

Contents

1	Miniprep - Preparazione di DNA plasmidico tramite lisi alcalina	2
1.1	Introduzione - Contesto	2
1.2	Obiettivo	2
1.3	Strumentazione	2
1.4	Soluzioni e reagenti	2
1.5	Procedura	3
1.6	Conclusioni	5
2	Estrazione dell RNA totale con TRIzol e Quantificazione	6
2.1	Introduzione - Contesto	6
2.2	Obiettivo	6
2.3	Strumentazione	6
2.4	Soluzioni e reagenti	6
2.5	Procedura	7
2.6	Conclusioni	9
3	Spettrometria di un campione di RNA totale	10
3.1	Introduzione	10
3.2	Analogie e diversità dei due strumenti	10
3.3	Interpretazione dei dati	10
3.4	Registrazione del bianco	10
4	Restrizione del DNA ed analisi elettroforetica	11
4.1	Introduzione	11
4.1.1	Tecniche e tecnologie utilizzate	11
4.1.2	Informazioni generali sull'enzima EcoRI	11
4.2	Obiettivo	11
4.3	Strumentazione e reagenti (digestione enzimatica)	12
4.4	Strumentazione e reagenti (gel elettroforesi)	12
4.5	Procedura per digestione del DNA	13
4.6	Procedura preparazione Gel Elettroforesi	14
4.7	Preparazione della corsa elettroforetica	15
4.8	Osservare il gel nel transilluminatore	15
4.9	Come interpretare l'analisi	15
5	PCR	16
5.1	Introduzione	16
5.2	Obiettivo	16
5.3	Strumentazione	16
5.4	Soluzioni e reagenti	16
5.5	Procedura	17
5.6	Conclusioni	17

1 Miniprep - Preparazione di DNA plasmidico tramite lisi alcalina

1.1 Introduzione - Contesto

Questa procedura, sviluppata negli anni '70, si è diffusa rapidamente grazie alla sua capacità di fornire DNA plasmidico puro e pronto per numerose applicazioni, come la clonazione, la trasformazione batterica o il sequenziamento. I plasmidi, piccoli anelli di DNA autonomamente replicanti, sono i veicoli ideali per trasportare geni di interesse e manipolare l'informazione genetica a scopi sperimentali o industriali.

1.2 Obiettivo

L'esperimento mira a estrarre il DNA plasmidico in forma pura, separandolo da componenti cellulari come proteine, RNA e DNA genomico al fine di ottenere un campione adatto a successive analisi molecolari.

1.3 Strumentazione

- Micropipette e puntali sterili
- Provette Eppendorf (1.5-2 ml)
- Centrifuga da banco
- Vortex
- Congelatore o ghiaccio secco

1.4 Soluzioni e reagenti

- Soluzione I: per risospendere il pellet batterico (spesso contiene Tris, EDTA e glucosio)
- Soluzione II: per la lisi cellulare (NaOH e SDS, potente detergente)
- Soluzione III: tampone di neutralizzazione (acetato di potassio, a pH acido)
- Etanolo 100% o isopropanolo: per precipitare il DNA
- Etanolo 70%: per lavaggi finali
- Tampone TE (Tris-EDTA): per la risospensione del DNA plasmidico
- RNAasi (opzionale): per degradare eventuale RNA contaminante

1.5 Procedura

1. Raccogli circa 1,5 ml di coltura batterica fresca, cresciuta preferibilmente overnight.

- Centrifuga per 30 secondi a 12.000 rpm
- Capovolgi il tubo ed elimina il supernatante.

Accorgimento: È preferibile utilizzare una coltura batterica in fase esponenziale (12-16h e non oltre 24h) in quanto:

- Le cellule vitali presentano una maggiore concentrazione di plasmide.
- Una coltura stazionaria o in declino presenta una maggiore concentrazione di enzimi degradativi

2. Centrifuga e rimozione supernatante

Obiettivo: Separare le cellule dal terreno di coltura, concentrandole nel pellet.

- Centrifuga per 30 secondi a 12.000 rpm.
- Capovolgi il tubo ed elimina il supernatante.

