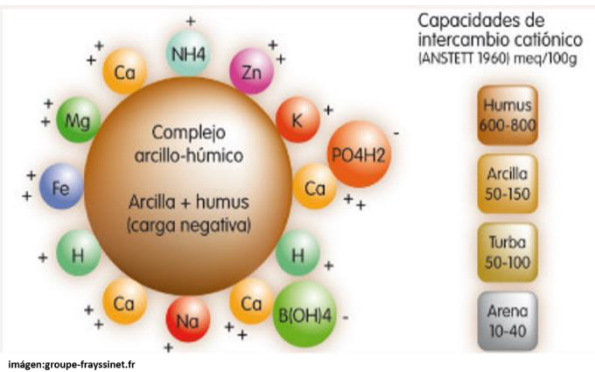
Tabla 5.28: Valores de referencia de fósforo en el suelo.

Contenido en fósforo (mg/kg)	Clase
P < 20	Probablemente exista respuesta al abonado con P
20 < P < 30	La respuesta al abonado con P puede depender de otras propiedades edáficas del suelo y de la planta
P > 30	Probablemente no exista respuesta al abonado con P

Los valores de obtenidos en el laboratorio (Tabla 5.27) muestran que cabría la posibilidad de hacer una mejora en el suelo realizando aportes de abonados con fósforo. Para evitar realizar aportes con abonos de origen sintético, se puede mejorar la disponibilidad de P realizando encalados que eleven el pH, ya que la acidificación del suelo dificulta la absorción de este elemento por las plantas.

5.2.2.6. Calcio (Ca), Magnesio (Mg), Potasio(K), Sodio (Na), Aluminio (Al), (todo ello en cmol/kg) y Capacidad de Intercambio Catiónico Efectiva (CICE (cmol/kg)).

La determinación de estas sustancias en una analítica de suelo es indispensable ya que se referirá a la capacidad del suelo para retener nutrientes. El complejo arcillo-húmico está formado por partículas de arcilla y humus, es de suma importancia de cara a la estructura y fertilidad del suelo ya que repercute directamente en la cantidad de nutrientes disponibles para la planta. Se llama Capacidad Intercambio Catiónico Efectiva, CICE, a la cantidad de cationes intercambiables que puede retener un suelo ($\text{Ca}^{++} + \text{Mg}^{++} + \text{K}^{+} + \text{Na}^{+}$), el complejo estará saturado cuando esté ocupado de cationes básicos, desplazando al H^{+} y Al^{3+} , por lo tanto, la CICE dependerá de la cantidad de arcilla y materia orgánica que contenga el suelo (Andrades y Martínez, 2014).



Todos estos elementos son importantes para un correcto funcionamiento y desarrollo de los vegetales.

Figura 5.11: Complejo arcillo húmico (fuente: groupe frayssinet.fr)

Los análisis realizados de las muestras de suelo recogidas reflejaron los siguientes resultados (Tabla 5.29).

Tabla 5.29: Ca, Mg, K, Na y Al.

Localización	Ca (cmol+/kg)	Mg (cmol+/kg)	K (cmol+/kg)	Na (cmol+/kg)	Al (cmol+/kg)
ARCENORIO	1,64	0,85	0,20	1,06	1,84
CARANGA	1,83	0,43	0,17	1,00	1,44
VENTANIELLA	1,40	0,52	0,11	1,13	1,83
LLAMPES	1,15	0,21	0,09	0,91	1,87
COLLADA LLUES	1,82	0,11	0,30	0,64	1,34

Tabla 5.30.: Interpretación del contenido de Ca (cmol₍₊₎/kg), según la textura del suelo

Textura	Criterio de fertilidad				
	Muy bajo	Bajo	Correcto	Alto	Excesivo
Arenosa	< 3	3-6	6-7	7-8	> 8
Media	< 4,5	4,5-9	9-10,5	10,5-12	> 12
Arcillosa	< 6	6-12	12-14	14-16	> 16

Tabla 5.31.: Interpretación del contenido de Mg (cmol₍₊₎/kg), según la textura del suelo

	Criterio de fertilidad				
	Muy bajo	Bajo	Correcto	Alto	Excesivo
Arenosa	< 0,50	0,5-1	1-1,5	1,5-2	> 2
Media	< 0,75	0,75-1,5	1,5-2,25	2,25-3	> 3
Arcillosa	< 1	1-2	2-3	3-4	> 4

Tabla 5.32.: Interpretación del contenido de K (cmol₍₊₎/kg), según la textura del suelo

Textura	Criterio de fertilidad				
	Muy bajo	Bajo	Correcto	Alto	Excesivo
Arenosa	< 0,10	0,10-0,20	0,20-0,40	0,40-0,60	> 0,60
Media	< 0,13	0,13-0,30	0,30-0,60	0,60-1,20	> 1,20
Arcillosa	< 0,20	0,20-0,40	0,40-0,80	0,80-1,30	> 1,30

Como era de esperar debido a la acidez del suelo se observan valores bajos y muy bajos de los cationes Ca, Mg y K en todos los parajes (Tabla 5.29).

Tabla 5.33.: Interpretación del contenido de Na (cmol(+)/kg)

Normal	2
Alto	2 – 4,5
Muy alto	> 4,5

Respecto a la concentración de Na en los análisis realizados se observa que todos los valores obtenidos se encuentran en el intervalo [0,64 y 1,13] por lo que se puede decir que está dentro de unos valores normales (Tabla 5.33).

Además de estos límites hay que tener en cuenta la relación del magnesio con el potasio y el calcio, ya que desequilibrios entre ellos pueden dar antagonismos.

Tabla 5.34.: CICE y relaciones Ca/Mg y K/Mg.

Localización	CICE (cmol+/kg)	Ca/Mg	K/Mg
ARCENORIO	5,59	1,93	0,23
CARANGA	4,87	4,26	0,39
VENTANIELLA	4,99	2,68	0,21
LLAMPES	4,23	5,47	0,44
COLLADA LLUES	4,20	16,79	2,73

Pueden darse las situaciones siguientes:

- $K/Mg = 0,2 - 0,5$ correcto
- $K/Mg > 0,5$ carencia de magnesio o exceso de potasio
- $K/Mg < 0,2$ carencia de potasio o exceso de magnesio

En todos los parajes excepto en Collada Llués se observa una relación correcta en la relación de K y Mg. En Collada Llués se aprecia un exceso de K, o carencia de Mg (Tabla 5.34), puede ser un indicador de un pastoreo excesivo en la zona, que impide una reposición suficiente de Mg (Muslera y Ratera, 1983).

- $Ca/Mg = 5$ correcto
- $Ca/Mg > 10$ carencia de magnesio

Respecto a la concentración de Ca/Mg (Tabla 5.34) se aprecia que la relación es correcta para los parajes de Arcenorio, Caranga y Ventaniella. Por el contrario, en Llampes se aprecia una ligera carencia de Mg siendo ésta más acusada, como se mencionó anteriormente, en Collada Llués.