3. Risospensione in Soluzione I

- Aggiungi 100 µl di Soluzione I al pellet batterico e mischia usando il puntale di una pipetta o un vortex.

Accorgimento: in questa fase le cellule sono ancora integre, quindi è possibile mixare vigorosamente senza rischiare di romperle; tuttavia, è preferibile evitare la formazione di bolle, poiché potrebbe impattare sugli step successivi.

Perché: la Soluzione I contiene un tampone (Tris) che stabilizza il pH, EDTA che chela i cofattori metallici delle nucleasi (proteggendo così il DNA) e glucosio che mantiene la tonicità e la stabilità delle cellule.

4. Lisi cellulare

Obiettivo: rompere la membrana cellulare e denaturare proteine e acidi nucleici, generando un lisato cellulare viscoso e biancastro.

- Aggiungi 200 µl di Soluzione II al campione e mescola delicatamente capovolgendo il tubo due o tre volte.

Accorgimento: mescola lentamente e con cautela; evita l'uso del vortex per non rompere meccanicamente le molecole di DNA plasmidico, che in questa fase sono particolarmente fragili.

Perché: l'SDS solubilizza le membrane e le proteine, mentre NaOH denatura DNA genomico e plasmidico.

5. Neutralizzazione rapida

Obiettivo: Neutralizzare la soluzione alcalina per permettere la rinaturazione selettiva del DNA plasmidico.

- Aggiungi 150 µl di soluzione III e mescola delicatamente capovolgendo due o tre volte la provetta, evitando l'uso del vortex.

Accorgimento: La Soluzione III contiene acetato di potassio a pH acido, che abbassa rapidamente il pH del lisato. Questo consente solo al DNA plasmidico (corto e superavvolto) di rinaturarsi selettivamente.

Criticità: Esegui questa operazione entro 2-3 minuti dall'aggiunta della Soluzione II. Un intervallo più lungo favorisce la rinaturazione anche del DNA genomico, riducendo la selettività e la purezza del DNA plasmidico.

6. Centrifugazione per separazione del surnatante

Obiettivo: Separare il pellet (residui cellulari, DNA genomico e proteine precipitate) dal surnatante contenente il DNA plasmidico.

- Centrifuga la provetta a massima velocità (14.000 rpm) per 5 minuti.
- Trasferisci il surnatante in una nuova provetta, evitando di disturbare il pellet.

Accorgimento: Non prelevare più di 500 µl di surnatante per facilitare le fasi successive di precipitazione con etanolo.

7. Precipitazione del DNA con etanolo/isopropanolo e incubazione a freddo

Obiettivo: Concentrare e isolare il DNA plasmidico dal surnatante, formando un pellet visibile.

- Aggiungi al surnatante 2 volumi di etanolo 100% oppure 0.6 volumi di isopropanolo.
- Capovolgi delicatamente la provetta per favorire il contatto del DNA con l'alcol.
- Incuba a -20°C per circa 20 minuti per facilitare la formazione del pellet.

Perché: L'alcol riduce la solubilità del DNA, favorendone la precipitazione e la formazione del pellet. L'isopropanolo può essere preferito perché richiede volumi minori, ma entrambi gli alcoli funzionano efficacemente.

Perché (basse temperature): Le basse temperature riducono la solubilità degli acidi nucleici negli alcoli, favorendo la formazione di un pellet più compatto e visibile.

8. Centrifugazione a 12000g per 5 minuti

Obiettivo: Separare i detriti cellulari dal surnatante contenente il DNA plasmidico.

- Centrifuga a 12.000g per 5 minuti.
- Osserva la formazione di un pellet bianco sul fondo della provetta.

Criticità: Un pellet mucillaginoso o vischioso può indicare contaminazione da polisaccaridi o RNA, che potrebbe compromettere la purezza del DNA plasmidico.

9. Rimozione del supernatante e lavaggio con etanolo 70% v/v

Obiettivo: Eliminare residui di sali e impurità idrosolubili dal pellet di DNA plasmidico per ottenere un campione più puro e privo di contaminanti.

- Rimuovi con cautela il supernatante.
- Aggiungi 500 µl di etanolo al 70% v/v e capovolgi delicatamente la provetta per lavare il pellet.

10. Rimozione completa dell'etanolo e asciugatura all'aria

Obiettivo: Eliminare completamente l'etanolo residuo dal pellet di DNA plasmidico per garantire un'adeguata risospensione.

- Rimuovi l'etanolo con cautela senza disturbare il pellet.
- Lascia il tubetto aperto all'aria per circa 10 minuti.

Criticità: Tracce residue di etanolo possono precipitare nuovamente il DNA plasmidico, rendendolo difficile da risospendere e quindi riducendo la resa finale.

11. Risospensione del DNA plasmidico in tampone TE pH 8.0

Obiettivo: Riprendere il pellet di DNA plasmidico dopo il lavaggio, solubilizzandolo in un tampone adatto alla conservazione e alla successiva manipolazione.

- Aggiungi circa 50 µl di tampone TE (Tris-EDTA) pH 8.0 al pellet di DNA plasmidico.
- Mescola delicatamente o pipetta su e giù per favorire la risospensione completa del DNA.

Perché: Il tampone TE protegge il DNA dalla degradazione grazie all'EDTA, che chela ioni metallici (ad esempio Mg^{2+}) necessari per l'attività delle DNasi. Il pH 8.0 è ottimale per la stabilità del DNA e la prevenzione dell'attività nucleasica.

12. Conservazione a 4 °C

Obiettivo: Conservare il DNA plasmidico in modo sicuro e stabile, minimizzando il rischio di degradazione.

Perché: Conservare il DNA a basse temperature rallenta l'attività enzimatica delle DNasi e altri enzimi potenzialmente contaminanti, proteggendo l'integrità del campione.

Perché (in acqua a -20 °C): In assenza di EDTA, le DNasi possono degradare il DNA anche a 4 °C; per questo, il DNA disciolto in acqua deve essere conservato a -20 °C per disattivare o rallentare drasticamente le nucleasi.

1.6 Conclusioni

L'esperimento di miniprep ha permesso di ottenere DNA plasmidico in forma pura, pronto per successive esperienze. La procedura, basata sulla lisi alcalina e la neutralizzazione selettiva, ha garantito la separazione del DNA plasmidico da contaminanti cellulari. Questo protocollo consente, se eseguito correttamente, di ottenere DNA plasmidico idoneo a clonazione, trasformazione batterica e sequenziamento.

2 Estrazione dell'RNA totale con TRIzol e Quantificazione

2.1 Introduzione - Contesto

La manipolazione dell'RNA richiede una particolare attenzione, poiché si tratta di una molecola estremamente instabile e soggetta a degradazione da parte delle RNasi. Per questo motivo, le procedure di estrazione dell'RNA devono essere svolte rapidamente, in condizioni controllate e utilizzando reagenti capaci di inattivare le nucleasi. Il metodo TRIzol¹ rappresenta una soluzione efficace per ottenere RNA totale² da campioni cellulari, poiché combina la lisi cellulare, la denaturazione delle proteine e la separazione delle fasi in un unico passaggio, garantendo un'alta resa e una buona qualità dell'RNA.

2.2 Obiettivo

Ottenere un estratto di RNA totale, privo di contaminazioni proteiche o genomiche, che possa essere utilizzato per successive esperienze.

2.3 Strumentazione

- Mortaio e pestello
- Micropipette e puntali
- Eppendorf
- Centrifuga
- Spettrofotometro a cuvetta
- Spettrofotometro nanodrop

2.4 Soluzioni e reagenti

- TRIzol (Fenolo + Guanidina isocianato)
- Azoto liquido
- Cloroformio
- 2-propanolo
- Etanolo 70%
- DEPC (DiEthyl PyroCarbonate)

¹Reagente a base di fenolo e guanidina isotiocianato che consente di isolare RNA, DNA e proteine in un singolo passaggio.

²Insieme di tutte le molecole di RNA presenti in una cellula o in un tessuto, comprese mRNA, tRNA, rRNA e RNA non codificanti.