El Aluminio es un elemento que forma parte de las arcillas y aumenta su concentración en el suelo con valores bajos de pH. Tiene un efecto de toxicidad sobre las plantas, principalmente sobre el sistema radicular, afectando negativamente al desarrollo general de la planta. También causa carencias en la asimilación de fósforo y calcio, por lo que su contenido en el suelo es un dato muy importante para tener en cuenta. La concentración de Aluminio afecta a cada especie de una manera diferente, e incluso algunas han desarrollado mecanismos para inhibir su toxicidad, pero se considera, de forma general, que concentraciones entre 2-5 ppm es tóxica para la mayor parte de las plantas (Muslera y Ratera, 1983).

Analizando los resultados obtenidos, se observa que en ninguno de los parajes se alcanzan niveles críticos de toxicidad por aluminio para las plantas (Tabla 5.29).

Tabla 5.35.: Interpretación de la CICE (cmol₍₊₎/kg)

CICE (cmol ₍₊₎ /kg)	Valoración
< 4	Muy débil
4-8	Débil
8-15	Normal
15-25	Elevada
> 25	Muy elevada

Según los valores de referencia se determina que la Capacidad de Intercambio Catiónico Efectiva es débil para todos los parajes (Tabla 5.34).

6. DISCUSIÓN.

Para realizar una mejora después de las quemas controladas, sería imprescindible intervenir inmediatamente en los siguientes meses, ya que este periodo es el más sensible a la pérdida de suelo (Díaz-Fierros *et al.*, 1990; Marcos *et al.*, 2000) debido a que queda desprotegido y expuesto a los agentes erosivos. Para atajar estos posibles efectos del fuego, uno de los métodos más utilizados es la siembra de especies herbáceas, utilizadas con éxito por algunos autores. A pesar de ello, existen detractores de este método que cuestionan su eficacia debido a la dependencia de las condiciones meteorológicas post-siembra, así como su posible interferencia sobre la recolonización natural.

Para conseguir un impacto mínimo sobre la diversidad de la zona, se debe evitar interferir en los procesos naturales. De esta manera, en caso de que fuese necesaria una revegetación, lo ideal sería disponer de semilla lo más próxima posible a la zona a intervenir en cuestión. La producción debería hacerse en el entorno para evitar contaminaciones genéticas y posibles pérdidas de diversidad específica. De esta manera se conservan los caracteres de las plantas que están adaptadas al entorno.

La obtención de semilla de gramíneas en zonas de montaña es una tarea que se presenta realmente compleja debido a la propia orografía que dificulta o imposibilita cualquier posible mecanización del proceso de producción. A esto se le suma la problemática añadida de que, al ser zonas de pastoreo estival, cualquier intervención o disminución de la zona de pastos, podría resultar a priori un problema añadido.

Una de las maneras de disponer de un banco de semillas permanente sería la producción de forma monoespecífica de cada una de las especies presentes y realizar las mezclas correspondientes en función de la zona a revegetar y de las necesidades. (Gálvez *et al.*, 2018).

La evidencia nos muestra que los cambios de uso del medio, debido fundamentalmente a una menor carga ganadera y sobre todo a una menor carga de ganado menor, llevan consigo una transformación del territorio evolucionando a estadios más maduros. Por consiguiente, si sobre las zonas que se quieran conservar de pasto no se ajustan a unas cargas óptimas de ganado menor (cabra y oveja), de forma natural volverá el matorral.

7. CONCLUSIONES.

Como un primer paso se podría pensar en la multiplicación de *Festuca nigrescens* de forma monoespecífica como mejor candidata, debido a las cualidades anteriormente descritas. Su aparición frecuente en todos los parajes la convierte en una planta versátil que podría adaptarse a múltiples fines.

También sería interesante la multiplicación de *Holcus lanatus* como acompañante para aquellas zonas que manifiesten una mayor necesidad de fijación del terreno.

Los resultados obtenidos de los análisis de suelos muestran que estos no presentan dificultades para un regenerado natural de la cubierta vegetal, por lo que, salvo superficies que se encuentren en un avanzado estado de degradación por quemas intencionadas reiteradas u otros procesos erosivos que señalen una inminente pérdida de suelo, no sería necesario intervenir.

Por la cantidad de semilla recogida y la calidad del suelo, se determina que la zona de estudio ubicada en el paraje de Llampes es la más productiva.

8. BIBLIOGRAFÍA.

- ✚ Andrades M. y Martínez, M^a.E. (2014). *Fertilidad del suelo y parámetros que la definen*. Servicio de Publicaciones Universidad de La Rioja.
- ✚ Benito B., Roig S. y San Miguel A. (2000). *Especies de gramíneas y leguminosas de interés pastoral*. ETSIM. Fundación Conde del Valle de Salazar. Madrid.
- ✚ Benimeli M.F; Plasencia A, Corbella, R; Guevara D, Sanzano A., Sosa F. y Fernández de Ullivari, J. (2019). *El Nitrógeno del suelo*. Cátedra de Edafología Facultad de Agronomía y Zootecnia. Universidad Nacional de Tucumán.
- ✚ Baldock, J. A. y Skjemstad, J. O. (1999). *Soil organic carbon/soil organic matter*. In 'Soil Analysis: an Interpretation Manual. (Eds K. I. Peverill, L. A. Sparrow, and D. J. Reuter.) pp. 159-170. (CSIRO Publishing: Collingwood.)
- ✚ Castroviejo S. (1987). *Flora iberica*. Vol. XIX (I), Gramineae (partim). Madrid: Real Jardín Botánico, CSIC.
- ✚ Centro de cartografía del Principado de Asturias. (s.f.). Clasificación de los suelos. Obtenido de Gobierno del Principado de Asturias:
http://sitpa.cartografia.asturias.es/Hipervinculos/Catalogo_Suelos/suelos/estudio/clasificacion.htm
- ✚ Decreto 163/2014, de 29 de diciembre, por el que se declara la Zona Especial de Conservación Ponga-Amieva (ES1200009) y se aprueba el I Instrumento de Gestión Integrado de diversos espacios protegidos en los concejos de Ponga y Amieva. BOPA. Principado de Asturias
- ✚ Díaz T.E. y Fernández J.A., (1994). *La vegetación de Asturias*. Itinera Geobotánica, vol 8: 243-258.
- ✚ Díaz-Fierros; F; Díaz-Raviña, M.; Martín, A.; Barreiro A.; Lombao, A.; Iglesias L. y Carballas, T.; 2012. *Mulching and seeding treatments for post-fire soil stabilisation in NW Spain: Short-term effects and effectiveness*. Geoderma. 191: 31-39.
- ✚ Docampo, R. (2012). *La Importancia de la Materia Orgánica del Suelo y su Manejo en Producción Frutícola*. INIA.
- ✚ Domingo Santos J.M., Fernández de Villarán San Juan R., Corral Pazos de Provens E. y Rapp Arrarás Í (2006). *Estimación de la capacidad de retención de agua en el suelo: revisión del parámetro CRA*. Invest. Agrar: Sist. Recur. For. 15(1), 14-23.