2.5 Procedura

1. Polverizzare le foglie con azoto liquido

Obiettivo: Ridurre in polvere le foglie in polvere e trasferire in eppendorf

- Raffredda il mortaio con l'azoto liquido, lasciando evaporare l'azoto in eccesso.
- Aggiungi i pezzi di foglia e tritali usando il pestello.
- La polvere ottenuta va trasferita in due provette Eppendorf da 2 ml, utilizzando una spatola pre-raffreddata.

Perché: L'azoto liquido congela rapidamente le foglie, impedendo che diventino pastose e facilitando la frantumazione in una polvere fine.

Accorgimento: Usa una spatola pre-raffreddata per trasferire la polvere. In caso contrario, la polvere potrebbe attaccarsi alla spatola a causa dell'elevato cambio di temperatura.

Criticità: Non aspettare troppo a lungo dopo la frantumazione, poiché l'RNA può iniziare a degradarsi a temperatura ambiente. Lavora in modo rapido e in un ambiente freddo.

2. Aggiungere TRIzol (1000 μ l ogni 50mg di tessuto) e agitare per 30 secondi.

3. Attendere 5min

Obiettivo: Durante questo tempo, la miscela appare come una sospensione omogenea e torbida, senza fasi separate. Questo passaggio consente alle molecole di RNA di liberarsi dalle proteine e di rimanere in soluzione.

Perché: Questo riposo facilita la completa dissociazione dei complessi nucleoproteici, favorendo l'isolamento selettivo dell'RNA nella fase acquosa successiva.

4. Aggiungere 0.2 ml di cloroformio poi vortexare per 30s.

- Aggiungere 0.2 ml di cloroformio (1:5 con il TRIzol).
- Vortexare per 30s

Perché: Il cloroformio, un solvente organico non polare, induce la separazione della miscela in tre fasi ben distinte: la fase organica (inferiore) che contiene i lipidi e altre molecole idrofobe, la fase intermedia con i detriti cellulari e le proteine denaturate, e la fase acquosa (superiore), dove si concentrano le molecole idrofile come l'RNA.

Perché il DNA non è nella stessa fase dell'RNA? I frammenti di RNA sono 3 o 4 ordini di grandezza più corti di quelli di DNA.

L'RNA è più solubile in acqua e ha gruppi OH più esposti.

Il DNA, più lungo e complesso, tende a precipitare o restare nella fase intermedia o organica

Criticità: Lavorare sotto cappa in quanto il cloroformio è tossico.

5. Attendere e poi centrifugare

Obiettivo: Ottenere una separazione netta delle tre fasi, in particolare una visibile fase acquosa contenente l'RNA totale

- Attendere 15min evitando di movimentare il campione per un ordinamento parziale e visibile delle fasi
- Centrifugare 15min 12000 giri a 4°C per ottenere una separazione netta

6. Separazione dell'RNA e precipitazione con 2-propanolo

Obiettivo: Precipitare l'RNA dalla fase acquosa ottenendo un pellet visibile.

- Trasferire la fase acquosa in una nuova provetta.
- Aggiungere 0.5 ml di 2-propanolo (1:2 con TRIzol) e agitare delicatamente.

Perché: Il 2-propanolo favorisce le interazioni elettrostatiche tra i gruppi fosfato dell'RNA (negativi) e i sali positivi in soluzione. Questa neutralizzazione delle cariche rende l'RNA meno solubile, provocandone la precipitazione come pellet visibile dopo la centrifugazione.

Perché: Sia 2-propanolo che etanolo fanno precipitare gli acidi nucleici riducendone la solubilità in acqua. Il 2-propanolo, grazie alla sua polarità leggermente inferiore e alla struttura più idrofoba, è più "aggressivo" perché interagisce meno con l'acqua e forza la precipitazione dell'RNA in modo più rapido ed efficace. L'etanolo è più delicato e adatto per i lavaggi finali.

7. Attesa al freddo e centrifugazione finale

Obiettivo: Ottenere un pellet compatto di RNA attraverso la precipitazione e la successiva centrifugazione.

- Lasciare il campione a -20 °C per 30 minuti.
- Centrifugare a 12.000 g per 15 minuti a 4 °C.

8. Lavaggio con etanolo 70%

Obiettivo: Rimuovere sali e impurità residue dal pellet di RNA, migliorandone la purezza.

- Rimuovere il surnatante e aggiungere 1 ml di etanolo 70% per ogni ml di TRIZOL usato.
- Vortexare brevemente il campione.

Perché: L'etanolo 70% reidrata il pellet (riespetto al 2-propanolo) e rimuove i contaminanti idrosolubili, lasciando l'RNA più pulito per le successive analisi.

9. Centrifugazione finale

Obiettivo: Raccogliere l'RNA in un pellet compatto dopo il lavaggio con etanolo.

- Centrifugare a 12.000 g per 5 minuti a 4 °C.

Accorgimento: Mantenere la temperatura bassa per preservare l'integrità dell'RNA e minimizzare l'attività delle RNAsica.

10. Asciugatura del pellet

Obiettivo: Eliminare i residui di etanolo senza lasciare asciugare eccessivamente l'RNA, preservandone la stabilità.

- Lasciare il pellet all'aria per circa 10 minuti, evitando di asciugarlo completamente.

Criticità: Se l'etanolo non viene rimosso completamente, può compromettere la qualità dell'RNA. Tuttavia, un'asciugatura eccessiva rischia di danneggiare o degradare l'RNA.

11. Risospensione finale

Obiettivo: Solubilizzare l'RNA in un ambiente privo di nucleasi per conservarlo in modo sicuro e stabile.

- Aggiungere circa 100 μ l di acqua DEPC al pellet.
- Risospendere accuratamente il pellet mediante pipettaggio o agitazione delicata.

Perché: L'acqua DEPC è priva di RNasi e protegge l'RNA da eventuale degradazione enzimatica, garantendone la stabilità per le successive analisi.

2.6 Conclusioni

Il protocollo di estrazione dell'RNA con TRIZOL ha permesso di isolare RNA totale di buona qualità e quantità dalle cellule vegetali. I passaggi fondamentali — come la lisi in ambiente acido, la separazione delle fasi e la successiva precipitazione con 2-propanolo — hanno garantito l'eliminazione delle proteine e del DNA genomico, arricchendo la frazione acquosa di RNA puro. I lavaggi con etanolo e l'utilizzo di acqua DEPC hanno ulteriormente migliorato la purezza e la stabilità dell'RNA, minimizzando il rischio di degradazione.

3 Spettrometria di un campione di RNA totale

3.1 Introduzione

In questa esperienza, viene analizzato il campione di RNA totale estratto da cellule vegetali mediante il metodo TRIzol. La spettrometria rappresenta un passaggio fondamentale per valutare la qualità e la concentrazione dell'RNA isolato, informazioni indispensabili per eventuali applicazioni successive, come la retrotrascrizione o la PCR.

Due metodi di spettrofotometria vengono utilizzati:

- Spettrofotometria a cuvetta
- Spettrofotometria nanodrop

3.2 Analogie e diversità dei due strumenti

Entrambi gli strumenti forniscono un'analisi quantitativa e qualitativa dell'RNA. Lo spettrofotometro a cuvetta utilizza un volume maggiore (normalmente 1 ml) e può essere più preciso per campioni diluiti o con contaminanti. È più indicato per campioni con abbondanza di RNA e per misurazioni tradizionali. Il nanodrop, invece, richiede solo 1-2 μ l di campione, è più rapido e pratico, e consente misurazioni su campioni limitati. Tuttavia, la sua accuratezza può essere leggermente inferiore per campioni molto sporchi o molto diluiti.

3.3 Interpretazione dei dati

Lo spettrofotometro a cuvetta fornisce i valori di assorbanza a diverse lunghezze d'onda, in particolare:

- **A₂₆₀**: misura l'assorbanza dell'RNA. Viene utilizzata per calcolare la concentrazione applicando la legge di Lambert-Beer³.
- **A₂₈₀**: misura la presenza di proteine contaminanti, poiché le proteine assorbono fortemente a questa lunghezza d'onda.
- **A₂₃₀**: misura la presenza di composti organici e sali (come fenolo e guanidina).