- ✚ Dupin B. (coordinación), Malaval S., Couëron G., Cambecèdes J. y Largier G. (2019). *Restauración ecológica de prados y formaciones cespitosas del Pirineo. Una guía técnica para regenerar los suelos y las comunidades vegetales degradadas de montaña*. Conservatoire botanique national des Pyrénées et de Midi-Pyrénées.
- ✚ F.A.O. (2017). Mapa del carbono orgánico del suelo. <http://www.fao.org/3/i8195es/i8195ES.pdf>
- ✚ Fanlo R., Domenech M. y Bou, M. (2014). *Pastos supraforestales andorranos: Características Bromatológicas que influyen en su palatabilidad*. 3ª Reunión Científica de la SEEP (9-12 junio 2014). Pastos y PAC 2014-2020.
- ✚ Fernández Abascal, I. (2015). "Análisis comparativo de los efectos de la revegetación en brezales quemados de la provincia de León". Universidad de León Departamento de Biodiversidad y Gestión Ambiental. Área de Ecología.
- ✚ Flores García, A.F., Medrán Viñas, A. y Gálvez Ramírez, C.(2019). *Proyecto SOSPraderas*. GT 6: Producción y Recolección de semillas en prados de siega; Informe teórico. Actividad 6.4; Entregable 6.4.1.
- ✚ Fuente García, V. de la, E. Ortúñez Rubio y L. M. Ferrero Lomas. (1997). *Contribution to the knowledge of the genus Festuca L. (Poaceae) in the Basque Country and Northern Iberian Range (Iberian Peninsula)*. Itinera Geobot. 10: 317-351.
- ✚ Fuentes, J. L. (1999). *El suelo y los fertilizantes*. 5ta ed. Madrid-ES. Mundi-Prensa. 352 p.
- ✚ Gálvez, C., Jiménez-Alfaro, B. y Cortina, J. (2018). *Hacia una estrategia española de producción, certificación y uso de semillas de plantas herbáceas autóctonas*. Publicaciones Semillas Silvestres. Córdoba
- ✚ Gamarra Lezcano C.G, Díaz Lezcano M.I, Vera de Ortiz, M, Galeano, M. y Cabrera Cardús A.J.N, (2018). *Relación carbono-nitrógeno en suelos de sistemas silvopastoriles del Chaco paraguayo*. Revista Mexicana de Ciencias Forestales Vol. 9 (46).
- ✚ Gimeno T., Bladé C., Kribeche H y Bautista S, (2005). *Tratamientos de rehabilitación Post-Incendio en áreas sensibles a la degradación del suelo*. Fundación Centro de estudios Ambientales del Mediterráneo (CEAM). Dpto. Ecología. Universidad de Alicante
- ✚ Ginebra Aguilar, M., Rodríguez Alfaro, M., Calero Martin, B., Ponce de León, D., y Font Vila, L. (2015). *Carbono lábil como un indicador de cambios en dos suelos bajo diferentes usos*. Cultivos Tropicales, 36(3), 64-70

- ✚ Gonzalez Rebollar J.L., (1999). *Suelo, relieve, agua y paisaje*. Invest. Agr.: Sistemas y Recursos Forestales. Fuera de serie nº1
- ✚ Jackson, M.L., 1964. *Análisis químico de suelos*. Ediciones Omega, S. A. Barcelona, España. 662 p.
- ✚ Jiménez-Alfaro, B., Bueno, A., Antonio, J. y Fernández Prieto, J.A. (2007). *Valoración de plantas de interés para la conservación en Asturias a través de un Índice de Responsabilidad*. Naturalia Cantabricae 3: 25-36.
- ✚ Lamz Piedra, Alexis, y González Cepero, María C. (2013). *La salinidad como problema en la agricultura: la mejora vegetal una solución inmediata*. Cultivos Tropicales, 34(4), 31-42.
- ✚ Lucas, R.E. y Davis, J.F. (1961). *Relationships between pH values of organic soils and availabilities of 12 plant nutrients*. Soil Sci. 92. 177-182
- ✚ Marco Martínez, M. (2003). *Holcus lanatus*. Ficha técnica del Plan Agropecuario
- ✚ Martínez H, E., Fuentes E, J.P, y Acevedo H, E. (2008). *Carbono Orgánico y propiedades del suelo*. Revista de la ciencia del suelo y nutrición vegetal, 8(1), 68-96.
- ✚ Mengel K. y Kirkby E.A.(1987). *Principios de Nutrición Vegetal*. Instituto Internacional de la Potasa. 4ª Edición.
- ✚ Mendoza Cervantes, M.G. (2017). *Importancia de la hoja bandera en cultivos básicos*. Universidad Autónoma de Querétaro. Facultad de Química. Ing. Agroquímica
- ✚ Muslera Pardo E. y Ratera García C. (1983). *Praderas y Forrajes, Producción y Aprovechamiento*. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid.
- ✚ Oliveira Prendes, J.A. (2002). *Utilización agronómica de gramíneas pratenses de la Cordillera Cantábrica*. Boletín de Ciencias de la Naturaleza, ISSN 0211-0326, Nº. 48, págs. 243-257.
- ✚ Oliveira Prendes, J. A., Afif Khouri, E., y Mayor López, M. (2006). *Análisis de suelos y plantas y recomendaciones de abonado*. Oviedo: Servicio de publicaciones de la Universidad de Oviedo.
- ✚ Oliveira Prendes, J. A., Costal L. y González Arráez E. (2008). *Multiplificación de accesiones de festucas finas*. Pastos, clave en la gestión de los territorios: integrando disciplinas / coord. por María del Pilar Fernández Rebollo, págs. 71-76.
- ✚ Ortega-Olivencia A. y Devesa J.A. (2018). *Updated checklist of Poa in the Iberian Peninsula and Balearic Islands*.PhytoKeys 103: 27–60

- ✚ Ortega, L., y Sagado, L. (2001). *Drenaje en suelos agrícolas*. Gobierno de Chile. Ministerio de Agricultura.
- ✚ Porta, J., López-Acevedo, M. y Roquero, C. (1999). *Edafología para la agricultura y el medio ambiente*. Ed. Mundi-Prensa. Madrid.
- ✚ Remón Eraso, J. (1991). *Las plantas de nuestros prados*. Mundi Prensa
- ✚ Rivas-Martínez, S. (1987): *Memoria del mapa de Series de Vegetación de España*. I.C.O.N.A. Serie Técnica. Publ. Ministerio Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid.
- ✚ Rubio Gutierrez, A.M. (2010). La densidad aparente en suelos forestales del Parque Natural de Los Alcornocales.
- ✚ Rubio, A. y Roig, S., (2017): *Impactos, vulnerabilidad y adaptación al cambio climático en los sistemas extensivos de producción ganadera en España*. Oficina Española de Cambio Climático. Ministerio de Agricultura y Pesca, Alimentación y Medio Ambiente, Madrid
- ✚ Ruemmele B.A.; Brilman L.A. y Huff D.R., 1995. *Fine fescue germplasm diversity and vulnerability*. Crop Sci., 35, 313-316.
- ✚ San Miguel Ayanz, A. (2001). *Pastos naturales españoles. Caracterización, aprovechamiento y posibilidades de mejora*. Escuela Superior de Ingenieros de Montes de Madrid. Coedición Fundación Conde del Valle Salazar. Editorial Mundiprensa
- ✚ San Miguel Ayanz, A. (2008). *Gramíneas de interés para la implantación de praderas y la revegetación de zonas degradadas. Ecología y pautas básicas de utilización*. Escuela Superior de Ingenieros de Montes de Madrid. Coedición Fundación Conde del Valle Salazar. Editorial Mundiprensa
- ✚ Verdú Belmonte, A., Pons Martí, V., Sancho Civera, J., Soriano Soto, M.D. y Giner Gonzálbez, J.F. (2004), *Prácticas de diagnóstico y fertilidad de suelos*. Editorial Universidad Politécnica de Valencia.