Rapporti chiave per la purezza:

- **A₂₆₀/A₂₈₀ \approx 2.0**: indica RNA puro, privo di contaminazione proteica.
- **A₂₆₀/A₂₃₀ \geq 2.0**: indica assenza significativa di composti organici e sali.

Valori inferiori a questi rapporti suggeriscono la presenza di contaminanti e la necessità di ulteriori purificazioni.

3.4 Registrazione del bianco

Prima di procedere alla misurazione dei campioni, è fondamentale effettuare la registrazione del bianco, detta anche taratura o calibrazione dello strumento. Questa procedura consiste nella misura dell'assorbanza di una cuvetta contenente esclusivamente il solvente o il tampone utilizzato per la risospensione dell'RNA (ad esempio acqua DEPC o tampone TE).

Scopo: La registrazione del bianco consente di eliminare dall'assorbanza misurata i contributi dovuti al solvente e alla cuvetta stessa, garantendo che i valori ottenuti siano riferiti esclusivamente all'RNA presente nel campione.

³La legge di Lambert-Beer afferma che l'assorbanza (A) è proporzionale alla concentrazione (c) e alla lunghezza del cammino ottico (l), secondo la relazione: $A = \varepsilon \cdot c \cdot l$.

4 Restrizione del DNA ed analisi elettroforetica

4.1 Introduzione

4.1.1 Tecniche e tecnologie utilizzate

- Selezione di una porzione di DNA con enzimi di restrizione

La restrizione del DNA è una tecnica fondamentale della biologia molecolare che sfrutta enzimi chiamati *enzimi di restrizione* per tagliare il DNA in punti specifici. Questi enzimi riconoscono e clivano sequenze particolari, producendo frammenti di dimensioni definite. In questo esperimento utilizzeremo l'enzima di restrizione EcoRI, che taglia il DNA plasmidico pUC18 in corrispondenza dei suoi siti di riconoscimento. L'uso di un controllo negativo (campione non trattato) ci permetterà di confrontare la digestione completa con il DNA intatto.

- Gel elettroforesi (per un controllo qualitativo)

L'elettroforesi su gel di agarosio è una tecnica che permette di separare le molecole di DNA in base alle loro dimensioni e al loro stato conformazionale. In un campo elettrico, le molecole di DNA cariche negativamente migrano verso il polo positivo. Tuttavia, la migrazione non dipende solo dalla lunghezza del frammento, ma anche dallo stato topologico: le molecole superavvolte (supercoiled), aperte circolarmente o lineari hanno velocità di migrazione differenti, anche a parità di lunghezza. Questo è particolarmente importante per analizzare plasmidi e frammenti di restrizione.

4.1.2 Informazioni generali sull'enzima EcoRI

EcoRI è un enzima di restrizione di tipo II, estratto da *Escherichia coli*, che taglia il DNA a doppio filamento in corrispondenza di una sequenza palindromica specifica: 5'-GAATTC-3'. Il taglio avviene tra la guanina e la adenina, generando estremità coesive (sticky ends) con un breve tratto di singolo filamento. L'azione di EcoRI è altamente specifica e dipende dalle condizioni ottimali di temperatura e cofattori ionici (ad esempio Mg^{2+}).

4.2 Obiettivo

Lo scopo dell'esperienza è la di digestione di DNA plasmidico pUC18 con l'enzima EcoRI poi verificare l'efficacia della taglio mediante elettroforesi su gel di agarosio confrontando il prodotto della reazione con pUC18 originale (controllo negativo).