9. ANEXOS.

9.1. Metodología detallada análisis de suelo

9.1.1. Capacidad de Intercambio Catiónico Efectiva (Bases + Aluminio de Cambio)

Preparación de reactivos

1. Cloruro de amonio ClNH_4 1 N: 106,98 g de ClNH_4 en un matraz aforado de 2 L.
2. Cloruro lantano $\text{LaCl}_3 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ 1%: 0,98 g de $\text{LaCl}_3 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ en 100 ml.

Preparación de la muestra

1º Se cogieron 5 g de suelo y se añadieron 25 ml de ClNH_4 1N en un vaso de plástico (lecherita).

2º Se agitó un poco (removiendo con una varilla o agitando el vaso cerrado) y se dejó reposar toda una noche.

3º Después de pasarlo por papel de filtro se añadieron 3 alícuotas de 25 ml cada una de ClNH_4 , procurando que percole totalmente una alícuota antes de adicionar la segunda.

Determinación de Ca, Mg, Na, K y Al:

Preparación de un patrón de Ca de 20 ppm:

Llevar 0,5 ml de la disolución madre de 1000 ppm en un matraz aforado de 25 ml y enrasar con agua destilada.

Preparación de un patrón de Mg de 1 ppm:

Llevar 0,5 ml de la disolución madre de 1000 ppm en un matraz aforado de 500 ml y enrasar con agua destilada.

Preparación de un patrón de K de 10 ppm:

Llevar 0,5 ml de la disolución madre de 1000 ppm en un matraz aforado de 50 ml y enrasar con agua destilada.

Preparación de un patrón de Na de 2 ppm:

Llevar 0,5 ml de la disolución madre de 1000 ppm en un matraz aforado de 250 ml y enrasar con agua destilada.

Realización de la AA:

En tubos de ensayo de 20 ml de capacidad:

- Blanco: colocar 2 ml de cloruro de lantano + 18 ml de cloruro de amonio
- Muestra: 2 ml del extracto de la muestra + 2 ml de cloruro de lantano + 16 ml de agua destilada

Patrones:

Ca

Patrón 1: 1 ml del patrón de 20 ppm Ca + 2 ml de lantano + 17 ml de agua destilada

Patrón 2: 2 ml del patrón de 20 ppm Ca + 2 ml de lantano + 16 ml de agua destilada

Patrón 3: 3 ml del patrón de 20 ppm Ca + 2 ml de lantano + 15 ml de agua destilada

Patrón 4: 4 ml del patrón de 20 ppm Ca + 2 ml de lantano + 14 ml de agua destilada

Patrón 5: 5 ml del patrón de 20 ppm Ca + 2 ml de lantano + 13 ml de agua destilada

Mg

Patrón 1: 1 ml del patrón de 1 ppm Mg + 2 ml de lantano + 17 ml de agua destilada

Patrón 2: 2 ml del patrón de 1 ppm Mg + 2 ml de lantano + 16 ml de agua destilada

Patrón 3: 3 ml del patrón de 1 ppm Mg + 2 ml de lantano + 15 ml de agua destilada

Patrón 4: 4 ml del patrón de 1 ppm Mg + 2 ml de lantano + 14 ml de agua destilada

Patrón 5: 5 ml del patrón de 1 ppm Mg + 2 ml de lantano + 13 ml de agua destilada

K

Patrón 1: 0,25 ml del patrón de 10 ppm K + 2 ml de lantano + 17,75 ml de agua destilada

Patrón 2: 0,5 ml del patrón de 10 ppm K + 2 ml de lantano + 17,5 ml de agua destilada

Patrón 3: 1 ml del patrón de 10 ppm K + 2 ml de lantano + 17 ml de agua destilada

Patrón 4: 1,5 ml del patrón de 10 ppm K + 2 ml de lantano + 16,5 ml de agua destilada

Patrón 5: 2 ml del patrón de 10 ppm K + 2 ml de lantano + 16 ml de agua destilada

Na

Patrón 1: 1 ml del patrón de 2 ppm Na + 2 ml de lantano + 17 ml de agua destilada

Patrón 2: 2 ml del patrón de 2 ppm Na + 2 ml de lantano + 16 ml de agua destilada

Patrón 3: 3 ml del patrón de 2 ppm Na + 2 ml de lantano + 15 ml de agua destilada

Patrón 4: 4 ml del patrón de 2 ppm Na + 2 ml de lantano + 14 ml de agua destilada

Patrón 5: 5 ml del patrón de 2 ppm Na + 2 ml de lantano + 13 ml de agua destilada

Al

Patrón 1: 0,25 ml del patrón de 1000 ppm Al + 2 ml de lantano + 17,75 ml de agua destilada

Patrón 2: 0,5 ml del patrón de 1000 ppm Al + 2 ml de lantano + 17,5 ml de agua destilada

Patrón 3: 1 ml del patrón de 1000 ppm Al + 2 ml de lantano + 17 ml de agua destilada

Patrón 4: 1,5 ml del patrón de 1000 ppm Al + 2 ml de lantano + 16,5 ml de agua destilada

Patrón 5: 2 ml del patrón de 1000 ppm Al + 2 ml de lantano + 16 ml de agua destilada

Agitar bien los tubos de ensayo antes de analizar.

Cálculo de la concentración:

En primer lugar hay que determinar las concentraciones reales de los elementos en los tubos de ensayo de 20 ml:

Ca

Patrón 1 = $1 \mu\text{g Ca ml}^{-1}$

Patrón 2 = $2 \mu\text{g Ca ml}^{-1}$

Patrón 3 = $3 \mu\text{g Ca ml}^{-1}$

Patrón 4 = $4 \mu\text{g Ca ml}^{-1}$

Patrón 5 = $5 \mu\text{g Ca ml}^{-1}$

Mg

Patrón 1 = $0,05 \mu\text{g ml}^{-1}$

Patrón 2 = $0,10 \mu\text{g ml}^{-1}$

Patrón 3 = $0,15 \mu\text{g ml}^{-1}$

Patrón 4 = $0,20 \mu\text{g ml}^{-1}$

Patrón 5 = $0,25 \mu\text{g ml}^{-1}$

K

Patrón 1 = $0,125 \mu\text{g ml}^{-1}$

Patrón 2 = $0,250 \mu\text{g ml}^{-1}$

Patrón 3 = $0,500 \mu\text{g ml}^{-1}$

Patrón 4 = $0,750 \mu\text{g ml}^{-1}$

Patrón 5 = $1,000 \mu\text{g ml}^{-1}$

Na

Patrón 1 = $0,1 \mu\text{g ml}^{-1}$

Patrón 2 = $0,2 \mu\text{g ml}^{-1}$

Patrón 3 = $0,3 \mu\text{g ml}^{-1}$

Patrón 4 = $0,4 \mu\text{g ml}^{-1}$

Patrón 5 = $0,5 \mu\text{g ml}^{-1}$

Al

Patrón 1 = $12,5 \mu\text{g ml}^{-1}$

Patrón 2 = $25,0 \mu\text{g ml}^{-1}$

Patrón 3 = $50,0 \mu\text{g ml}^{-1}$

Patrón 4 = $75,0 \mu\text{g ml}^{-1}$

Patrón 5 = $100 \mu\text{g ml}^{-1}$

Se determinó la curva de absorbancia en el aparato de absorción atómica. Para ello se anotó la absorbancia (A) correspondiente de los diferentes patrones preparados. Así, por ejemplo, y teniendo en cuenta la concentración real del Ca en cada patrón ($\mu\text{g Ca ml}^{-1}$ o ppm de Ca) se realizaron los siguientes cálculos:

Con. $\mu\text{g ml}^{-1}$ de Ca	Absorbancia (A)	Pendiente
1	A_1	$b_1 = A_1 / 1$
2	A_2	$b_2 = A_2 / 2$
3	A_3	$b_3 = A_3 / 3$
4	A_4	$b_4 = A_4 / 4$
5	A_5	$b_5 = A_5 / 5$

Se calculó la bendiente media: $\bar{b} = \frac{\sum b_i}{n}$, siendo n el número de patrones.

$$\text{Ca (mg kg}^{-1}\text{)} = \frac{A_m}{\bar{b}} \times \frac{20}{2} \times \frac{100}{5} = \frac{A_m}{\bar{b}} \times 200$$

Para expresar el resultado en mg/100g de suelo, habrá que dividir entre 10.

Finalmente, para expresarlo en meq /100 g, o lo que es lo mismo, $\text{cmol}_{(+)} \text{kg}^{-1}$, debemos tener en cuenta lo siguiente:

El peso molecular del calcio es de 40.08 g/mol

El Calcio tiene valencia +2

El peso equivalente del calcio es el peso molecular partido por la valencia, es decir, $(40,08 \text{ g/mol}) / (2 \text{ equivalentes/mol}) = 20,04 \text{ g/eq} = 20,04 \text{ mg/meq}$

Por ejemplo, si un suelo contiene 30 mg Ca/100g ¿cuántos meq/100g contiene?

$$(30 \text{ mg Ca/100g}) / (20.04 \text{ mg/meq}) = 1.50 \text{ meq Ca/100g}$$

elemento	Valencia	Peso molecular mg/mmol	Peso equivalente mg/meq
Ca	2	40,08	20,04
Mg	2	24,32	12,16
Na	1	22,99	22,99
K	1	39,10	39,10
Al	3	26,98	8,99

Otra forma de cálculo directo, partiendo del valor de la concentración ($\frac{A_m}{b}$) de la A.A.:

Para el Ca ($\text{cmol}_{(+)} \text{kg}^{-1}$): $\text{Con.} \times \frac{20}{20,04} = \text{Con.} \times 0,99$

Para el Mg ($\text{cmol}_{(+)} \text{kg}^{-1}$): $\text{Con.} \times 1,64$

Para el K ($\text{cmol}_{(+)} \text{kg}^{-1}$): $\text{Con.} \times 0,51$

Para el Na ($\text{cmol}_{(+)} \text{kg}^{-1}$): $\text{Con.} \times 0,87$

Para el Al ($\text{cmol}_{(+)} \text{kg}^{-1}$): $\text{Con.} \times 2,22$

9.2.2. Determinación de Materia Orgánica por ignición.

1. Se secan los crisoles de ensayo al fuego a 110° C en una estufa de secado con circulación forzada de aire
2. Al día siguiente se sacan a un desecador de vidrio (utilizando pinzas) hasta que alcanzan la temperatura ambiente
3. Una vez frío (temperatura ambiente) se pesan (P_1 =peso crisol) y se introducen en ellos 10 g de suelo en una balanza de precisión y se introducen de nuevo en la estufa a 110° C durante 24 horas
4. Al día siguiente (pasadas las 24 horas) se sacan (utilizando pinzas), se ponen en un desecador y una vez frías se pesan (P_2)
5. Tal y como están se meten en la mufla a 450° C durante una noche (12 horas aprox.)
6. Se sacan de la mufla al desecador y se pesan (P_3)

Cálculos

% M.O. = $100 \times (P_2 - P_3) / (P_2 - P_1)$

% C.O. = % MO / 1,724, factor empírico de van Benmelen (Jackson, 1964)

9.3.3. Determinación del Nitrógeno Kjeldahl en el suelo (orgánico más amoniacal).

Fundamento

Las formas nitrogenadas son, orgánicas, amoniacales y nítricas, siendo la primera de ellas la que se encuentra en mayor proporción. El método Kjeldahl se basa en la reducción del nitrógeno orgánico a amoniacal. El análisis del amonio resultante se realiza mediante una colorimetría.

Reactivos

- ❖ Preparación de la mezcla catalizadora: Para su obtención se toma un mortero de porcelana, en el cual se pulverizan 100 g de K_2SO_4 y 2 g de Selenio en polvo, obteniendo una mezcla de color grisáceo.
- ❖ Preparación de la disolución tampón: Se vierten unos 500 ml de agua destilada aproximadamente, en un matraz aforado de un litro, el cual se coloca sobre un agitador magnético (900 rpm) para favorecer una mejor disolución de los reactivos. A continuación se adicionan 50 g de Tartrato sódico potásico tetrahidratado ($C_4H_4KNaO_6 \cdot 4H_2O$), 14 g de Fosfato disódico (Na_2HPO_4) y 24 g de Hidróxido sódico (NaOH). Posteriormente se enrasa el matraz con agua destilada a su volumen final (1 L).
- ❖ Preparación del reactivo de salicilato: Se toman 150 g de Salicilato sódico ($C_7H_5NaO_3$) y 0,30 g de Nitroprusiato sódico ($Na_2Fe(CN)_5NO \cdot 2H_2O$) y se disuelven en unos 500 ml de agua destilada, en un matraz aforado de un litro, enrasando a continuación al volumen final con agua destilada.
- ❖ Preparación del reactivo de hipoclorito al 5 %: Se toma un matraz aforado de 100 ml en el cual se vierten 5 ml de Hipoclorito de sodio (lejía), enrasando a 100 con agua destilada.
- ❖ Ácido sulfúrico concentrado (H_2SO_4).