4.3 Strumentazione e reagenti (digestione enzimatica)

Strumentazione:

- Micropipette e puntali
- Eppendorf
- Beuta
- Falcon
- Vortex

Soluzioni e reagenti:

- enzima di restrizione EcoRI
- Buffer specifico per EcoRI
- DNA plasmidico pUC18

4.4 Strumentazione e reagenti (gel elettroforesi)

Strumentazione:

- Vaschette elettroforetiche
- Transilluminatore⁴
- Microonde

Soluzioni e reagenti:

- TAE 50X⁵
- SyberSafe⁶
- Gel d'agarosio
- DNA ladder⁷

⁴Dispositivo che emette luce UV o blu per visualizzare i frammenti di DNA nel gel dopo la colorazione.

⁵Tampone concentrato (Tris-Acetato-EDTA) da diluire per l'elettroforesi. Mantiene stabile il pH e garantisce la conduzione elettrica durante la corsa del gel.

⁶Colorante fluorescente che si lega al DNA e RNA, consentendo la visualizzazione dei frammenti nel gel sotto luce UV o blu. È più sicuro e meno tossico rispetto al bromuro d'etidio.

⁷Mix di frammenti di DNA di dimensioni note, usato come marcatore per confrontare e stimare la lunghezza dei frammenti di DNA separati nel gel.

4.5 Procedura per digestione del DNA

1. Preparazione della miscela di digestione

Obiettivo: Preparare la reazione di digestione con l'enzima EcoRI per tagliare il DNA plasmidico pUC18.

- 10 μl di pUC18
- 1 μl di EcoRI (enzima di restrizione)
- 2.5 μl di buffer 10X
- 11.5 μl di H_2O

Criticità: L'acqua va aggiunta per prima e l'enzima per ultimo per ridurre al minimo il rischio di denaturazione dell'enzima e garantire la sua attività.

Perché: L'enzima EcoRI taglia specificamente le sequenze riconosciute, frammentando il DNA plasmidico in siti precisi.

2. Preparazione del controllo negativo (senza enzima)

Obiettivo: Preparare un controllo negativo per verificare la specificità dell'azione dell'enzima EcoRI.

- 10 μl di pUC18
- - (nessun enzima)
- 2.5 μl di buffer 10X
- 12.5 μl di H_2O

Perché: Il controllo negativo permetterà di verificare che eventuali modifiche al DNA plasmidico siano dovute solo all'azione dell'enzima EcoRI e non ad altri fattori.

3. Incubazione delle reazioni

Obiettivo: Favorire l'azione dell'enzima EcoRI sul DNA plasmidico e garantire la massima efficienza di taglio.

- Incubare entrambe le provette (digestione e controllo) a 37 °C per 1-2 ore.

Accorgimento: Evitare sbalzi di temperatura o mescolamenti eccessivi durante l'incubazione, per non danneggiare l'enzima o il DNA.

Perché: La temperatura di 37 °C è ottimale per l'attività dell'enzima EcoRI, assicurando un taglio efficiente e specifico del DNA plasmidico.

4.6 Procedura preparazione Gel Elettroforesi

1. Preparazione della soluzione di agarosio

Obiettivo: Preparare un gel di agarosio allo 0.8% per l'analisi elettroforetica dei campioni.

- Pesare 0.6 g di agarosio e aggiungere 1.6 ml di TAE 50X.
- Aggiungere acqua distillata fino a 80 ml.
- Scaldare la miscela a microonde (in una beuta) senza far bollire, mescolando di tanto in tanto per sciogliere completamente l'agarosio.

Accorgimento: Sciogliere bene l'agarosio, evitando la formazione di grumi o la fuoriuscita del liquido.

2. Aggiunta del colorante

- Lasciare raffreddare leggermente la soluzione di agarosio.
- Aggiungere 4 μ l di SyberSafe, mescolare accuratamente.

Perché: Il SyberSafe lega gli acidi nucleici e consente la loro visualizzazione sotto luce UV o LED.

Criticità: Il SyberSafe deve essere aggiunto quando la soluzione di agarosio è ancora fluida ma non eccessivamente calda, poiché temperature troppo alte potrebbero compromettere la stabilità del colorante, riducendo l'efficienza di legame al DNA e la fluorescenza per la successiva analisi.

3. Colatura del gel

Obiettivo: Preparare un gel uniforme e senza bolle pronto per la separazione elettroforetica.