Preparación de las soluciones patrón de N (20, 40, 60, 80 y 100 ppm): Se parte de una disolución preparada de 1000 ppm de N, de la cual se toman respectivamente 0.5, 1, 1.5, 2 y 2.5 ml, llevando cada uno de ellos a un matraz aforado de 25 ml y enrasando con agua destilada, obteniéndose así los patrones deseados.

Preparación de la muestra

Se introduce en un matraz kjeldahl, totalmente seco 1 g de la muestra de suelo tamizada a 500 Micras. Posteriormente se añade en el matraz 1.5 g de la mezcla catalizadora seguido de 5 ml de ácido sulfúrico concentrado, y se agita ligeramente para que el ácido moje perfectamente todo el contenido, teniendo en estos momentos la muestra un color oscuro.

Se introduce la muestra en el digestor (una hora y media a 350 °C) hasta que líquido tome un color claro (casi incoloro), dándose entonces por finalizada la mineralización.

A continuación, se deja enfriar el mineralizado hasta temperatura ambiente y se enrasa con agua destilada a 50 ml, siendo aconsejable el filtrado del mismo para eliminar posibles impurezas. Por último se almacena la muestra en una lecherita.

Realización de la colorimetría

Construcción de la curva de calibrado

Para la construcción de la curva de calibrado del N, se toman 6 tubos de ensayo perfectamente limpios y secos, los cuales se rotulan como se indica a continuación:

- Patrón 0 (Blanco): 0.1 ml del blanco + 5 ml de solución tampón + 4 ml de reactivo de Salicilato + 2.5 ml de reactivo Hipoclorito.
- Patrón 1: 0.1 ml de patrón de N (20 ppm) + 5 ml de solución tampón + 4 ml de reactivo de Salicilato + 2.5 ml de reactivo Hipoclorito.
- Patrón 2: 0.1 ml de patrón de N (40 ppm) + 5 ml de solución tampón + 4 ml de reactivo de Salicilato + 2.5 ml de reactivo Hipoclorito.
- Patrón 3: 0.1 ml de patrón de N (60 ppm) + 5 ml de solución tampón + 4 ml de reactivo de Salicilato + 2.5 ml de reactivo Hipoclorito.
- Patrón 4: 0.1 ml de patrón de N (80 ppm) + 5 ml de solución tampón + 4 ml de reactivo de Salicilato + 2.5 ml de reactivo Hipoclorito.
- Patrón 5: 0.1 ml de patrón de N (100 ppm) + 5 ml de solución tampón + 4 ml de reactivo de Salicilato + 2.5 ml de reactivo Hipoclorito.

Una vez se han obtenido los patrones, se agitan los tubos de ensayo para favorecer la homogeneidad de la muestra, y se deja desarrollar el color durante 30 minutos, procediéndose transcurrido el tiempo a la medición de la absorbancia en el espectrofotómetro a una $\lambda = 660 \text{ nm}$.

Para poder construir la curva de calibrado hemos de conocer la concentración real del N en cada uno de los patrones preparados, las cuales se conocen en función de la siguiente relación:

$$\text{Concentración tubo} = (\text{Volumen de N} / \text{Volumen total tubo}) \times \text{Concentración } (\mu\text{g ml}^{-1})$$

- Patrón 1 = $(0.1\text{ml de B} / 11.6 \text{ ml}) \times 20 = 0.172 \mu\text{g ml}^{-1}$
- Patrón 2 = $0.345 \mu\text{g ml}^{-1}$
- Patrón 3 = $0.517 \mu\text{g ml}^{-1}$
- Patrón 4 = $0.690 \mu\text{g ml}^{-1}$
- Patrón 5 = $0.862 \mu\text{g ml}^{-1}$

El espectrofotómetro UV/Vis se encuentra conectado a un ordenador que almacena los datos y nos da la curva de calibrado buscada. La concentración aparece representada en abscisas, y la absorbancia en ordenadas, apareciendo en ella representados los datos de la siguiente tabla:

Concentración $\mu\text{g N ml}^{-1}$	Absorbancia (A)	Pendiente (b)
0	0	
0.172	A0.172	$b_{0.172} = A_{0.172} / 0.172$
0.345	A0.345	$b_{0.345} = A_{0.345} / 0.345$
0.517	A0.517	$b_{0.517} = A_{0.517} / 0.517$
0.690	A0.690	$b_{0.690} = A_{0.690} / 0.690$
0.862	A _{0.862}	$b_{0.862} = A_{0.862} / 0.862$
1.034	A _{1.034}	$b_{1.034} = A_{1.034} / 1.034$

Donde la pendiente media de la curva de calibrado es igual a:

$$b = \sum b_i / n$$

Procedimiento de análisis de la muestra

Se toma un tubo de ensayo en el cual se coloca:

- Tubo muestra: 0.1 ml de muestra + 5 ml de solución tampón + 4 ml de reactivo de Salicilato + 2.5 ml de reactivo Hipoclorito.

Para poder conocer la concentración de N en planta, utilizamos la siguiente fórmula:

$$N (\text{mg kg}^{-1}) = \frac{A_m}{b} \times \frac{11.6}{0.1} \times \frac{50}{1} = \frac{A_m}{b} \times 5800$$

9.1.4. Determinación del pH en agua (Relación suelo:disolución 1:2,5)

1. Colocar 10 g de suelo en una lecherita de 60 ml de capacidad
2. Añadir 25 ml de agua desionizada
3. Agitar la suspensión 3 veces, una vez cada 5 min.
4. Calibración del pH-metro: usar dos disoluciones tampón pH 7 y 4,1
5. Introducir el electrodo del pH-metro en la disolución de forma que queda bien sumergido sin tocar fondo y anotar la lectura que marca el pH-metro.

Niveles orientativos (en agua, relación suelo:disolución 1:2,5)

pH < 5.5	Muy ácido
5.6 < pH < 6.5	Ácido
6.6 < pH < 7.5	Neutro
7.6 < pH < 8.5	Alcalino
8.6 < pH	Muy Alcalino

No tirar esta suspensión si quieres determinar la CE

9.1.5. Determinación de la conductividad eléctrica (C.E) en el extracto.

En la misma lecherita donde se ha determinado el pH

1. Añadir 25 ml de agua desionizada
2. Agitar 3 veces, una vez cada 5 minutos. Dejar que la suspensión sedimente unos minutos o centrifugar la lecherita durante 5 minutos a 3000 rpm aprox.
3. Calibrar el conductímetro usando cloruro de potasio (KCl) 0,01 M.
4. Medir la conductividad eléctrica con el conductímetro en el sobrenadante (dS m^{-1}), teniendo en cuenta que la lectura se refiere siempre a 25° C.

Niveles orientativos (dS m^{-1})

CE < 0,35	No salino
0,36 < CE < 0,65	Ligeramente salino
0,66 < CE < 1,15	Salino
1,16 < CE	Muy salino

Tirar la suspensión y limpiar bien los vasos de precipitado, las lecheritas y la mesa de trabajo

Preparación del suelo para la determinación de la textura en la próxima clase

1. Pesar 20 g de suelo seco y tamizado en un cuenco de plástico (debe apuntarse el peso del suelo exacto para tenerlo en cuenta al final).
2. Añadir poco a poco H_2O_2 6% para eliminar la materia orgánica. Se remueve con una varilla de vidrio de vez en cuando hasta que dejen de salir burbujas (este proceso puede tardar una semana dependiendo del % de MO presente en el suelo).

9.1.6. Determinación del fósforo Mehlich 3.

Disolución extractora Mehlich:

En un matraz aforado de 2 L colocar:

- 30 ml de amonio fluoruro NH_4F 1 M
- 20 ml de AEDT ácido etilendiaminotetraacético disodium $\text{C}_{10}\text{H}_{14}\text{N}_2\text{Na}_2\text{O}_8 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ 0,1 M
- 26 ml de ácido nítrico HNO_3 1 M
- 40,025 g de nitrato de amonio NH_4NO_3
- 24,02 g de ácido acético $\text{CH}_3\text{-COOH}$
+ H_2O destilada hasta 2 L

Cálculo de molaridad

Molaridad: Es la forma más frecuente de expresar la concentración de las disoluciones en química. Indica el número de moles de soluto disueltos por cada litro de disolución; se representa por la letra *M*. Una disolución 1 M contendrá un mol de soluto por litro.

$$M = \frac{(\text{x}) \text{ g de soluto} / \text{P.M.}}{\text{V de la disolución en litros}}$$

Preparación de amonio fluoruro NH_4F 1 M: en un matraz aforado de 100 ml pesar 3,704 g de amonio fluoruro y enrasar a 100 ml con agua destilada

Preparación de AEDT 0,1 M: en un matraz aforado de 100 ml pesar 2,922 g de AEDT y enrasar a 100 ml con agua destilada

Preparación de ácido nítrico HNO_3 1 M, teniendo en cuenta el porcentaje de pureza: en un matraz aforado de 100 ml tomar 9,7 ml de ácido nítrico y enrasar a 100 ml con agua destilada.

Otra forma para preparar la disolución extractora Mehlich:

En un matraz aforado de 2 L añadir y disolver poco a poco: 1,1 g de amonio fluoruro + 0,74 g de AEDT + 2,5 ml de ácido nítrico + 40 g de nitrato de amonio + 24 g de ácido acético + H₂O destilada hasta 2 L

Solución A:

En un matraz aforado de 250 ml, se disuelven 12,5 g de molibdato amónico (NH₄)₆Mo₇O₂₄·4H₂O en 100 ml de agua destilada aproximadamente, añadir 0,305 g de tartrato de antimonio y potasio C₈H₄K₂O₁₂Sb₂·3H₂O, añadir también en campana y lentamente 125 ml de ácido sulfúrico H₂SO₄ y se enrasa a 250 ml con agua destilada.

Solución de trabajo:

En un matraz aforado de 500 ml, se pesan 4,40 g de ácido ascórbico (vitamina C) C₆H₈O₆ y se disuelven en 200 ml de agua destilada aproximadamente, se añaden 50 ml de solución A y se enrasa a 500 ml con agua destilada.

Preparación de una disolución madre de 100 ppm de P:

Utilizamos fosfato de amonio monobásico NH₄H₂PO₄
ppm (elemento)=sal ((fuente en ppm (g/1000 l))×peso atómico del elemento/P.M.

En un matraz aforado de 1 L pesar 0,3714 g de fosfato de amonio monobásico y enrasar a 1000 ml con agua destilada.

Preparación de un patrón de P de 10 ppm:

Llevar 10 ml de la disolución madre anterior a un matraz aforado de 100 ml y enrasar con agua destilada.

Preparación del extracto:

- Pesar 2,5 g de suelo y colocarlo en una lecherita de 60 ml de capacidad
- Añadir 25 ml de disolución extractora Mehlich
- Agitar 5 min. y filtrar basando el sobrenadante a otra lecherita

Realización de la colorimetría:

En tubos de ensayo de 25 ml de capacidad:

- Blanco: colocar 5 ml de disolución extractora Mehlich + 5 ml de disolución trabajo + 15 ml de agua destilada. Hay que tener 2 blancos como mínimo
- Muestra: 2 ml del extracto de la muestra + 5 ml de disolución trabajo + 18 ml de agua destilada
- Patronos: diferentes concentraciones en ppm de fósforo:

Patrón 1: 0,1 ml del patrón de 10 ppm P + 4,9 ml disolución extractora Mehlich + 5 ml de disolución trabajo + 15 ml de agua destilada

Patrón 2: 0,25 ml del patrón de 10 ppm P + 4,75 ml disolución extractora Mehlich + 5 ml de disolución trabajo + 15 ml de agua destilada

Patrón 3: 0,5 ml del patrón de 10 ppm P + 4,5 ml disolución extractora Mehlich + 5 ml de disolución trabajo + 15 ml de agua destilada

Patrón 4: 1 ml del patrón de 10 ppm P + 4 ml disolución extractora Mehlich + 5 ml de disolución trabajo + 15 ml de agua destilada

Patrón 5: 2 ml del patrón de 10 ppm P + 3 ml disolución extractora Mehlich + 5 ml de disolución trabajo + 15 ml de agua destilada

Patrón 6: 3 ml del patrón de 10 ppm P + 2 ml disolución extractora Mehlich + 5 ml de disolución trabajo + 15 ml de agua destilada

Se espera 2 horas (en nuestro caso 10 min.) para el desarrollo del color y se mide la absorbancia en el fotocolorímetro a 880 nm de longitud de onda.

Cálculo:

En primer lugar, hay que determinar las concentraciones reales del P en los patronos preparados a medir (en los tubos de ensayo de 25 ml):

Patrón 1 = $0,04 \mu\text{P ml}^{-1}$

Patrón 2 = $0,1 \mu\text{P ml}^{-1}$

Patrón 3 = $0,2 \mu\text{P ml}^{-1}$

Patrón 4 = $0,4 \mu\text{P ml}^{-1}$

Patrón 5 = $0,8 \mu\text{P ml}^{-1}$

Patrón 6 = $1,2 \mu\text{P ml}^{-1}$

Determinar la recta de absorbancia en el fotocolorímetro. Para ello se anota la absorbancia (A) correspondiente a 880 nm de los diferentes patronos preparados. Así y teniendo en cuenta la concentración real del P en cada patrón ($\mu\text{g P ml}^{-1}$ o ppm de P) se realizará los siguientes cálculos:

Con. $\mu\text{g ml}^{-1}$ de P	Absorbancia (A)	Pendiente (b)
0	0	
0,04	$A_{0,04}$	$b_{0,04}=A_{0,04}/0,04$
0,1	$A_{0,1}$	$b_{0,1}=A_{0,1}/0,1$
0,2	$A_{0,2}$	$b_{0,2}=A_{0,2}/0,2$
0,4	$A_{0,4}$	$b_{0,4}=A_{0,4}/0,4$
0,8	$A_{0,8}$	$b_{0,8}=A_{0,8}/0,8$
1,2	$A_{1,2}$	$b_{1,2}=A_{1,2}/1,2$

Cálculo de la b media: $\bar{b} = \frac{\sum b_i}{n}$ (siendo n el número de patrones).