- Versare la soluzione di agarosio nella vaschetta di corsa, senza pettinino.
- Lasciare solidificare il gel a temperatura ambiente.
- Quando il gel è solido o quasi, aggiungere il pettinino per formare i pozzetti
- Coprire il gel TAE 1x

Accorgimento: Colare il gel senza il pettinino per evitare la formazione di bolle intorno ai denti e assicurare pozzetti regolari e ben formati. Inserire il pettinino solo dopo che la soluzione di agarosio si è raffreddata leggermente o si è completamente solidificata.

Perché: Il TAE “dentro” al gel serve a stabilizzare la struttura del gel e mantenere un ambiente idoneo durante la formazione del gel stesso, mentre quello “fluido” nella vaschetta serve a garantire la conduzione elettrica e a stabilizzare il pH durante la corsa elettroforetica.

4.7 Preparazione della corsa elettroforetica

Obiettivo: Caricare i campioni nei pozzetti, alimentare la vaschetta, ottenere una buona separazione dei vari frammenti di acidi nucleici.

- Preparare i campioni:
 - 25 μ l di pUC18 digerito + 5 μ l di Sample Buffer
 - 25 μ l di pUC18 non digerito + 5 μ l di Sample Buffer
 - 25 μ l di RNA totale + 5 μ l di Sample Buffer (Vedi esperienza "Estrazione RNA Totale con TRIzol")
 - 5 μ l di DNA ladder (marcatore di pesi molecolari)
- Caricare i campioni nei pozzetti.
- Cablare l'alimentatore alla vaschetta ed impostare il voltaggio dell'alimentatore tra 90 e 100 V.
- Lasciare correre per il tempo necessario a ottenere una buona separazione.

Accorgimento: Se la corsa elettroforetica viene lasciata procedere troppo a lungo, i frammenti di DNA o RNA più piccoli potrebbero migrare fuori dal gel, mentre quelli più grandi potrebbero risultare distorti o sovrapposti. Questo comprometterebbe la qualità e l'interpretazione dei risultati.

4.8 Osservare il gel nel transilluminatore

Obiettivo: Osservare e documentare la separazione dei frammenti di DNA o RNA nel gel dopo l'elettroforesi.

- Posizionare il gel sul transilluminatore (UV o LED).
- Accendere la lampada e regolare la luminosità per ottenere la migliore visibilità dei frammenti.
- Osservare e fotografare i pattern di bande ottenute, confrontandoli con il DNA ladder caricato.

Criticità: Non osservare direttamente la luce UV, utilizzare sempre la copertura protettiva del transilluminatore per evitare danni agli occhi.

4.9 Come interpretare l'analisi

Come interpretare la migrazione dei frammenti?

Vi è una relazione tra [dimensione, forma] degli acidi nucleici e velocità nel gel di agarosio.

- **Dimensione degli acidi nucleici:** i frammenti più piccoli migrano più velocemente nel gel e si trovano più lontano dal pozzetto di caricamento. I frammenti più grandi, invece, si muovono più lentamente e si localizzano più vicino all'origine.
- **Topologia del DNA:** frammenti aventi la stessa lunghezza possono migrare in modo diverso a seconda della loro struttura topologica:
 - *Forme supercoiled* (superavvolte) migrano più velocemente perché sono più compatte.
 - *Forme lineari* migrano a una velocità intermedia.
 - *Forme nicked o circolari rilassate* (aperti) migrano più lentamente poiché occupano più spazio nella matrice del gel.
- **Confronto con il ladder:** la scala di riferimento (DNA ladder) aiuta a stimare le dimensioni dei frammenti campione, confrontandone la distanza di migrazione.

5 PCR

5.1 Introduzione

INTRODUZIONE

5.2 Obiettivo

OBIETTIVO

5.3 Strumentazione

- ITEM1
- ITEM2

5.4 Soluzioni e reagenti

- ITEM1
- ITEM2

5.5 Procedura

1. STEPS HERE
2. STEPS HERE

5.6 Conclusioni

CONCLUSIONI