Determinar la señal de absorbancia en la muestra (A_m) utilizando el fotocolorímetro. Si la señal A_m es mayor que el valor más alto de la curva de calibración, es decir ($A_m > A_{1,2}$) entonces debemos tomar una alícuota más pequeña de la muestra (del sobrenadante tras la filtración) para que la lectura del fotocolorímetro esté dentro del intervalo 0- $A_{1,2}$; o bien preparar otro patrón con una concentración real de P superior a $1,2 \mu\text{g ml}^{-1}$.

Determinar la cantidad de P aprovechable por la planta en mg kg^{-1} o ppm:

$$P(\text{mgkg}^{-1}) = \frac{A_m / \bar{b}(\mu\text{gml}^{-1}) \frac{25\text{ml}}{2\text{ml}} 25\text{ml}}{2,5\text{g}}$$

Niveles críticos

$P < 20 \text{ mg kg}^{-1}$ probablemente exista respuesta al abonado con P

$20 \text{ mg kg}^{-1} < P < 40 \text{ mg kg}^{-1}$ la respuesta al abonado con P puede depender de otras propiedades del suelo y de la planta

$P > 40 \text{ mg kg}^{-1}$ probablemente no exista respuesta al abonado

9.1.7. Determinación de la Textura.

Se pretende conocer la distribución (en %) de las partículas individuales del suelo según su tamaño. De ella se deduce la textura del suelo. El método se basa en la diferente velocidad de sedimentación de las partículas según su tamaño en un medio líquido (ley de Stokes).

Procedimiento:

1. Pesar de 20 a 25 g de suelo seco y tamizado en un cuenco de plástico (debe apuntarse el peso del suelo exacto para tenerlo en cuenta al final).
2. Añadir poco a poco H_2O_2 6% para eliminar la materia orgánica. Se remueve con una varilla de vidrio de vez en cuando hasta que dejen de salir burbujas. Para acelerar el proceso colocar el cuenco de plástico en un baño de arenas a una temperatura aproximada de 45° C (este proceso puede tardar una semana dependiendo del % de MO presente en el suelo).
3. Una vez oxidada la materia orgánica, añadir 50 ml de HCl 1N (41,4 ml de HCl en 0,5 L de agua destilada) para disolver los compuestos de Fe y Al que contribuyen a la agregación. Revolver durante 20 minutos de vez en cuando con una varilla de vidrio.
4. Filtrar, con la ayuda de unos embudos grandes, lavando con agua destilada hasta que el filtrado sea transparente.
5. Transferir el contenido de los filtros (es recomendable que la tierra esté seca) con la ayuda del frasco lavador, a botellas de plástico de 1 L, procurando no gastar mas de 0.5 L de agua destilada.
6. Añadir 20 ml de dispersante (Calgón: 35.7 g de hexametáfosfato sódico y 7.94 g de $Na_2 CO_3$ en 1 L de agua).
7. Agitar durante 2 horas (aproximadamente a 300 rpm).
8. Tamizar las muestras en húmedo para separar la arena del resto de fracciones con un tamiz de 50 μm , procurando gastar menos de 1L de agua destilada. Se realiza con ayuda de un embudo grande colocado encima de una probeta de 1 L.
9. Transferir lo que queda en el tamiz (la arena) a un crisol y a continuación introducir el crisol en la estufa a 110 ° C hasta peso constante.

10. Enrasar la probeta de plástico a 1 L (contiene lo que pasó por el tamiz, que será limo y arcilla) y homogenizar (se revuelve con una varilla de vidrio grande). En ese instante se toma la primera alícuota (20 mL) con una pipeta Robinson. La pipeta se coloca de manera que la marca de los 1000 mL de la probeta coincida con la marca inferior de la pipeta. Esta primera alícuota en $t=0$ cogerá el limo grueso "LG" + limo fino "LF" + arcilla "ARC". Se tomarán otras dos alícuotas; una en $t= 4 \text{ min.}48 \text{ seg.}$ (LF + ARC) y otra a $t= 8 \text{ horas}$ (ARC). Las alícuotas se recogen en crisoles y se secan en estufa a 110°C hasta peso constante.

NOTA: Antes de utilizar los crisoles deben de haber sido secados en estufa a 110°C y luego llevados al desecador. Cuando estén fríos se sacan y sin perder tiempo se pesan vacíos. Una vez secas las alícuotas se pesa cada crisol.

Las arenas se separan en arena gruesa "AG" y arena fina "AF" por medio de un tamiz 0.2 mm, pesándolas a continuación.

Cálculo:

Para el cálculo se restan los pesos obtenidos después de secar las alícuotas y los pesos de los crisoles vacíos. Los pesos obtenidos de la arcilla y los limos deben referirse al volumen total, por lo que deben multiplicarse por 50 (1000 ml en total/20 ml de alícuota). La suma de todas las fracciones (AG+AF+LG+ LF+ARC) representa el total de las partículas inorgánicas del suelo y debe ser próxima a la cantidad de suelo inicial.

Ejemplo de Cálculo:

1º) PESOS DE LOS CRISOLES VACÍOS:

Arena = 60 g

ARC ($t = 8 \text{ horas}$) = 25g

LF + ARC ($t = 4 \text{ min } 48 \text{ seg.}$) = 22 g

LG + LF + ARC ($t = 0$) = 26 g

2º) PESOS DE LOS CRISOLES CON SUELO YA SECO (peso final):

Arena = 63 g

ARC = 25.2 g

LF + ARC = 22.25 g

LG + LF + ARC = 26.30 g

3º) RESTO 2º - 1º:

Arena = 3 g

ARC = 0.2 g

LF + ARC = 0.25 g

LG + LF + ARC = 0.3 g

$$\text{LF} \rightarrow (\text{LF} + \text{ARC}) - \text{ARC} = 0.25 - 0.2 = \mathbf{0.05 \text{ g}}$$

$$\text{LG} \rightarrow (\text{LG} + \text{LF} + \text{ARC}) - (\text{LF} + \text{ARC}) = 0.3 - 0.25 = \mathbf{0.05 \text{ g}}$$

$$\text{Total de limo} = \mathbf{0.1 \text{ g}}$$

4º)

$$\begin{array}{ll} 0.2 \text{ g de ARC} & \rightarrow 20 \text{ ml} \\ x & \rightarrow 1000 \text{ ml} \end{array}$$

$$x = 10 \text{ g de ARC}$$

$$\begin{array}{ll} 0.1 \text{ g de limo} & \rightarrow 20 \text{ ml} \\ x & \rightarrow 1000 \text{ ml} \end{array}$$

$$x = 5 \text{ g de limo}$$

$$\text{TOTAL} = 3 \text{ g de arena} + 10 \text{ g de arcilla} + 5 \text{ g de limo} = 18 \text{ g}$$

$$\% \text{arena} = \frac{3 \times 100}{18} = 16,7$$

$$\% \text{arcilla} = \frac{10 \times 100}{18} = 55,5$$

$$\% \text{limo} = \frac{5 \times 100}{18} = 27,8$$

10. MAPAS

